

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
Republique Algerienne Democratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de L'Enseignement Superieur et de la Recherche Scientifique
جامعة باجي مختار عنابة
Université Badji Mokhtar Annaba



Faculté des Sciences
Département de Biologie
Thèse présentée en vue de l'obtention du diplôme de Doctorat
en Biologie
Option : Ecologie Animale

Intitulé

Inventaire des Culicidae de la région Ouest de la ville d'Annaba. Etude bio-écologique, systématique des espèces les plus abondantes. Lutte biologique anti larvaire par les extraits aqueux de quelques plantes (Médicinales et toxiques) et le *Bacillus thuringiensis israelensis* H14.

Présenté par: M^{me} Dahchar Zineb.

Membre de Jury :

M ^{me} . Bendali-Saoudi Fatiha (Pr.)	Directrice de thèse	Université Badji Mokhtar, Annaba.
M ^f . Soltani Noureddine (Pr.)	Président	Université Badji Mokhtar, Annaba.
M ^{me} . Bouslama Mamcha Zihad (Pr.)	Examinatrice	Université Badji Mokhtar, Annaba.
M ^{me} . Tadjine Aicha (Pr.).	Examinatrice	Université d'El Taref.
M ^{me} . Tine- Djebbar Fouzia (M.C.A.)	Examinatrice	Université Al Arbi Tbessi, Tebessa.

Année universitaire : 2016-2017

REMERCIEMENTS

Je remercie avant tout Dieu le tout puissant pour la volonté, la santé et la patience qu'il m'a donné durant toutes les longues années d'études afin que je puisse arriver là.

*J'exprime mes plus vifs remerciements à **M^R.SOLTANI N.**, Professeur au département de Biologie Animale, pour m'avoir fait l'honneur de présider ce jury. Qu'il trouve ici le témoignage de ma très haute considération.*

*Ma reconnaissance, ma vive gratitude et mes sincères remerciements vont aussi à **M^{me}. BENDALI-SAOUDI F.**, Professeur au département de Biologie Animale, pour m'avoir dirigé tout au long de la réalisation de ce travail. Ses orientations, ses encouragements, sa disponibilité constante m'ont été d'une précieuse aide.*

*Je remercie également **M^{me}. BOUSLAMA MAMCHA Z .**, Professeur au département d'Ecologie Animale, **M^{me}.TINE-DJEBBAR F.**(Université de Tébessa),
M^{me}.TADJINE A (Université d'El Taref)
pour avoir accepté de lire et de juger ce travail.*

*Sans oublier d'exprimer ma profonde reconnaissance pour **M^R. TAHAR ALI**, Professeur à l'université d'Annaba pour l'étude statistique .*

Enfin, J'exprime mes remerciements à tous ceux et celles qui ont contribué de loin ou de près à l'aboutissement de ce travail.

MERCI

Dédicace

*Si ce travail a été concrétisé c'est surtout grâce aux efforts prodigués par **mon père**. Je le remercie, pour son aide si précieuse tout au long de ses années, sa bonne humeur. Merci pour ce que tu fais pour nous.*

*Je veux remercier **ma mère**, qui m'a apporté un soutien. Merci pour la confiance.*

*Je veux aussi remercier **ma chère sœur** « **Fatima** » et à proximité et **mes frères** « **Tarek**, **Walid** » et exceptionnellement **Rodouain** « **teti** » pour m'avoir encouragé. Merci d'avoir été là pour me soutenir à tout moment.*

*Je terminerai en remerciant **mon mari** « **Bilal** », pour son soutien et ses encouragements.*

Liste des figures

	P
	P
	P
Figure 1: Ville d'Annaba	6
Figure 2: Localisation géographique du site d'échantillonnage (Berral)	7
Figure 3: Carte du lac Fetzara	8
Figure 4: Carte piézométrique de nappe entourant le Fetzara	9
Figure 5: Les stations du site urbain	12
Figure 6: Stations d'échantillonnage des adultes	13
Figure 7: Stations d'échantillonnage larvaire	14
Figure 8: Morphologie de l'oeuf chez les moustiques	19
Figure 9: Morphologie de la larve	22
Figure 10: Morphologie générale de la nymphe de <i>Culex sp</i>	23
Figure 11: Morphologie générale schématique d'un moustique adulte	24
Figure 12: Schéma de têtes d'Anophelinae	25
Figure 13: Morphologie schématique et emplacement des soies du thorax en vue latérale	26
Figure 14: Morphologie de l'aile chez les moustiques	27
Figure 15: Morphologie de l'abdomen (vue dorsale, femelle de <i>Culex pipiens pipiens</i>)	28
Figure 16: Morphologie de l'hypopygium chez les moustiques mâles (genre <i>Culex</i>)	29
Figure 17: Génitalia mâle	29
Figure 18: Terminalia femelle de <i>Culiseta longiareolata</i>	30
Figure 19: Cycle de développement du Moustique	32
Figure 20: Capture des adultes	33
Figure 21: Pêche larvaire	33
Figure 22: Elevage des Culicidae au laboratoire	34
Figure 23: <i>Ricinus communis</i>	37
Figure 24: <i>Thymus vulgaris</i>	39

Figure 25: <i>Daphne gniduum</i>	41
Figure 26: <i>Cigue maculée</i>	43
Figure 27: <i>Geranium Rosate</i>	45
Figure 28: <i>Ruta graveolens</i>	47
Figure 29: Le <i>Bacillus thuringiensis israelensis</i> sous forme de poudre	48
Figure 30: Cycle vital du <i>Bacillus thuringiensis</i>	50
Figure 31: Représentation schématique du mode d'action des cristaux de <i>Bacillus thuringiensis</i> var <i>israelensis</i> sur une larve de moustique	52
Figure 32: Analyse physico-chimique de l'eau des stations d'études	57
Figure 33: Préparation des extraits aqueux de plantes	59
Figure 34: Tests de toxicité sur les larves de moustique	60
Figure 35: Répartition des individus (2013-2014)	65
Figure 36: Richesse totale des espèces de Culicidae au niveau des sites d'études	67
Figure 37: Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans le site rural (2013-2014)	71
Figure 38: Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans le site urbain (2013-2014)	72
Figure 39: Fréquence centésimale dans le site urbain pendant la saison d'automne (2013-2014)	78
Figure 40: Fréquence centésimale dans le site rural pendant la saison d'automne (2013-2014)	78
Figure 41: Fréquence centésimale dans le site urbain pendant la saison d'hiver. (2013-2014)	83
Figure 42: Fréquence centésimale dans le site rural pendant la saison d'hiver (2013-2014)	83
Figure 43: Fréquence centésimale dans le site urbain pendant la saison printanière (2013-2014)	88
Figure 44: Fréquence centésimale dans le site rural pendant la saison printanière (2013-2014)	88

Figure 45: Fréquence centésimale dans le site urbain pendant la saison estivale (2013-2014)	93
Figure 46: Fréquence centésimale dans le site rural pendant la saison estivale (2013-2014)	93
Figure 47: Variation saisonnière des effectifs de culicidae dans la région d'Annaba (Novembre 2013-Octobre 2014)	95
Figure 48: Variation numérique des récoltes des Culicidae en fonction des précipitations mensuelles moyennes (mm) dans la région d'Annaba 2013-2014	96
Figure 49: Variation numérique des récoltes des culicidés en fonction des températures mensuelles moyennes (mm) dans la région d'Annaba 2013-2014	97
Figure 50: Variation numérique des récoltes des culicidés en fonction de l'humidité mensuelle moyenne (mm) dans la région d'Annaba 2013-2014	98
Figure 51: Variation numérique des récoltes des culicidés en fonction des vents mensuelles moyennes (mm) dans la région d'Annaba 2013-2014	99
Figure 52: Tarse 4 et 5 de la patte 1	102
Figure 53: Les antennes et la tête de <i>Cx. pipiens</i>	102
Figure 54: Mentum de <i>Cx. pipiens</i>	102
Figure 55: Les soies siphonales de <i>Cx. pipiens</i>	102
Figure 56: Antenne de <i>Cx. pipiens</i>	103
Figure 57: Génitalia mâle	103
Figure 58: Les dents du peigne	103
Figure 59: Mentum (Mn) de <i>Culex laticinctus</i>	107
Figure 60: Soie céphalique 5-C	107
Figure 61 : Ornementation de l'air postspiraculaire	107
Figure 62: Siphon de <i>Culex laticinctus</i>	107
Figure 63: les deux soies latérales	110
Figure 64: Aire préalaire	110

Figure 65: l'aile de <i>Culiseta glaphyroptera</i>	113
Figure 66: les palpes de <i>Culiseta glaphyroptera</i>	113
Figure 67: soies préspiraculaires de <i>Culiseta glaphyroptera</i>	113
Figure 68: 3ème patte annulée (flèches) d' <i>Or. pulcripalpis</i>	115
Figure 69: Gonocoxite du genitalia mâle d' <i>Or. pulcripalpis</i>	115
Figure 70: Tarsomère 4 et 5 de la patte 3	116
Figure 71: Absence de la frange d'écaille	120
Figure 72: Couleur sombre du tarsomère 5 de la patte 3	120
Figure 73: l'insertion de la soie antennaire 1-A	121
Figure 74: la tête d' <i>Anopheles maculipennis</i>	121
Figure 75: les soies palmées	125
Figure 76: Ornementation inter oculaire	125
Figure 77: Ornementation de l'antenne	125
Figure 78: Palpe maxillaire	125
Figure 79: l'ornementation inter-oculaire	126
Figure 80: le scutum	126
Figure 81: La soie antennaire 1-A	127
Figure 82: l'espace entre les soies céphaliques 2-C et 3-C	127
Figure 83: Structure de la soie céphalique 3-C	127
Figure 84: Les soies céphalique 4-C	127
Figure 85: Structure des soies céphalique 5-C	128
Figure 86: les soies céphalique 8-C	128
Figure 87: la soie céphalique 9-C	128
Figure 88: Type d'insertion de la soie 1-P	128
Figure 89: la soie étoilée 2-V	129
Figure 90: Les pales d' <i>Anopheles plumbeus</i>	130
Figure 91: Abdomen d' <i>Aedes aegypti</i>	131

Figure 92: Scutum d' <i>Aedes aegypti</i>	131
Figure 93: Mentum de <i>Ochlerotatus atropalpus</i>	132
Figure 94: Siphon <i>Ochlerotatus atropalpus</i>	132
Figure 95: Effet de la CL50 du <i>Bti</i> sur les L1 de <i>Culex pipiens</i>	169
Figure 96: Effet de la CL50 du <i>Bti</i> sur les L2 de <i>Culex pipiens</i>	170
Figure 97: Effet de la CL50 du <i>Bti</i> sur les L3 de <i>Culex pipiens</i>	171
Figure 98: Effet de la CL50 du <i>Bti</i> sur les L4 de <i>Culex pipiens</i>	172
Figure 99: Effet de la CL50 du <i>Bti</i> sur les L1 de <i>Cs. Longiareolata</i>	173
Figure 100: Effet de la CL50 du <i>Bti</i> sur les L2 de <i>Cs. Longiareolata</i>	174
Figure 101: Effet de la CL50 du <i>Bti</i> sur les L3 de <i>Cs. Longiareolata</i>	175
Figure 102: Effet de la CL50 du <i>Bti</i> sur les L4 de <i>Cs. Longiareolata</i>	176

Liste des tableaux

P

Tableau 1: Température de pour l'année 2013/2014. Source: Station Météorologique la région d'Annaba (Les Salines)	15
Tableau 2: Précipitation de pour l'année 2013/2014. Source: Station Météorologique la région d'Annaba (Les Salines)	15
Tableau 3: L'humidité (%) pour l'année 2013/2014. Source: Station Météorologique de la région d'Annaba (Les Salines)	16
Tableau 4: La variation de la vitesse du vent (m/s) pour l'année 2013-2014. Source: Station Météorologique de la région d'Annaba (Les Salines)	16
Tableau 5: Richesse totale des Culicidae au niveau de la région Ouest de la ville d'Annaba de l'année : 2013-2014	64
Tableau 6: Présence des Culicidae au niveau des sites urbains et rural par espèce. (+) : présence de l'espèce ;(-): absence de l'espèce	66
Tableau 7: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux site d'étude	67
Tableau 8: Richesse totale et moyenne. Indice de diversité de Schanon - Weaver (H'). Indice de diversité maximale (H' max). Indice d'équirépartition (E) des Culicidae dans les 2 stations des3 sites urbains. (Sts1, St2: station)	68
Tableau 9: Richesse totale et moyenne. Indice de diversité de Schanon - Weaver (H'). Indice de diversité maximale (H' max).Indice d'équirépartition (E) des Culicidae du site rural St1; St2; St3: écuries. St4; St5: gîtes larvaires	69
Tableau 10: Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans les deux sites (2013-2014)	70
Tableau 11: Fréquence d'occurrence des espèces récoltées dans les deux sites d'étude (2013-2014), N : Nombre de relevées contenant l'espèce étudiée; % F : Fréquence d'occurrence; Caté: catégorie; Omnip: omniprésente; Ac ces: accessoires; Accid: accidentelles	73
Tableau 12: Les espèces inventoriées durant la saison d'automne (2013 -2014) (+) : présence de l'espèce ; (-): absence de l'espèce	74
Tableau 13: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux sites d'étude durant la saison d'automne (2013- 2014)	75

Tableau 14: Indice de diversité et équitabilité des Culicidae durant la saison d'automne (2013- 2014)	76
Tableau 15: Fréquence centésimale des espèces inventoriées dans les deux sites durant la saison d'automne (2013- 2014)	77
Tableau 16: Les espèces inventoriées durant la saison d'hiver (2013- 2014). (+) : présence de l'espèce ;(-): absence de l'espèce	79
Tableau 17: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux sites d'étude durant la saison d'hiver (2013- 2014)	80
Tableau 18: Indice de diversité et d'équitabilité des Culicidae durant la saison d'hiver (2013- 2014)	81
Tableau 19: Fréquence centésimale des espèces inventoriées dans les deux sites durant la saison d'hiver (2013- 2014)	82
Tableau 20: Les espèces inventoriées pendant la saison de Printemps (2013- 2014). (+) : Présence de l'espèce; (-): Absence de l'espèce	84
Tableau 21: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux sites d'étude durant la saison du Printemps (2013- 2014)	85
Tableau 22: Indice de diversité et d'équitabilité des Culicidae pendant la saison le Printemps (2013- 2014)	86
Tableau 23: Fréquence centésimale des espèces inventoriées dans les deux sites pendant la saison printanière (2013- 2014)	87
Tableau 24: Les espèces inventoriées pendant la saison estivale (2013- 2014). (+) : Présence de l'espèce; (-): Absence de l'espèce	89
Tableau 25: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux sites pendant la saison estivale (2013- 2014)	90
Tableau 26: Indice de diversité et d'équitabilité des Culicidae pendant la saison d'été (2013- 2014)	91
Tableau 27: Fréquence centésimale des espèces inventoriées dans les deux sites pendant la saison estivale (2013- 2014)	92
Tableau 28: Les espèces inventoriées pendant toutes les saisons	94
Tableau 29: Paramètres physicochimiques des deux sites au niveau de la région Ouest de la ville d'Annaba pendant le Mois d'Avril 2016	100
Tableau 30: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes femelles de <i>Culex pipiens</i> . m±s (N= 20; unité: µm)	104

Tableau 31: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes mâles de <i>Culex pipiens</i> . m±s (N= 20; unité: µm)	105
Tableau 32: Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves de <i>Culex pipiens</i> . m±s (N= 20; unité: µm)	106
Tableau 33: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes femelles de <i>Culex laticinctus</i> . m±s (N=05; unité: µm)	108
Tableau 34: Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves de <i>Culex laticinctus</i> . m±s (N= 20; unité: µm)	109
Tableau 35: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes Femelles de <i>Culex torrentium</i> . m±s (N=04; unité: µm)	111
Tableau 36: Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves de <i>Culex torrentium</i> . m±s (N= 07; unité: µm)	112
Tableau 37: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les Femelles de <i>Culiseta glaphyropetra</i> . m±s (N=04; unité: µm)	114
Tableau 38: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes mâles de <i>Orthopodomyia pulcripalpus</i> . m±s (N= 20; unité: µm)	117
Tableau 39: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes femelles de <i>Orthopodomyia pulcripalpus</i> . m±s (N=08; unité: µm)	118
Tableau 40: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les femelles d' <i>Anopheles maculipennis</i> . m±s (N=20; unité: µm)	123
Tableau 41: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les mâles <i>Anopheles maculipennis</i> . m±s (N=12; unité: µm)	124
Tableau 42: Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves d' <i>Ochlerotatus atropalpus</i> . m±s (N= 09; unité: µm)	132
Tableau 43: Résultats du test T de Student. Comparaison, entre régions, des moyennes, de chacun des 32 critères déterminant les femelles d' <i>Orthopodomyia pulcripalpis</i>	134
Tableau 44: Résultats du test T de Student. Comparaison, entre régions, des moyennes, de chacun des 32 critères déterminant les mâles d' <i>Orthopodomyia pulcripalpis</i>	135
Tableau 45: Résultats des tests MANOVA appliquée aux 32 critères biométriques caractérisant les femelles d' <i>Orthopodomyia pulcripalpis</i>	136
Tableau 46: Résultats des tests MANOVA appliquée aux 32 critères biométriques déterminant les mâles d' <i>Orthopodomyia pulcripalpis</i>	136
Tableau 47: Résultats du test T de Student. Comparaison, entre régions, des moyennes, de chacun des 32 critères déterminant les femelles de <i>Culex laticinctus</i>	138

Tableau 48: Résultats du test T de Student. Comparaison, entre régions, des moyennes, de chacun des 12 critères déterminant les larves de <i>Culex laticinctus</i>	139
Tableau 49: Résultats des tests MANOVA appliquée aux 32 critères biométriques déterminant les femelles de <i>Culex laticinctus</i>	139
Tableau 50: Résultats des tests MANOVA appliquée aux 32 critères biométriques déterminant les larves de <i>Culex laticinctus</i>	140
Tableau 51: Dose létales du <i>D. gnidium</i> après application orale sur les larves L1 de <i>Cx. pipiens</i> . Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités)	141
Tableau 52: Dose létales du <i>D. gnidium</i> après application orale sur les larves L2 de <i>Cx. pipiens</i> . Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités)	142
Tableau 53: Dose létales du <i>D. gnidium</i> après application orale sur les larves L3 de <i>Cx. pipiens</i> . Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités)	142
Tableau 54: Dose létales du <i>D. gnidium</i> après application orale sur les larves L4 de <i>Cx. pipiens</i> . Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités)	142
Tableau 55: Dose létales du <i>R. communis</i> après application orale sur les larves L1 de <i>Cx. pipiens</i> . Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités)	143
Tableau 56: Dose létales du <i>R. communis</i> après application orale sur les larves L2 de <i>Cx. pipiens</i> . Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités)	143
Tableau 57: Dose létales du <i>R. communis</i> après application orale sur les larves L3 de <i>Cx. pipiens</i> . Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités)	144
Tableau 58: Dose létales du <i>R. communis</i> après application orale sur les larves L4 de <i>Cx. pipiens</i> . Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités)	144
Tableau 59: Dose létales du <i>T. vulgaris</i> après application orale sur les larves L1 de <i>Cx. pipiens</i> . Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités)	145

- Tableau 60:** Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités) **145**
- Tableau 61:** Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **145**
- Tableau 62:** Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **146**
- Tableau 63:** Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L1 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **146**
- Tableau 64:** Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (Heures); N: 60 individus (Traités) **147**
- Tableau 65:** Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **147**
- Tableau 66:** Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **147**
- Tableau 67:** Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L1 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **148**
- Tableau 68:** Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **148**
- Tableau 69:** Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **149**
- Tableau 70:** Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **149**

- Tableau 71:** Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L1 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **150**
- Tableau 72:** Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **150**
- Tableau 73:** Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **150**
- Tableau 74:** Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **151**
- Tableau 75:** Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités) **151**
- Tableau 76:** Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **152**
- Tableau 77:** Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **152**
- Tableau 78:** Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **152**
- Tableau 79:** Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **153**
- Tableau 80:** Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **153**
- Tableau 81:** Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **154**

- Tableau 82:** Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **154**
- Tableau 83:** Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **155**
- Tableau 84:** Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **155**
- Tableau 85:** Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **155**
- Tableau 86:** Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **156**
- Tableau 87:** Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **156**
- Tableau 88:** Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **157**
- Tableau 89:** Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **157**
- Tableau 90:** Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **157**
- Tableau 91:** Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) **158**
- Tableau 92:** Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **158**

- Tableau 93:** Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **159**
- Tableau 94:** Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **159**
- Tableau 95:** Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **160**
- Tableau 96:** Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **160**
- Tableau 97:** Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **160**
- Tableau 98:** Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités) **161**
- Tableau 99:** Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification modèle fixe de la comparaison du temps (24h, 48h, 72h), entre les trois doses de six plantes à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens*. Valeur de P **162**
- Tableau 100:** Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification modèle fixe de la comparaison du temps (24h, 48h, 72h), entre les trois doses de six plantes à l'égard des quatre stades larvaires de *Cs. Longiareolata*. Valeur de P **163**
- Tableau 101:** Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification modèle fixe de la comparaison du stade de *Cx. pipiens*. (L1, L2, L3, L4), entre les trois doses de six plantes et les trois temps d'exposition. Valeur de P **165**
- Tableau 102:** Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification modèle fixe de la comparaison du stade de *Cs. Longiareolata*. (L1, L2, L3, L4), entre les trois doses de six plantes et les trois temps d'exposition. Valeur de P **166**
- Tableau 103:** ANOVA à trois voies (concentrations, extraits aqueux des six plantes, espèces de moustiques) pour chaque stade larvaire et temps d'exposition: valeur P des différents facteurs considérés, Fobs: valeur F de Fisher **168**

Tableau 104: Effet de <i>B.t.i.</i> (CL50) sur le premier stade larvaire de <i>Cx. pipiens</i> N: 60 individus (Traités)	169
Tableau 105: Effet de <i>B.t.i.</i> (CL50) sur le deuxième stade larvaire de <i>Cx. pipiens</i> N: 60 individus(Traités)	170
Tableau 106: Effet de <i>B.t.i.</i> (CL50) sur le troisième stade larvaire de <i>Cx. pipiens</i> N: 60 individus (Traités)	170
Tableau 107: Effet de <i>B.t.i.</i> (CL50) sur le quatrième stade larvaire de <i>Cx. pipiens</i> N: 60 individus (Traités)	171
Tableau 108: Effet de <i>B.t.i.</i> (CL50) sur le premier stade larvaire de <i>Cs. Longiareolata</i> N: 60 individus (Traités)	172
Tableau 109: Effet de <i>B.t.i.</i> (CL50) sur le deuxième stade larvaire de <i>Cs. Longiareolata</i> N: 60 individus (Traités)	173
Tableau 110: Effet de <i>B.t.i.</i> (CL50) sur le troisième stade larvaire de <i>Cs. Longiareolata</i> N: 60 individus (Traités)	174
Tableau 111: Effet de <i>B.t.i.</i> (CL50) sur le quatrième stade larvaire de <i>Cs. Longiareolata</i> N: 60 individus (Traités)	175
Tableau 112: ANOVA à trois voies (Temps, Stades, espèces de moustiques): valeur P des différents facteurs considérés, Fobs: valeur F de Fisher	177
Tableau 113: Test de Tuckey	178

Liste d'abréviation

U: Uranotaenia

Or: Orthopodomyia

Cx: Culex

Cs: Culiseta

Oc: Ochlérotatus

An: Anopheles

Ae: Aedes.

Cs. longiareolata : Culiseta longiareolata

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

R. communis : Ricinus communis

D. gnidium : Daphne gnidium

T. vulgaris : Thymus vulgaris

R. graveollen : Ruta graveollen

G. rose : Geranium rose

C. maculée : Cigue maculée

Bti : Bacillus thuringiensis israelensis

SOMMAIRE

1. INTRODUCTION	1
2. MATERIELS E METHODES	5
2.1. Présentation de la région d'étude	5
2.1.1. Wilaya d'Annaba	5
2.1.2. Ville de Berrahal	6
2.1.3. Lac Fetzara	7
2.1.4. Caractère climatique	8
2.1.5. Hydrologie	9
2.1.6. Flore remarquable	10
2.1.7. Faune remarquable	10
2.2. Présentation des stations d'étude	10
2.2.1. Site urbain (ville de Berrahal)	10
2.2.2. Site rural	12
2.3. Données climatiques de la région d'étude	15
2.3.1. Température	15
2.3.2. Précipitations	15
2.3.3. Humidité	16
2.3.4. Vents	16
2.3.5. Étage bioclimatique et végétation	17
2.4. Présentation du matériel biologique	17
2.4.1. Les Culicidae	17
2.4.1.1. Position systématique	17
2.4.1.2. Les œufs	18
2.4.1.3. La larve	20
2.4.1.4. La nymphe	23
2.4.1.5. L'imago ou l'adulte	24
2.4.1.6. Cycle de développement	31
2.4.1.7. Échantillonnage	32
2.4.1.8. Techniques d'élevage	33
2.4.1.9. Techniques de montage et conservation	35

2. 4.1.10. Clés d'identification des Culicidae	35
2.5. Matériel végétale	35
2.5.1. <i>Ricinus communis</i>	35
2.5.1.1. Position systématique	36
2.5.1.2. Composition chimique	37
2.5.2. <i>Thymus vulgaris</i> L	38
2.5.2.1. Position systématique	38
2.5.2.2. Composition chimique	39
2.5.3. <i>Daphne gnidium</i> L	40
2.5.3.1. Position systématique	40
2.5.3.2. Composition chimique	41
2.5.4. <i>Cigue maculée</i>	42
2.5.4.1. Position systématique	43
2.5.4.2. Composition chimique	44
2.5.5. <i>Geranium Rosate</i>	44
2.5.5.1. Position systématique	44
2.5.5.2. Composition chimique	45
2.5.6. <i>Ruta graveolens</i>	46
2.5.6.1. Position systématique	46
2.5.6.2. Composition chimique	47
2.6. Présentation de l'insecticide	48
2.6.1. Le <i>Bacillus thuringiensis israelensis</i> Sérotype H14	48
2.6.1.1. Position systématique du <i>Bti</i>	49
2.6.1.2. Cycle biologique de la bactérie	49
2.6.1.3. Origine de l'effet larvicide du <i>Bti</i>	51
2.7. Indices écologiques	53
2.8. Paramètres physicochimiques	55
2.9. Etude morphométrique	58
2.10. Test de toxicité	58
2.10.1. Traitement à l'insecticide	58
2.10.1.1. Test de toxicité du <i>Bti</i> à l'égard des quatres stades larvaires de <i>Culex pipiens</i> et <i>Culiseta longiariolata</i>	58
2.10.2. Traitements aux plantes	58
2.10.2.1. Préparation des extraits aqueux	58

2.10.2.2. Estimation des quantités du résidu sec	60
2.10.2.3. Test de toxicité des extraits aqueux à l'égard des larves de <i>Culex pipiens</i> et <i>Culiseta longiariolata</i>	60
2.11. Analyse statistique	61
2.11.1. Description des données	61
2.11.2. Analyse de la variance multivariée MANOVA	61
2.11.3. Test de Tukey	61
3. Résultat	63
3.1. Inventaire des Culicidés dans la région Ouest de la ville d'Annaba	63
3.1. 2. Analyse écologique	65
3.1.2.2. Inventaire de la saison d'Automne	74
3.1.2.3. Inventaire de la saison hivernale	79
3.1.2.4. Inventaire de la saison Printanière	84
3.1.2.5. Inventaire de la saison d'été	89
3.1.2.6. Les espèces inventoriées dans la région Ouest de la ville d'Annaba durant les quatre saisons	94
3.1.2.7. Nombre d'individus de Culicidae selon les saisons	95
3.1.2.8. Variation saisonnière de la densité selon le climat	96
3.1.3. Analyse physico-chimique de l'eau des gîtes	100
3.2. Etude systématique et biométrie des espèces inventoriées	101
3.2.1. Description des espèces	101
3.2.2. Comparaisons biométrie de <i>Orthodomyia pulcripalpis</i> et <i>Culex laticinctus</i> récolté à partir de deux zones humide et semi aride (Annaba et Oum El Bouaghi)	135
3.2.2.1. Analyse statistique des données d' <i>Orthodomyia pulcripalpis</i>	135
3.2.2.2. Analyse statistique des données de <i>Culex laticinctus</i>	139
3.3. Effet toxique des plantes	141
3.3.1. Estimation de la quantité du résidu sec des trois plantes testées	141
3.3.2. Toxicité des extraits aqueux des plantes à l'égard de <i>Culex pipiens</i>	141
3.3.2.1. Plantes médicinales	141
3.3.2.2. Plantes toxiques	146
3.3.3. Toxicité des extraits aqueux des plantes à l'égard de <i>Culiseta longiareolata</i>	151

3.3.3.1. Plantes médicinales	151
3.3.3.2. Plantes toxiques	156
3.3.3. Analyse statistique de la variance des résultats de la toxicité des extraits aqueux des plantes	162
3.3.3.1. Test de la variance à deux critères de classification (Doses, stades) à l'égard des quatre stades larvaires de <i>Cx. pipiens</i>	162
3.3.3.2. Test ANOVA à deux critères de classification (AV2) (Doses, stades) à l'égard des quatre stades larvaires de <i>Cs. longiareolata</i>	163
3.3.3.2. Test ANOVA à deux critères de classification (AV2) (Temps, doses) à l'égard des quatre stades larvaires de <i>Cx. pipiens</i>	164
3.3.3.3. Test ANOVA à deux critères de classification (AV2) (Temps, doses) à l'égard des quatre stades larvaires de <i>Cs. longiareolata</i>	165
3.3.3.1. Test ANOVA à trois voies (Concentrations, extraits, espèces de moustiques) pour chaque stade larvaire et temps d'exposition	167
3.4. Toxicité du <i>Bti</i>	169
3.4.1. Toxicité du <i>Bti</i> à l'égard des larves de <i>Culex pipiens</i>	169
3.4.2. Toxicité du <i>Bti</i> à l'égard des larves de <i>Culiseta longiareolata</i>	174
3.4.3. Analyse statistique de la variance des résultats de la toxicité de <i>Bti</i>	177
3.4.3. 1. Test ANOVA à trois voies (Temps, stades, espèces de moustiques) et test de Tuckey	177
4. Discussion	179
4.1. Etude écologique et inventaire des Culicidae	179
4.2. Les caractéristiques physicochimiques de l'eau et la répartition des espèces inventoriées	183
4.3. Description et morphométrie des espèces inventoriées	185
4.4. Toxicité des plantes	186
4.5. Toxicité de <i>Bti</i>	192

5 .Conclusion et perspectives	195
6. RESUMES	198
Résumé	198
Abstract	200
ملخص	202
7. Références bibliographiques	204
8. Annexes 1 : Données statistiques	255
9. Annexes 2 : Productions scientifiques	267

Introduction

Les moustiques sont des Arthropodes appartenant au sous-embranchement des Antennates, à la classe des Insectes l'ordre des Diptères et sous-ordre des Nématocères, regroupés dans la famille des Culicidae. Les Culicidae (Diptera : Insecta) regroupent beaucoup d'espèces qui ont été identifiées parmi les ectoparasites temporaires hématophages les plus importants. Également, ils présentent des stades de vie pré imaginaires aquatiques représentés par les œufs, les larves et les nymphes et un stade adulte aérien (Théobalt 1901-1910 ; Senevet & Andarelli, 1954 ; 1955; 1956 ; 1958 ; 1959

; Rioux, 1958; Rodhain & Perez, 1985; Bendali-Saoudi 1989; 2006). Les Culicidae sont des Insectes holométaboles qui offrent à tous les stades de leur développement des détails anatomiques et morphologiques qui facilitent amplement la systématique de ce groupe (Himmi, 1991 & 1998). A ce jour, on dénombre environ 3 600 espèces dans le monde entier divisées en trois sous-familles: les Culicinae, les Anophelinae et les Toxorhynchitinae et en 43 genres dont la plupart se retrouvent dans les régions tropicales et subtropicales (Marquardt *et al.*, 2005; Harbach & Howard, 2007; Sérandour, 2007; Alves *et al.*, 2010; Fontenille, 2010 ; Rahola, 2010). Trois genres sont particulièrement importantes en pathologie humaine: *Anopheles*, *Aedes* et *Culex* (Knight & Stone, 1977 ; Knight & Norton, 1989 ; Matile, 1993; Brunhes *et al.*, 1999 ;Fontenille, 2010; Alves *et al.*, 2010 ; Delaunay *et al.*, 2012).

Ces diptères en raison de leur hématophagie occupent une place toute particulière à cause des nuisances considérables qu'ils peuvent occasionner, et par la prolifération de certaines espèces particulièrement dans les régions touristiques (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010). D'autre part les espèces culicidiennes ont un comportement qui diffère d'une région à l'autre dans leur aire de répartition, ce qui influe sur leur rôle vectoriel (Hassaine, 2002). Les maladies vectorielles transmises par les moustiques sont présentes dans toutes les régions du monde, et représentent aujourd'hui 14 % des maladies infectieuses et 28 % des maladies émergentes qui pèsent lourdement sur la santé publique et l'économie mondiale (Morens *et al.*, 2004; Jones *et al.*, 2008; Tolle, 2009; Takken & Knols, 2007; Mavoungou *et al.*, 2008). La Filariose Lymphatique, ou Eléphantiasis, est le résultat de la transmission de vers parasites filiformes (filaires) *Wuchereria bancrofti* et *Brugia malayi* par plusieurs genres de moustiques (*Anopheles*, *Culex*, *Aedes*,...). Cette maladie menace plus d'un milliard de personnes dans à peu près 80 pays. Sur les quelques 120 millions de personnes déjà affectées, plus de 40 millions sont gravement handicapées ou défigurées par la maladie. Un tiers des personnes

infestées vivent en Inde, un tiers en Afrique et le reste principalement en Asie du sud, dans le Pacifique et dans les Amériques (Mortelmans, 1961; Raikhel *et al.*, 1991; Dhadialla *et al.*, 1994; AFEPM, 2014).

Les Culicidae sont des vecteurs de parasites et de virus comme le Protozoaire du genre Plasmodium responsable de la Malaria, les arbovirus responsables de la fièvre jaune, la fièvre du West Nile, le Chinkoungoua et plusieurs encéphalites qui sont transmises principalement par le genre Culex (Murgue *et al.*, 1950 ; Taylor, 1953; Harrack *et al.*, 1997; Alaoui Slimani *et al.*, 1999; Andreadis *et al.*, 2000; Nasci, 2001 ; Dohm & Turell, 2001; Dohm *et al.*, 2002 a; Reisen *et al.*, 2004; Farajollahi *et al.*, 2005 ; Palmisano *et al.*, 2005; Gringrich & Williams, 2005; Turell *et al.*, 2005; Lukacik, 2006; Balenghien *et al.*, 2008; Adja *et al.*, 2011; Eckhoff, 2011; L'Ambert *et al.*, 2012 ; Amraoui, 2012; Paupy *et al.*, 2013; Tantely *et al.*, 2013).

En se reproduisant dans l'eau, les moustiques sont des cibles intéressantes pour les pesticides au stade larvaire. Or, les Culicidae ont développé une résistance vis-à-vis les insecticides utilisés (Chandre *et al.*, 1999; Berticat *et al.*, 2002; McAbee *et al.*, 2004; Rivero *et al.*, 2011 ; Ahmed *et al.*, 2012). Au cours des vingt dernières années, la faune culicidienne d'Algérie a fait l'objet d'un grand nombre de travaux qui s'intéressent plus particulièrement à la systématique, la biochimie, la morphométrie, la lutte chimique et biologique. Dans la région d'Annaba des travaux de plusieurs auteurs ont été signalés (Bendali-Saoudi, 1989; 2006; Abouzeitoune, 1991; Laouabdia- Sellami, 1992; Rehimi, 1993; Soltani *et al.*, 1999; Rehimi & Soltani, 1999; Bendali-Saoudi *et al.*, 2001; Boudjellida *et al.*, 2005; 2008; Tine-Djebbar & Soltani, 2008; Ben malek, 2010; Merabet-Nouri, 2010; Soltani *et al.*, 2010; Serradj, 2010; Bouaziz *et al.*, 2011; Rehimi *et al.*, 2011; Djebbar-Tine *et al.*, 2011; 2012; Bendali-Saoudi *et al.*, 2013; Amira *et al.*, 2013; Djeghader *et al.*, 2013; 2014; Allouani, 2013; Houari & Rehimi, 2014). Dans la région d'El Kala (Aouati, 2005; Bendali-Saoudi *et al.*, 2006; Berrezig, 2007; Berrak, 2009; Ben malek, 2010; Tahraoui, 2012). Dans la région de Skikda (Boulkenafet, 2006; Merabet-Nouri, 2010; Boudemagh *et al.*, 2013). Dans la région de Constantine les travaux de (Berchi, 2000a; Messai *et al.*, 2011, Berchi *et al.*, 2012). Dans la région de Tébessa , Guelma et Oum El Bouagui (Hamaidia, 2004; 2014; Salmi, 2007; Bouaouina, 2008; Tine-Djebbar, 2009; Bouabida *et al.*, 2012; Bouaziz, 2012; Bendali *et al.*, 2013; Aissaoui, 2014; Oudainia, 2015). Dans la région de Biskra (Merabeti & Ouakid, 2011; Benhissen *et al.*, 2014). Dans la région Ouest du pays, des études bioécologiques ont été menées sur les moustiques de Tlemcen (Gourmala, 1991; Metge & Hassaine, 1998; Hassaine, 2002) et plus au Nord dans la

région d'Alger et Tizi-ouzou les travaux de (Lounaci, 2003; Lounaci & Doumandji, 2012) reste d'incontournables ouvrages.

Pour lutter contre ces vecteurs redoutables, l'homme a utilisé la lutte chimique, avec essentiellement des pesticides de synthèse, qui continue à être le moyen majeur de contrôle (Casida & Quistad, 1998). Donc l'utilisation des pesticides chimiques est le principal moyen de lutte et de contrôle des populations de moustiques (Becker *et al.* , 2010). Les insecticides chlorés tels que (DDT) considérés comme "sans dangers" pour le manipulateur sont par contre toxiques pour les composantes des biocénoses (Benkalfate, 1991). Les effets secondaires des insecticides conventionnels, ou les impératifs environnementaux (Poiré & Pasteur, 1991; Paoletti & Pimentel, 2000).

Afin de lutter contre les insectes nuisibles, la nécessité d'utiliser des insecticides d'origine biologiques, est devenue un intérêt mondial et c'est dans le but de préserver les organismes bénéfiques et de protéger l'environnement de toute sorte de pollution. La lutte biologique constitue une alternative efficace dans les milieux naturels, car elle offre des solutions durables, grâce à sa variété, sa spécificité, sa compatibilité intrinsèque avec le milieu naturel et son pouvoir évolutif avec et sans intervention humaine (Cloutier & Cloutier, 1992). Selon Starnes *et al.*, (1993), plus d'une centaine de bactéries ont été identifiées pour leur potentiel en lutte biologique. À l'heure actuelle, le *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* est parmi les espèces les plus utilisées en lutte contre les insectes nuisibles (Margalith & Bn-Dov, 2000; Becker, 2006; Ati, 2008; Boudjelida *et al.*, 2008; Becker *et al.*, 2010; Radhika *et al.*, 2011; Tahraoui, 2012; kumar *et al.*, 2013; Allouani, 2013), et le *Bacillus sphaericus* (Karch & Hougard, 1986; Karch *et al.*, 1992; Zaidi, 2008; Boudjelida *et al.*, 2008; Mansouri *et al.*, 2013; Aissaoui & Boudjlida, 2014).

D'autre part, la régulation naturelle des larves de moustiques est liée, en grande partie, à deux groupes de prédateurs: les poissons d'eau douce *Pseudo phoxinuscallensis* et *Pseudo phoxinusguichenoti* (Bendali Saoudi *et al.*, 2001; Bendali-Saoudi, 2006) et *Gambusia affinis* (Abouzeitoun, 1991; Bendali *et al.*, 2001; Ghosh *et al.*, 2005; Walker & Lynch, 2007; Chandra *et al.*, 2008; Saadi, 2008; Chouahda & Soltani, 2009; Pramanik & Aditya, 2009; Carnevale *et al.*, 2009; Zouachi-Chouahda, 2011; Zaidi *et al.*, 2011; 2013; Zaidi & Soltani, 2013; Chouahda & Soltani, 2013),

Une autre source de lutte biologique est présentée par l'utilisation de produits à base de plantes, c'est l'une des meilleures alternatives pour la lutte anti-culicidienne. Ainsi, l'étude des préparations à base de plantes sans effets indésirables chez les organismes non ciblés et

qui sont facilement biodégradables, est l'un des buts de recherche pour la lutte anti-vectorielle (Jang *et al.*, 2002 b; Papachristos & Stamopoulos, 2002; Roy & Limonoids, 2006; Ould El Hadj *et al.*, 2006; Zouiten *et al.*, 2006; Lucia *et al.*, 2007; Michaelakis *et al.*, 2008; Idrissi & Hermas 2008; Eleni *et al.*, 2009; Kemassi *et al.*, 2010 ; 2012 ; 2013 ; 2014). Les plantes constituent une riche source de composés bioactifs a effets toxiques et larvicides et antipaludiques, tels que les terpénoïdes, les alcaloïdes, les flavonoïdes, des tanins et des polyacétylènes (Harborne, 1993; Neuwinger, 1996; Ahn *et al.*, 1998; Kamanzi, 2002; Kellouche *et al.*, 2004; Kellouche & Soltani, 2004; Zirihi, 2006; Zirihi *et al.*, 2007; N'guessan *et al.*, 2009).

Notre travail a pour objectif plusieurs aspects, relatifs aux espèces Culicidiennes de la région Ouest de la ville d'Annaba, la commune de Berrahal considérée comme zones humide et classée par RAMSAR le 04 juin 2003. L'apport primordial de notre recherche consiste à la détermination systématique des espèces de moustiques de la région d'étude. Un inventaire a été établi dans la ville, dont les différentes cités représentent notre site urbain. D'autres stations ont été choisies en dehors de la ville, représentant le site rural.

Dans la seconde partie, une étude morphométrique a concerné toutes les espèces échantillonnées dont 56 structures, caractérisant les adultes mâles et femelles et 12 structures pour les larves du quatrième stade. Une comparative a été porté sur deux espèces récoltées à partir de deux zones humide: Annaba et semi aride: Oum El Bouaghi (*Orthpomyia pulcripalpis*, *Culex laticinctus*).

Dans le cadre de la lutte biologique anti culicidienne nous avons testé d'une part l'effet larvicide des six plantes: *Dapne gnidium*, *Ricinus communis*, *Thyms vulgaris*, *Cigue maculée*, *Geranium rose*, *Ruta graveollen* et d'autre part la présente étude vise à évaluer l'efficacité du *Bacillus thuringiensis israelensis* H14 sur les différents stades larvaires de *Culex pipiens* et *Culiseta longiareolata* vecteurs principaux du virus West Nile.

2. MATERIELS ET METHODES

2.1. Présentation de la région d'étude

2.1.1. Wilaya d'Annaba

La wilaya est située à 600 km de la capitale Alger, à l'extrême Est du pays, ouverte sur le littoral méditerranéen sur 80 km. Elle s'étend sur 1 439 km² soit 0,06 % du territoire national. La wilaya de Annaba est limitée: Au Nord par la Mer Méditerranée (**Fig.1 B**), et l'Est par la Wilaya d'El –Tarf, A l'Ouest par la Wilaya de Skikda et au Sud par la Wilaya de Guelma (**Fig.1 A**). Le climat de la Wilaya est du type méditerranéen, humide en Hiver, chaud en été, la pluviométrie varie entre 650 et 1000 mm/an, la température moyenne varie entre 14° et 34°. On relève un climat sec en septembre, tempéré en octobre et humide de novembre à mars. Les mois d'avril à mai le climat est à nouveau tempéré, pour devenir très sec en juin et hyperaride en fin de cycle durant les mois de juillet et août ([Zenati, 2010](#)). D'après les données de la station météorologique des salines, les vents dominants sont de direction nord-ouest et nord-est; leurs activités se manifestent pendant la période pluvieuse. Ces vents soufflent en été sous forme de sirocco, ils sont secs, chauds et souvent assez forts. Les vitesses moyennes mensuelles de ces vents de 2.85 m/s sont plus grandes pendant la saison hivernale. La Wilaya de Annaba dispose aussi d'un réseau hydrographique assez dense, constitué de l'Oued Seybouse d'une longueur de 127,5 km et du lac Fetzara (Eau douce) qui s'étend sur 18670 ha ([Andi, 2013](#)).

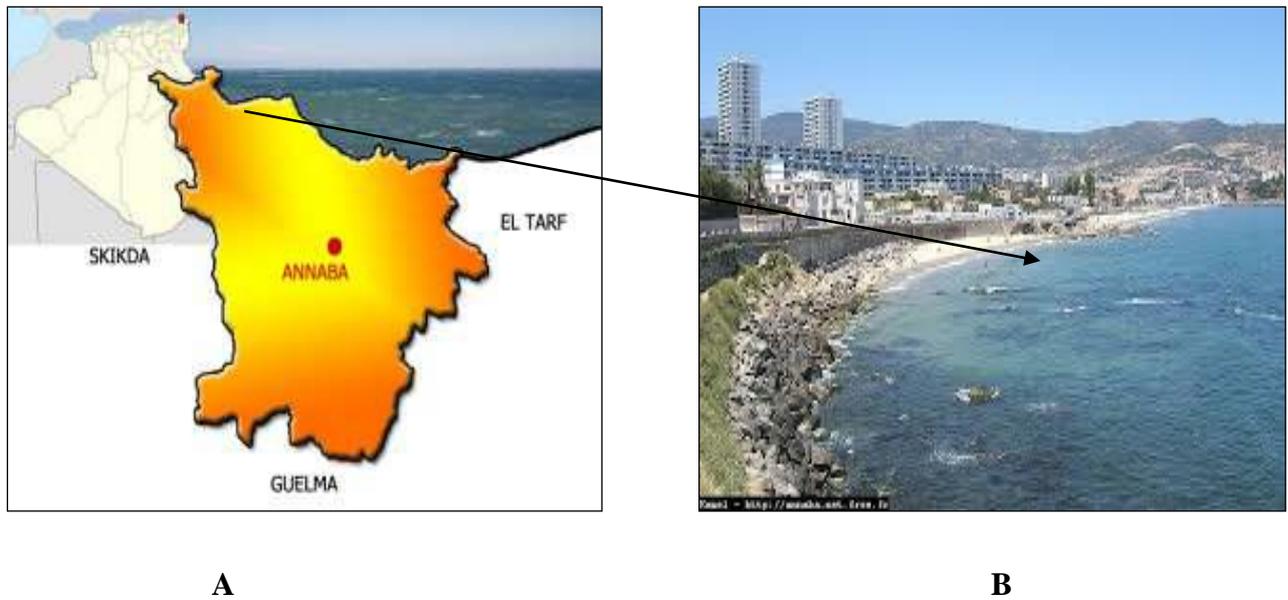


Fig. 1: Ville d'Annaba. ([http://fr.wikipedia.org/wiki/_\(Annaba\)](http://fr.wikipedia.org/wiki/_(Annaba)))

A: Situation géographique.

B: Litorale de la ville.

2.1.2. Ville de Berrahal

La wilaya d'Annaba comprend 06 daïras regroupant 12 communes. La région concernée par la présente étude, se trouve sur le territoire de la commune de Berrahal, au niveau des habitations. La commune de Berrahal est située au Sud-ouest de l'agglomération, chef lieu de wilaya d'Annaba, dont elle dépend administrativement. Elle est distante de cette dernière de 30 km, cette commune s'étend sur une superficie de 17 910, 12 ha. Elle est limitée au Nord par les communes de Oued El Aneb et Treat et au Sud par les communes de Chorfa et d'Eulma et les communes de d'El Bouni et Sidi Amar limitée à l'Est et à l'Ouest par les communes de la wilaya de Skikda ([Centre de la protection des forêts de Berrahal, 2013](#)) (**Fig.2**).



Fig. 2 : Localisation géographique du site d'échantillonnage (Berrahal) (Google earth, 2016). Données cartographiques ©2016 Google Imagerie ©2016, CNES / Astrium, Cnes/Spot Image, DigitalGlobe, Landsat.

2.1.3. Lac Fetzara

Le lac Fetzara classé site RAMSAR, abrite pendant la saison hivernale des oiseaux migrateurs. Ce label RAMSAR requiert une préservation de cet écosystème aquatique, car il constitue un enjeu international. Afin d'assurer une protection de ce site, un contrôle permanent de la qualité des eaux du lac s'impose. Le Lac se situe à 18 Km au Sud-ouest de Cheurfa et à 14 Km de la mer méditerranée. Il s'allonge dans le sens Est-ouest sur 17 Km de long et sur 13 Km de large. Il est limité au Nord par le massif de l'Edough, par les collines de Aïn Berda au Sud et les cordons dunaires situés à l'Est et à l'Ouest. De Latitude $36^{\circ} 43'$ et $36^{\circ} 50'$ Nord, la longitude est de $7^{\circ}24'$ et $7^{\circ} 39'$ Est. La superficie est de 20.680 hectares. Le lac Fetzara se situe dans la wilaya d'Annaba, Daïra et Commune de Berrahal. A la périphérie du lac existent plusieurs agglomérations : au Nord, le chef lieu de la commune de Berrahal, au Sud les territoires des communes d'El Eulma (Oued El Hout) et de Cheurfa et, à l'Est, les petits villages d'El Gantra et de Oued Zied (Mouhoub, 2012 ; Farah, 2005) (Fig.3).

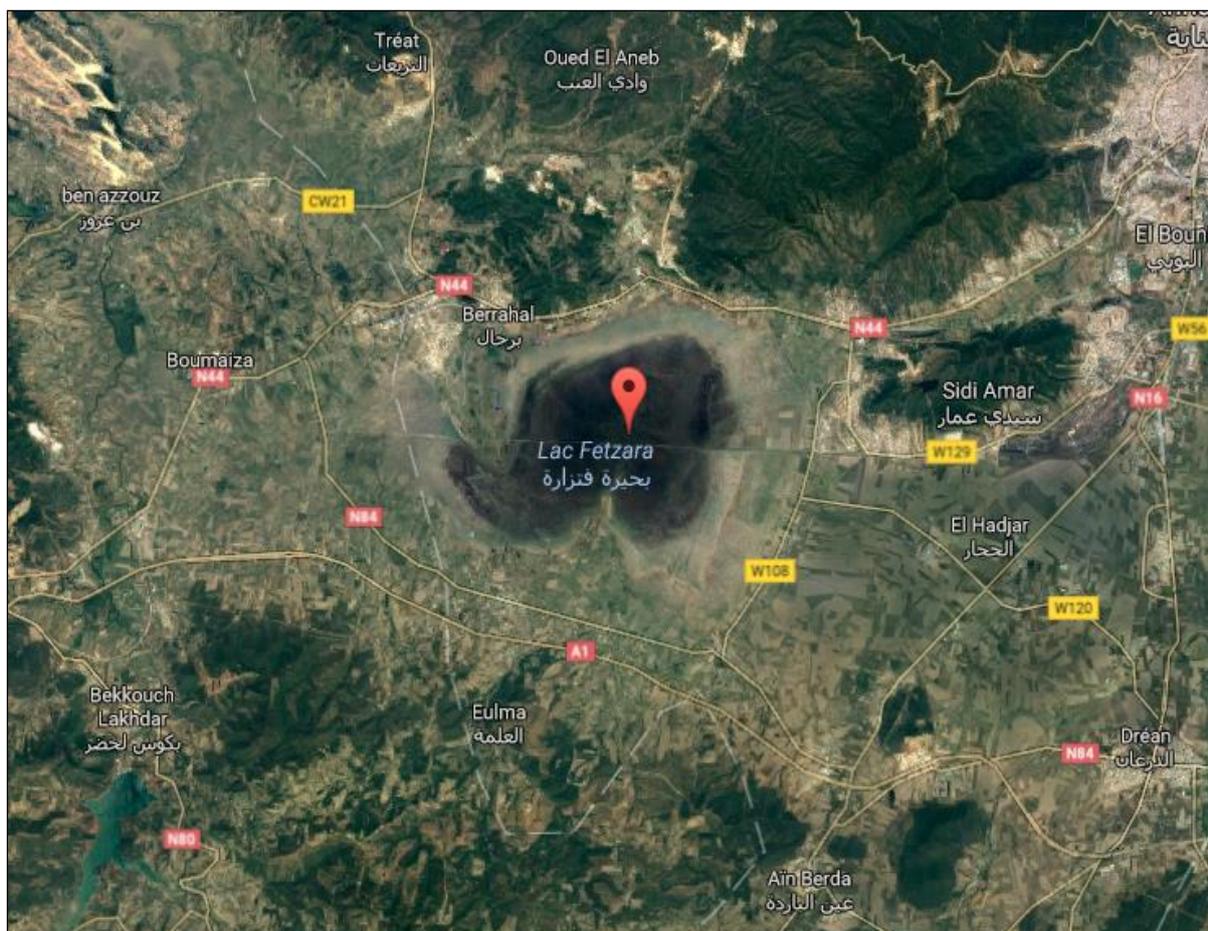


Fig. 3: Carte du lac fetzara (Google earth, 2016).

2.1.4. Caractère climatique

De type méditerranéen, tempéré et caractérisé par une saison humide douce et un été chaud et sec, la température moyenne est de 11°C en hiver et 25°C en été. La pluviométrie se situe entre 600 et 700 mm par an, dont 80% sont concentrés durant la saison pluvieuse entre les mois d'octobre à mars. L'humidité moyenne mensuelle est de 68% à 75%. L'évaporation totale annuelle s'élève à 1.376 mm, l'évaporation mensuelle est supérieure à la pluviométrie mensuelle durant les mois de mars et octobre. Les vents, en période hivernale, sont de Nord-est et Nord-ouest, alors qu'en été, ils sont généralement de Nord-Est. le sirocco souffle environ 18 jour par année (Anonyme 1, 2009).

2.1.5. Hydrologie

Les eaux du lac Fetzara proviennent des Oueds Zied au Nord-est. , El Hout au Sud, El Mellah à l'Ouest, La superficie submergée en hiver est de l'ordre de 60 km². Les débits ont été mesurés avec des pas hebdomadaires au cours du cycle 2004-2005. On constate qu'il y a une forte variabilité des débits au cours du temps (Habes, 2006). Cette partie nous a permis de montrer que les apports d'eau vers le Lac sont tributaires des précipitations, étant donné que lorsque les précipitations sont élevées les débits estimés au niveau de chaque oued sont élevés aussi, par contre les sorties sont régies par l'Oued Meboudja. On a pu remarquer pendant la période estivale le Lac s'assèche, seules les eaux de l'Oued Zied continuent à l'alimenté (Belhamra, 2001) (Fig.4).

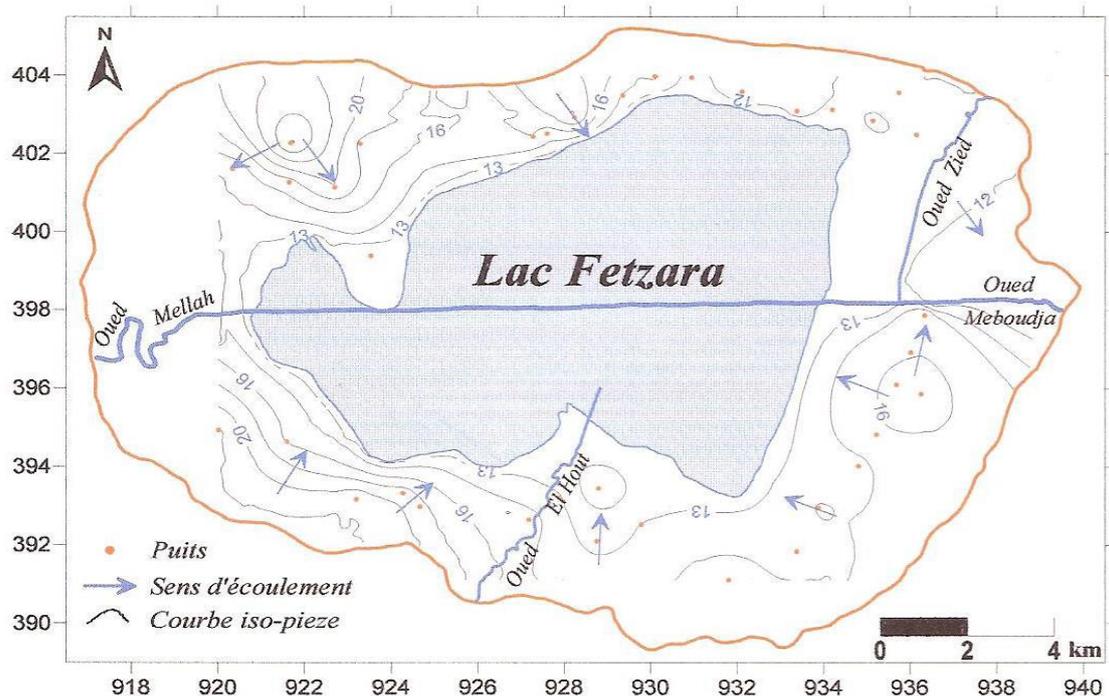


Fig. 4: Carte piézométrique de nappe entourant le Fetzara (Zahi, 2008).

2.1.6. Flore remarquable

Plusieurs milieux caractérisent le Lac Fetzara, parmi eux existe, de l'extérieur vers l'intérieur, un groupement naturel constitué de chêne liège et d'olivier et un groupement artificiel de plantation de pin maritime et d'eucalyptus. Vient ensuite une strate arbustive composée de genêts et d'oléastre, une strate herbacée et, enfin, une végétation palustre diversifiée, constituée principalement de roseaux, de massettes ou *Typha sp.*, de joncs *Juncus sp.* et une végétation aquatique assez importante bien que très peu étudiée (Anonyme 1, 2009).

2.1.7. Faune remarquable

Le Lac Fetzara constitue un site très important pour l'accueil des oiseaux d'eau hivernants, principalement l'oie cendrée *Anser anser* dont il abrite le 1% international et le Canard siffleur *Anas penelope* le Canard souchet *Anas Clypeata* et le canard chipeau *Anas strepera* en 1999. Zone de gagnage pour les Anatidés et les foulques, il accueille en moyenne annuellement en hiver plus de 30.000 oiseaux d'eau, annuellement (Anonyme 1, 2009).

2.2. Présentation des stations d'étude

2.2.1. Site urbain (ville de Berrahal)

Notre échantillonnage a concerné trois sites, chaque site comporte deux stations, chaque station a été visité deux fois par mois de Novembre 2013 à Octobre 2014. La première correspond à la cité Dekdouk khilab; la deuxième station correspond à la cité 17 October ; la troisième est représentée par la cité 400 logements; la quatrième station est la cité Bourbia Mohamed; alors que la cinquième et la sixième station correspondent à la cité Amirate Saleh et la cité Tajsiate Enakhla, respectivement (**Fig. 5**).

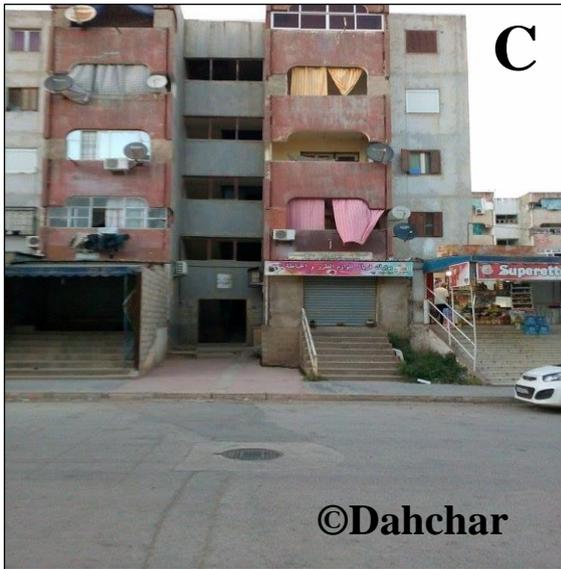




Fig. 5: Les stations du site urbain.

A: Cité Dekdouk khilab.

B: Cité 17 October.

C: Cité 400 logements.

D : Cité Bourbia Mohamed.

E : Cité Amirate Saleh.

F : Cité Tajsiate Enakhla.

2.2.2. Site rural

Les sites ruraux correspondent à des écuries (**Fig. 6**) et des stagnations permanent (**Fig. 7**). Trois écuries et deux stations ont été désignées pour la récolte des larves de Culicidae, le choix a été effectué en fonction de la présence des larves de moustiques, de l'accessibilité, de la pérennité de l'eau et le non traitement par les insecticides.

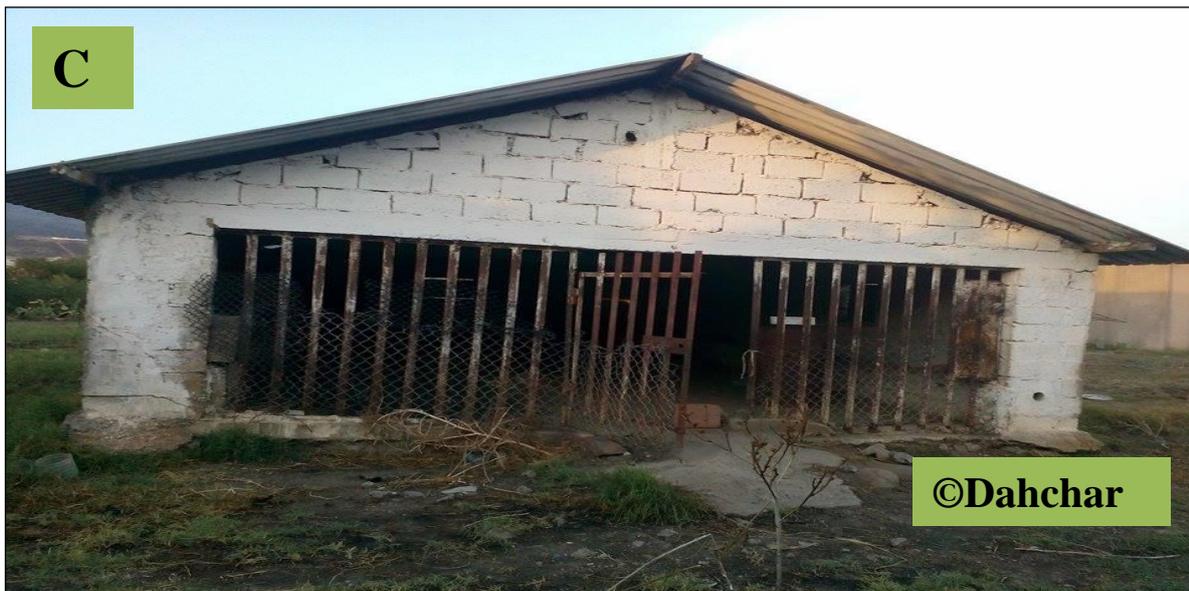
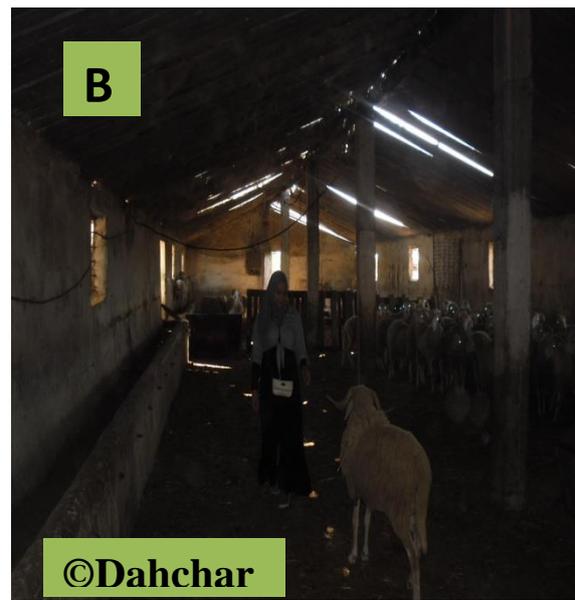


Fig. 6: Stations d'échantillonnage des adultes.

A: Elkalitoussa.

B: Aine choga.

C: El gantra.



Fig. 7: Stations d'échantillonnage larvaire.

D: Station 4 (Elmina ou Galta Ezarga).

E: Station 5 (Elgantra).

2.3. Données climatiques de la région d'étude

2.3.1. Température

Ce paramètre est fonction de l'altitude, de la distance à la mer et de la position topographique de manière plus générale souligné dans toute l'Algérie (Sahara non compris) (Toubal, 1986). La température est de Novembre à Avril, inférieure à la moyenne annuelle; elle lui est supérieure de Mai à Octobre. On peut donc diviser l'année en un semestre froid et un semestre chaud (DeBelair, 1990) (Tableau 1).

Tableau 1: Température de pour l'année 2013/2014. Source: Station Météorologique la région d'Annaba (Les Salines).

Mois	Nov	Déc	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Out	Sep	Oct
Température (mm)	20	25	15	13,1	18.5	21.48	26	27	31.11	30.3	28.78	25

2.3.2. Précipitations

Elles sont conditionnées par la perturbation cyclonique d'origine atlantique de l'Ouest et du Nord-est et les pressions qui prennent naissance en méditerranées occidentale, généralement centré dans le périmètre du golf de Gène-Corse-Sardaigne. Ce second phénomène n'affecte en générale, que la partie orientale du tell Algérien et est à l'origine de son statut de région la plus humide d'Algérie (Setter, 1946) (Tableau 1).

Tableau 2: Précipitation de pour l'année 2013/2014. Source: Station Météorologique la région d'Annaba (Les Salines).

Mois	Nov	Déc	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Out	Sep	Oct
Précipitations (mm)	253,3	110,2	28 0,7	300 ,4	240 ,5	68,9	57,4	32,2	00	5,7	54,8	255,3

2.3.3. Humidité

L'humidité relative de l'air est assez constante durant toute l'année comprise entre 72 et 78 % (Semadi, 1989), ceci est dû principalement à l'action modératrice de la mer et des plans d'eau qui contribuent au maintien d'une hygrométrie élevée en été réduisant la durée et l'intensité de la sécheresse estivale (Tableau 3).

Tableau 3: L'humidité (%) pour l'année 2013/2014. Source: Station Météorologique de la région d'Annaba (Les Salines)..

Mois	Nov	Déc	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Out	Sep	Oct
Humidité (%)	82	75	77	78	74	73	75	71	70	73	73	74

2.3.4. Vents

La vitesse trop élevée des vents empêche les adultes de moustiques de ce gorgé (Le Berre, 1966) et peut diminuer le rendement des captures (Kettle & Lynley, 1967). Par ailleurs, se laissant littéralement portées par le vent les femelles se déplacent beaucoup, parfois jusqu'à une centaine de kilomètres de leur lieu de naissance. Ils sont relativement stable depuis le quaternaire récent. Les plus violents sont ceux du Nord-est souvent liés à la pluie d'équinoxe qui apportent les précipitations les plus importantes venue de l'atlantique (Ben Malek, 2010) (Tableau 4).

Tableau 4: La variation de la vitesse du vent (m/s) pour l'année 2013-2014. Source: Station Météorologique de la région d'Annaba (Les Salines).

Mois	Nov	Déc	Jan	Fev	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Out	Sep	Oct
Vent m/s	3.8	3.3	3.6	4.1	3.5	3.6	3	3.6	3.6	3.5	3.7	3.5

2.2.5. Étage bioclimatique et végétation

Le climat de la région d'Annaba est de type méditerranéen sub- humide tempéré sur les hauteurs, il est sub- humide doux sur les plaines, il est Sub- humide chaud ce qui donne à cette zone une richesse faunistique et floristique très importante (Emberger, 1955).

2.4. Présentation du matériel biologique

2.4.1. Les Culicidae

Les culicidés sont des insectes holométabole Diptères Nématocères, remarquables par l'évolution progressive qui affecte parallèlement l'imago et la larve (Bendali-Saoudi, 2006), ils constituent le plus important groupe de vecteurs d'agent pathogènes transmissibles à l'homme, plus de 3 300 espèces sont à ce jour décrites. Ils passent par différents stades de développement, le stade œuf, larve et nymphe sont aquatiques, se sont les stades pré-imaginaux, le stade adulte a une vie aérienne, c'est le stade imaginal ou imago. Les adultes mâles et femelles se nourrissent de nectar de fleur et participent à la pollinisation des plantes (Jolivet, 1980). Seulement la femelle a besoin d'un repas sanguin, pour la maturation des œufs, elle est donc hématophage (Neveu-Lemaire, 1923). Pendant la pique la femelle injecte de la salive anticoagulante, qui chez l'homme provoque une réaction inflammatoire plus ou moins importante selon les individus (Reinert, 2000), et peut transmettre des plasmodiums, des microfilaires ou des arbovirus (Murgue *et al.*, 1950; Alaoui Slimani *et al.*, 1999; Adja *et al.*, 2011).

2.4.1.1. Position systématique :

Les Culicidae ou moustiques font partie de l'ordre des Diptères et à la sous-famille des Nématocères. Selon (Seguy, 1951) les moustiques se distinguent des autres Nématocères piqueurs par leur trompe longue et la présence d'écaillures sur les nervures alaires. La famille des Culicidae se divise en trois sous-familles, les Toxorhynchitinae, les Anophelinae et les Culicinae ; la sous-famille des Toxorhynchitinae qui est formée d'un seul genre n'est pas représenté en Europe occidentale (Matille, 1993 ; Duchauffour, 1976) ni en Afrique méditerranéenne (Brunhes *et al.*, 1999).

Règne:	Animalia
Sous-règne:	Metazoa
Embranchement:	Arthropoda
Sous- Embranchement:	Hexapoda
Super-classe :	Protostomia
Classe:	Insecta
Sous-classe:	Pterigota
Infra-classe:	Neoptera
Super-ordre:	Endopterygota
Ordre:	Diptera
Sous-ordre:	Nematocera
Infra-ordre:	Culicomorpha
Famille:	Culicidae Meigen 1818

2.4.1.2. Les œufs

Les femelles hémaphage, après quarante-huit heures de la prise du repas sanguin ([Wigglesworth, 1979](#)), elles déposent leurs œufs (0.07mm de long et 0.05mm de large) ([Bendali-Saoudi, 1989](#)). Les œufs pondus à la surface de l'eau sont insubmersible grâce à leur arrangement en nacelle. Ils sont fusiformes, de couleur blanchâtre au moment de la ponte ([Andreos, 2003](#)). Leur nombre déposés varie entre 200 et 400, Les œufs peuvent éclore en moins de 2 à 3 jours après leur ponte, période nécessaire au développement embryonnaire, cas de *Culex*, *Uranotaenia*, *Culiseta* et *Anopheles* ([Bendali-Saoudi, 1989](#); [Himmi et al., 1995](#)). Le mode de ponte varie suivant les différents genres de moustiques, isolément pour les genres *Aedes* et *Anopheles* (de 150 à 300 œufs), ou groupés en nacelles sur l'eau des gîtes pour les genres *Culex*, *Culiseta*, et *Uranotaenia* (de 50 à 200 œufs), ou dans un creux d'arbre pour le genre *Orthopodomyia*, soit sur un substrat humide susceptible d'être inondé (*Aedes*) ([Rioux, 1958](#)) (**Fig. 8**).

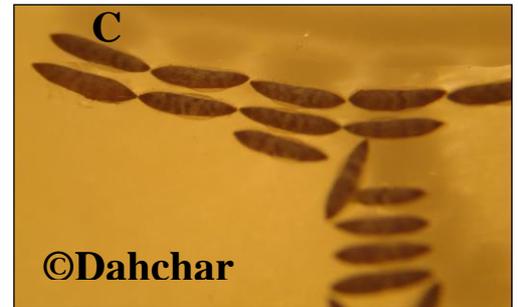
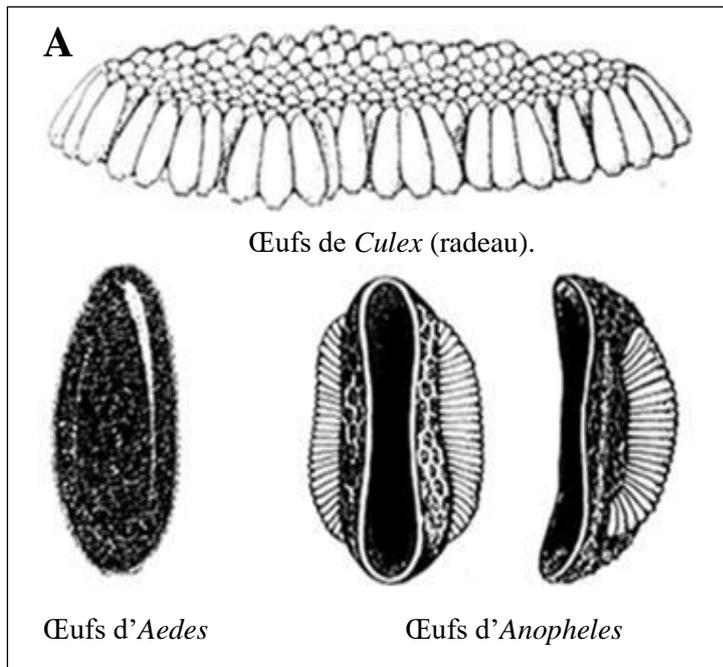


Fig. 8: Morphologie de l'oeuf chez les moustiques :

A: À l'état schématique (Russell *et al.*, 1963).

B: Oeufs chez *Culex* en amas à l'état réel.

C: Oeufs chez *Anopheles* à l'état réel (isolés).

D: Oeufs d'*Aedes* à l'état réel Dept. Medical Entomology, ICPMR, 2002.

2.4.1.3. La larve

Les larves de moustiques sont toujours aquatiques colonisent les eaux temporaires ou permanentes. Elles peuvent vivre également dans les eaux stagnantes ou courantes et même, au niveau des petites accumulations (Seaux; pots de fleurs; boîtes de conserve; trous d'arbres; pneus...). Leur évolution s'accomplit en quatre stades, séparés par une mue hormis la taille (de 1 mm-1,5 cm), les 3 premiers stades présentent généralement des caractères chétotaxiques variable, ne permettant pas une identification sûre des espèces. Par contre la morphologie larvaire le plus couramment décrite est celle du quatrième stade. Elle se différencie des autres insectes aquatiques par l'absence de pattes, formant le Sous Ordre des Nématocères. Le corps est constitué de trois parties (Dohl, 2000) (Fig. 9).

Tête: La tête de la larve de moustique a fait l'objet de très nombreux travaux, parmi lesquelles, ceux de Beker, (1938); Snodgrass, (1959); Chaudonneret, (1962); Gregbine, (1966). Elle est Fortement chitineuse, légèrement allongée et plus au moins aplatie. Deux plaques latérales, symétriques portant les antennes et les yeux. Les pièces buccales comportent une paire de mandibules armées de dents sur leur bord distal qui forment avec le mentum, l'appareil masticateur. D'autre part, on distingue deux taches oculaires latérales, ainsi qu'une paire d'antennes variables dans leurs aspects suivant les groupes, mais portant toujours des soies caractéristiques des espèces (Becker, 2011).

Thorax: Le Thorax est plus large que la tête (Balenghien, 2006). Représenté par une masse indivisée de forme légèrement globuleuse, large aplatie dorso-ventralement, sur laquelle s'insèrent des paires de soies longues ou courtes, plus au moins ramifiées, surtout utilisée pour la détermination systématique des larves d'anophèles. Il est formé de trois segments soudés (Prothorax, mésothorax et métathorax) qui portent sur les côtés plusieurs groupes de soies disposées en éventail, dont la distinction se fait à l'aide de la chétotaxie (Becker, 2001). A l'angle antéro-dorsal, on distingue une paire de lobe transparent « notched organs » des Anglo-Saxons ou organe bilobés rétractiles, pas visibles sur tous les exemplaires (Rioux, 1958; Matingly, 1971; O.M.S, 1973).

Abdomen : L'abdomen de la larve de moustique possède 10 segments: huit segments bien apparents, le neuvième pas évident, soudé au huitième, et un dixième segment forme le segment anal. Chez les Anophelinae, les sept premiers segments sont semblables, le neuvième combiné au huitième formerait un anneau complet c'est lui qui porte la paire de stigmates superficiels dorsaux, et sur sa partie latérale. Chez les Culicinae et les Toxorhynchitinae, l'extrémité apicale est munie d'un organe médian, chitinisé, de forme tronconique appelé siphon respiratoire, le dixième segment est le segment anal, porte quatre longues papilles anales (Lobes annaux), une brosse ventrale et des soies caudales internes et externes, sa partie tergale comporte un sclérite (Snodgrass, 1959).

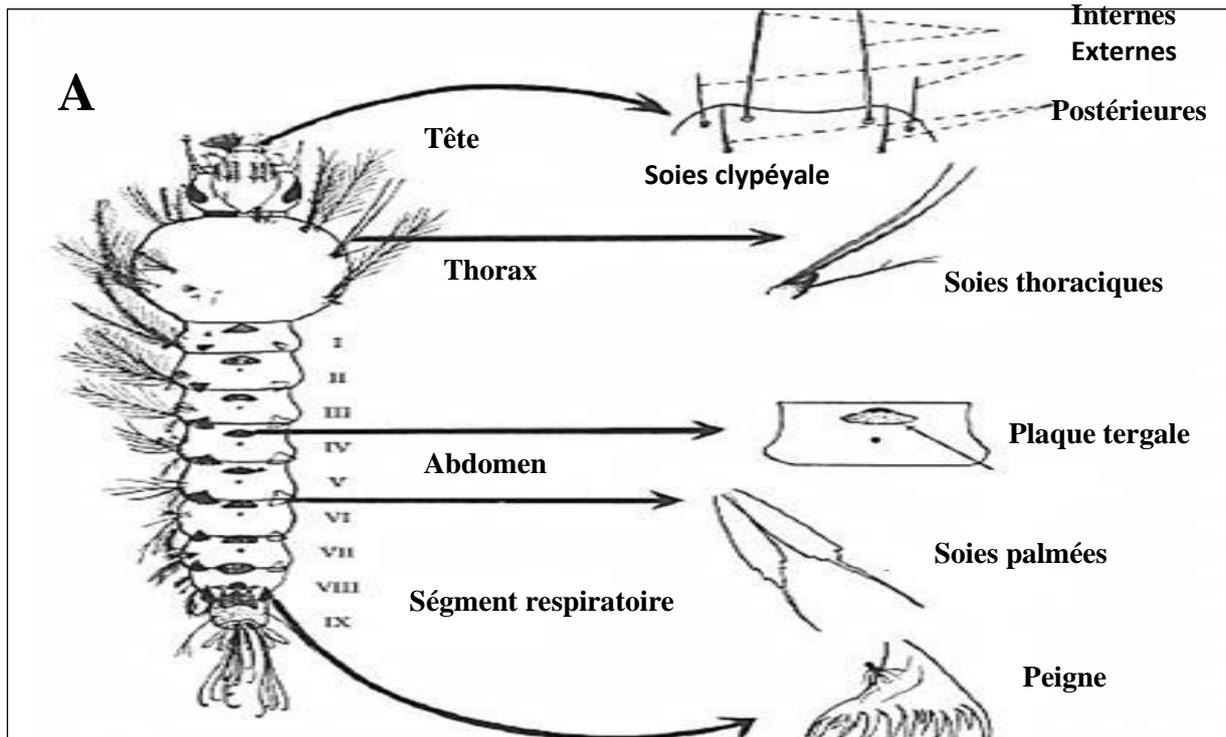


Fig. 9: Morphologie de la larve.

A: À l'état schématique (Holstein, 1949).

B : la larve de *Culex pipiens* À l'état réel.

C : la larve d'*Anopheles* À l'état réel.

2.4.1.4. Les nymphes

La nymphe de Culicidae, se caractérise par une tête et un thorax réunis en une seule masse globuleuse le céphalothorax. La partie postérieure effilée et recourbée constituant l'abdomen. Ce dernier donne à la forme générale de la nymphe un aspect d'une virgule ou en point d'interrogation. L'abdomen est formée de huit segments dont le dernier, est pourvu de deux palettes natatoires, alors que le neuvième est atrophié (Rodhain & Perez, 1985). Au niveau du céphalothorax se situent les ébauches des yeux et des différents appendices (Antennes, trompe, pattes, ailes), deux trompettes respiratoires prothoraciques, de forme très variable, équivalents physiologiques du siphon respiratoires de la larve. Elle est extrêmement sensible et plonge dans l'eau au moindre mouvement perçu (Cachareul, 1997; Wall, 1997; Urquhart *et al.*, 1996). Ce stade dure 24 à 48h, la nymphe ne se nourrit pas, elle épuise les réserves stockées au stade larvaire (Rodhain & Perez, 1985), mais durant ce stade le moustique subit de profondes transformations morphologiques et physiologiques. A la fin de cette période, la nymphe donne un adulte, mâle ou femelle. Cette étape a généralement lieu le matin (Ripert, 2007). Les distinctions taxonomiques des nymphes sont fondées sur les caractères des trompettes respiratoires, la chétotaxie et les caractères des palettes natatoires (Fig. 10).

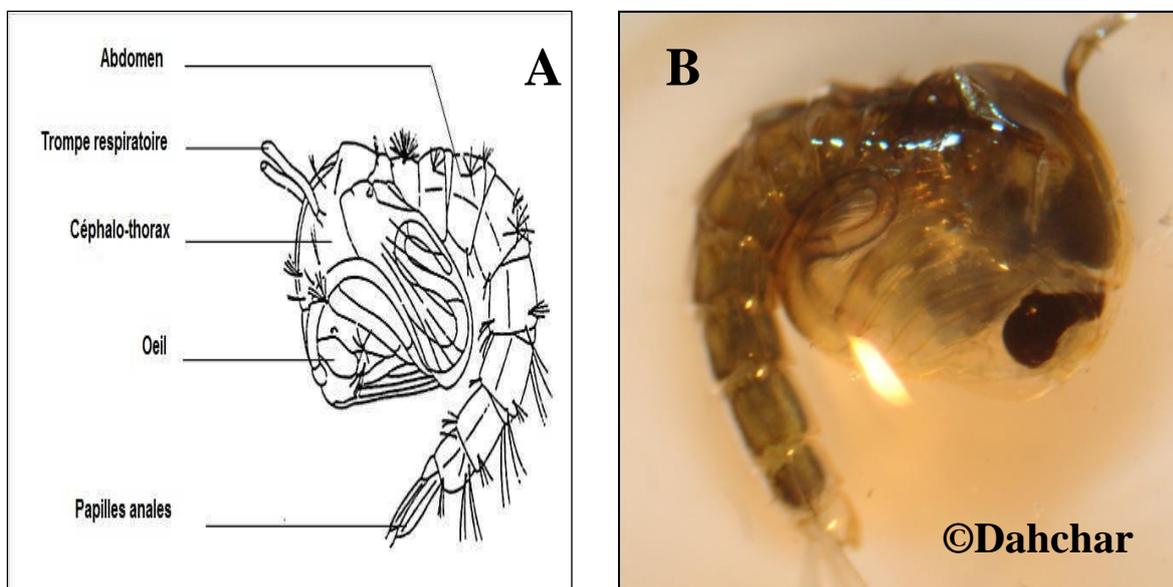


Fig. 10 : Morphologie générale de la nymphe de *Culex sp*

A : Structure schématique selon Cachereul, (1997).

B: Nymphe de *Culex pipiens* à l'état réel, Gx. 300.

2.4.1.5. L'imago ou l'adulte

L'émergence de l'insecte adulte a lieu à la surface de l'eau. La nymphe s'étire, son tégument se fonde dorsalement et très lentement, le moustique s'extirpe de l'exuvie. L'adulte qui vient d'émerger est plutôt mou en générale avant de s'envoler, il reste à la surface jusqu'à ce que ses ailes et son corps sèchent et durcissent. Les mâles émergent souvent avant les femelles, car il leur faut d'avantage de temps pour développer leurs glandes sexuelles. Pour la plupart des espèces, l'antenne du mâle est velue, chez la femelle est glabre. En générale, la durée de vie des moustiques adultes varie d'une semaine à plus d'un mois, certains individus ont vécu deux mois en élevage, les femelles vivent plus longtemps que les mâles qui meurent peu après l'accouplement. La taille varie selon les genres et les espèces de 5 à 20 mm. Le corps est composé de trois parties distinctes: tête, thorax et abdomen (**Fig. 11**), (Bendali-Saoudi, 1989).

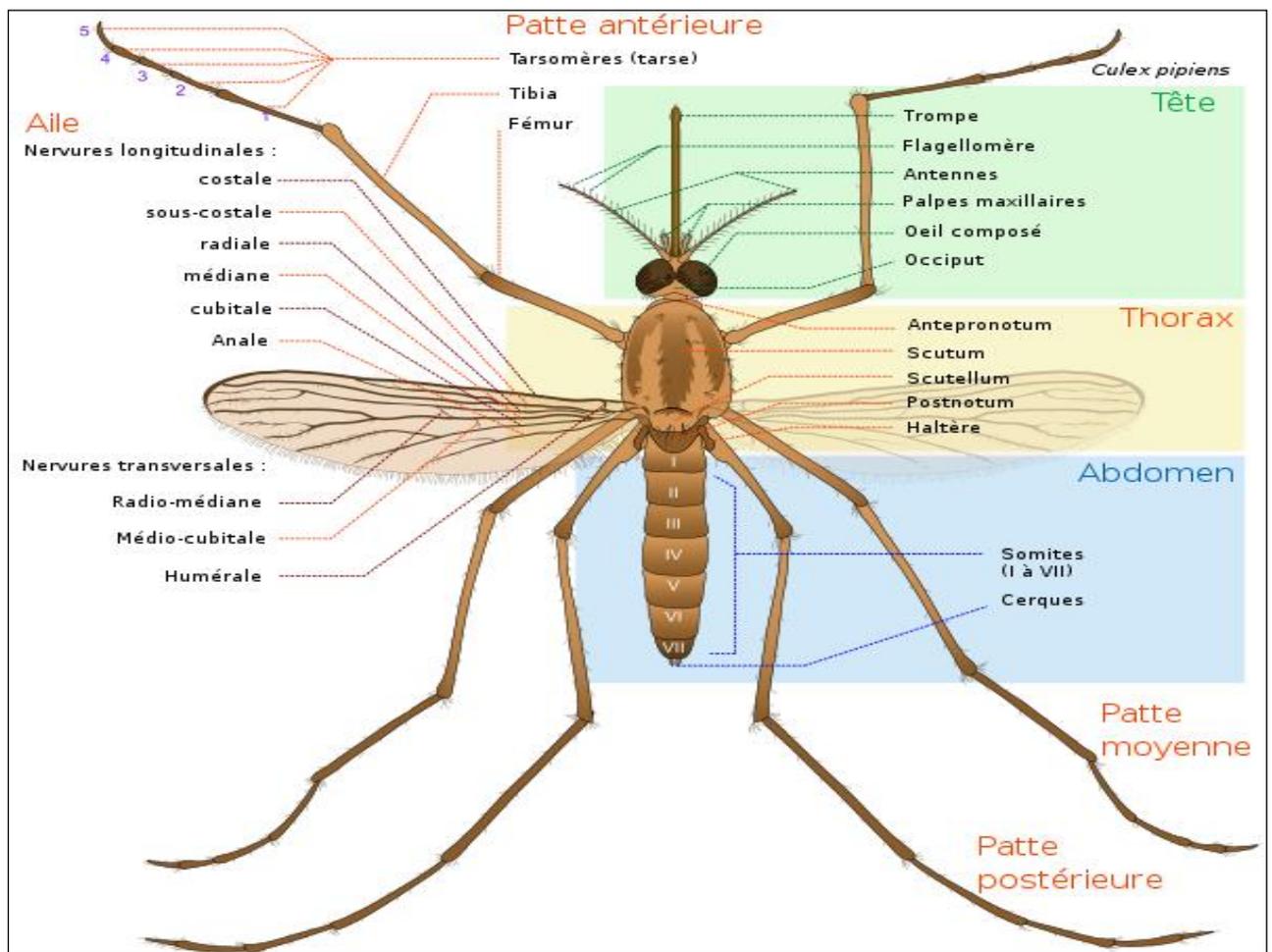


Fig. 11: Morphologie générale schématique d'un moustique adulte (Ladyofhats, 2010).

Tête: Généralement de forme globuleuse, porte de yeux composés de nombreuses ommatidies, s'étendant sur les faces latérales, mais aussi sur une grande partie de la face dorsale et une petite partie, sur la face ventrale, ils sont presque jointifs, séparés par une bande frontale étroite. Ocelles absents, le clypéus région où s'insère la trompe. Le front porte les antennes, la région, juxta oculaire appelée le vertex et l'occiput. Dans les échancrures du champ oculaire s'insèrent les antennes formées de 16 articles chez la femelle et 15 articles chez le mâle. Les deux premiers articles appelés respectivement scape et torus (chez *Anopheles* le scape est très réduit et le torus ou pédicelle est globuleux beaucoup plus gros chez le mâle). Les articles suivants forment le flagellum, portant à leur axe des verticilles de soies déterminant le sexe. Elles sont longues et nombreuses chez le mâle (antennes plumeuses), courtes et rares chez la femelle (antennes glabres). L'ensemble des pièces buccales, de type piqueur, formant la trompe, ou proboscis (Becker *et al.*, 2011). Ces pièces buccales au repos sont protégées par une enveloppe souple, en forme de gouttière, le labium. Une paire de palpes maxillaires, formée de plusieurs articles et de longueur variable avec l'espèce et le sexe. Chez le mâle, certaines, de ces pièces buccales peuvent s'atrophier. Lors de la piqûre, le labium ne pénètre pas les téguments, mais se replie à leur surface (Rhodain & Perez, 1985) (Fig. 12).

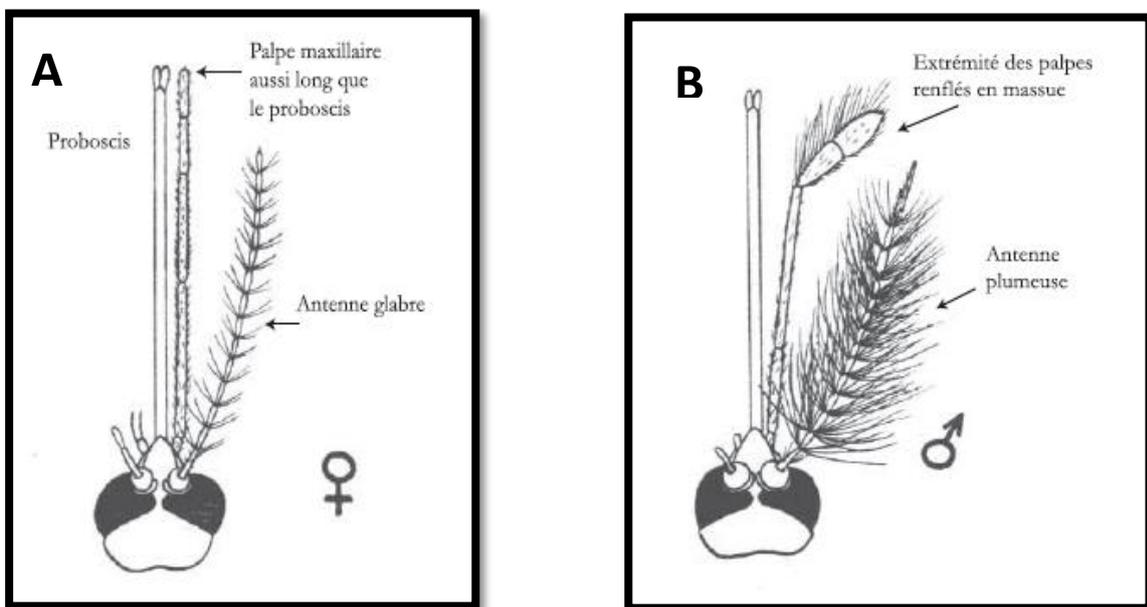


Fig.12: Schéma de têtes d'Anophelinae (Holstein, 1949).

A: femelle d'Anophelinae.

B: male d'Anophelinae

Thorax : Le thorax du moustique avec ses diverses sclérites a fait l'objet de nombreuses études ; parmi les principaux auteurs, il faut citer (Howard *et al.*, 1912, Christophers 1915; 1933; 1960). Le thorax des moustiques adultes trapu comprend trois segments soudés; le prothorax, le mésothorax et le métathorax. Chaque segment donnant naissance à une paire de pattes. Le premier, très réduit, comporte un notum qui comprend les lobes antérieurs (1) et postérieurs (2), sous le lobe antérieur se trouve le proépisternum. Le deuxième, très développé, porte une paire de stigmates porte une seule paire d'ailes longues et étroites. Les ailes sont ornées de minuscules écailles qui soulignent les nervures et forment parfois des taches. On trouve aussi sur le thorax une paire de petits balanciers.

et un prolongement postérieur et dorsal: le scutellum. Le troisième, porte une paire de stigmates et une paire de balanciers (ou haltères). Chaque patte comprend, de sa base à l'extrémité distale, la hanche ou coxa, le trochanter indistinct, le fémur, le tibia, et un tarse de cinq articles (Rhodain & Perez; 1985). La chétotaxie thoracique, surtout les soies pleurales (spiraculaires, postspiraculaires, stérno-pleurales, préalaires...), ont un grand intérêt systématique (Rhodain & Perez, 1985; Bendali, 2006; Benmalek, 2010) (Fig. 13).

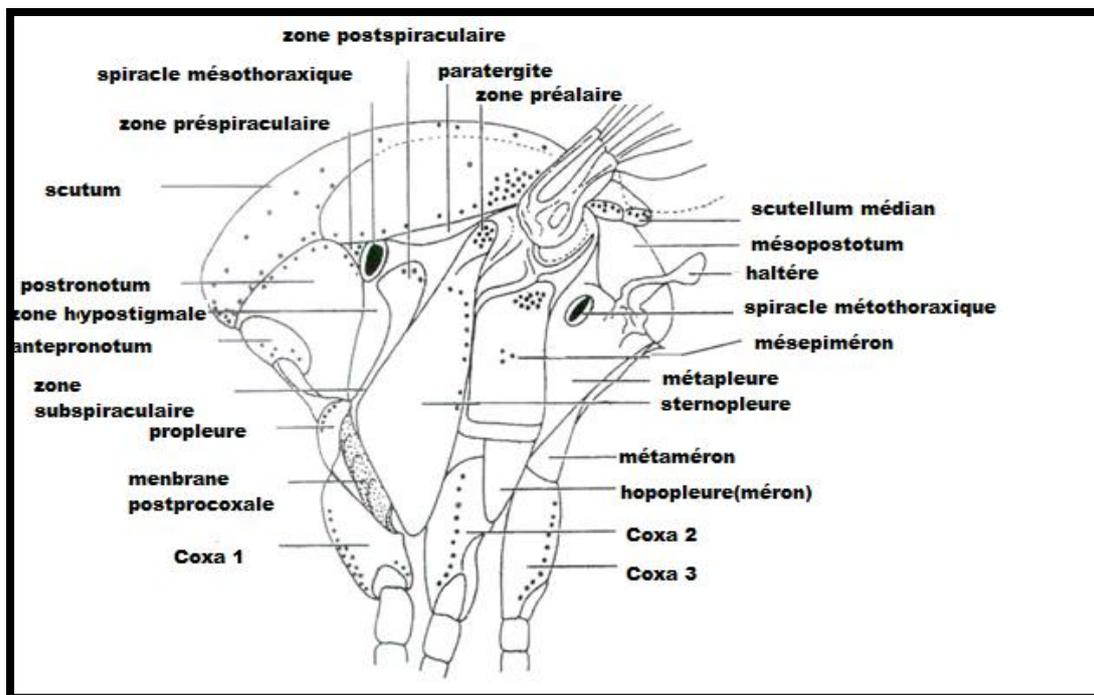


Fig. 13: Morphologie schématique et emplacement des soies du thorax en vue latérale

(Huang & Ward, 1981).

Aile: Assez uniforme, la nervation alaire permet de séparer les genres; les nervures sont couvertes d'écailles de forme, de taille et de couleur variables, selon les genres et les espèces. Les ailes comportant trois parties: deux proximales et réduites: l'allule, une autre distale et beaucoup plus étendue: l'aile proprement dite. La membrane alaire, transparente est soutenue par des nervures longitudinales et transversales délimitant entre elles des cellules (Fig. 11 A). En outre, ces nervures portent des écailles et le bord postérieur de l'aile est orné d'une frange d'écailles (Becker *et al.*, 2010). Au repos, elles sont repliées sur l'abdomen. En arrière des ailes, se trouvent les balanciers, qui sont de petits organes sensoriels oscillatoires servant au contrôle du vol, appelé aussi altère (Bussieras, 1991) (Fig.14).

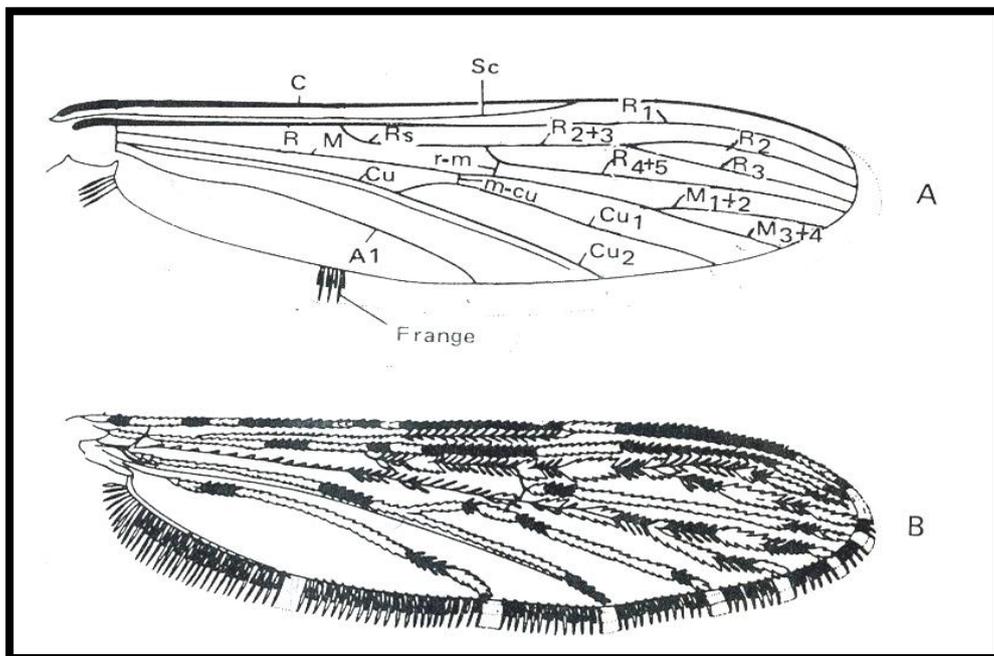


Fig.14: Morphologie de l'aile chez les moustiques : (A: nervation; C: la costale; Sc: la sous-costale; R: la radiale; M: médiane; Cu: cubitale; A: anale; B: nervation, écailles en place

(Faran & Linthicum, 1981).

Abdomen: Allongé, il est composé de 9 segments, les sept premiers sont à peu près semblable, le huitième segment porte les organes respiratoires. Une partie de segment situer au fond d'une cupule hydrofuge chez les *Anopheles*, ou siphon dorsale chez les genres *Culex* et *Aedes*, appendices courts protégeant l'anus et l'orifice génital. Il est recouvert d'ailes claires, brunes et blanches avec de longs poils sur la face dorsale. Une ligne longitudinale

sombre ainsi que quelques taches sombres sur les cortex ornent la face ventrale. Chez les mâles, l'abdomen se termine en une armature génitale servant à maintenir la femelle durant l'accouplement. Chez les femelles, on trouve un oviscapte qui intervient lors de la ponte (Neveu-Lemaire, 1952; Bussieras & Chermette, 1991). Le dimorphisme sexuel est net. Les genitalia des Nématocères sont très complexe et comme ceux de la plupart des Ptérygotes, difficiles à comprendre. Les segments génitaux VIII et XI sont les plus modifiés, ils portent le gonopore et les organes externes d'accouplement (Fig.15).

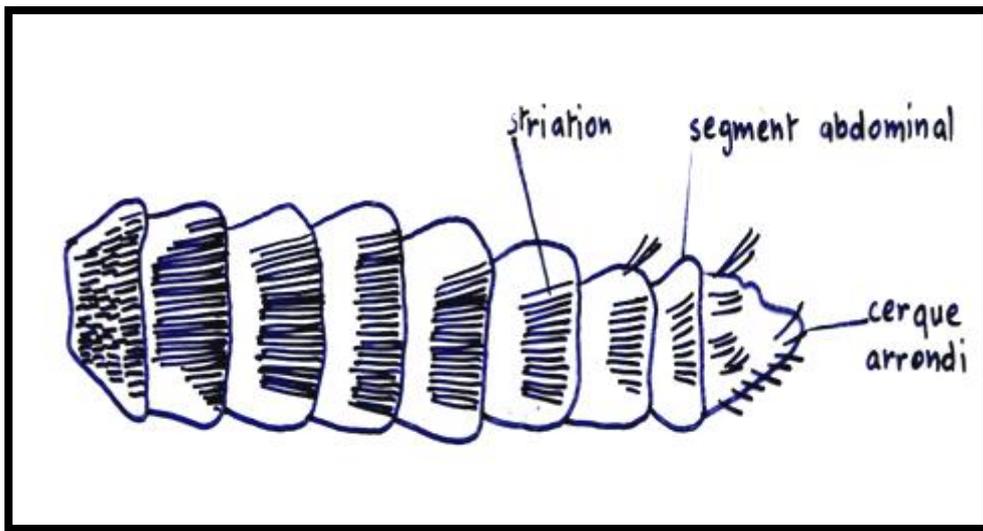


Fig.15 : Morphologie de l'abdomen (vue dorsale, femelle de *Culex pipiens pipiens*)
(Bendali-Saoudi, 1989).

Génitalia mâle: Chez le moustique les genitalia mâles se distinguent de ceux de la femelle par la présence de grands forceps. Terminalia mâle (ou hypopygium), qui comprend les 9^{ème} et 10^{ème} segments, subit comme beaucoup de Nématocères, un phénomène d'hémi rotation de 180°, amenant la face ventrale en position dorsale. Cette circumversion se produit 4 heures après l'émergence. Très schématiquement, l'hypopygium se compose: du IX^{ème} segment qui porte notamment deux forcipules d'une part, formé chacun de trois parties: coxite (présentant 2 ou 3 lobes: basal apical, éventuellement parbasal), style, griffe et souvent deux claspettes. Le dixième segment, ou segment anal au niveau duquel se remarque le pénis (phallosome ou édéage) muni parfois, d'apophyse est entouré de deux paramères, qui sont souvent des

protubérances d'aspects très variés (en oursin chez les *Culex*). Deux latéraux basaux, plus ou moins développés insérés à sa base (Edwards, 1920; 1941; Christophers, 1922; Christophers et Barraud, 1931; Snodgrass, 1957; 1959; Harbach et Knight, 1980) (Fig.16, 17).

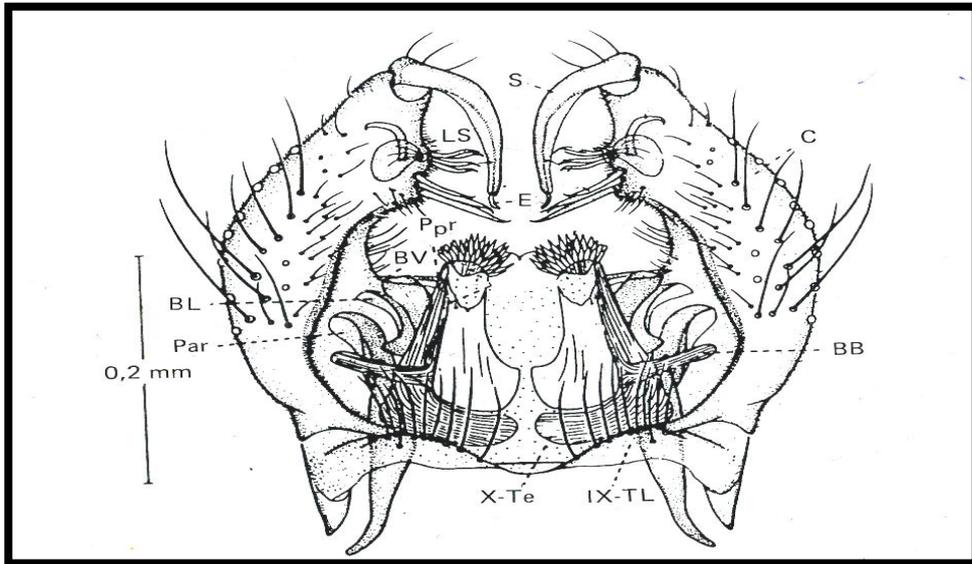


Fig.16: Morphologie de l'hypopygium chez les moustiques mâles (genre *Culex*); BB: bras basal; BL: bras latéral; BV: bras ventral; C: coxite; E: épine du style; LS: lobe ubapical; par: paramètre; Ppr: paraprocte; S: style; IX-TL: lobe du tergite IX; X-Te: tergite X (Harbach & Knight, 1980).

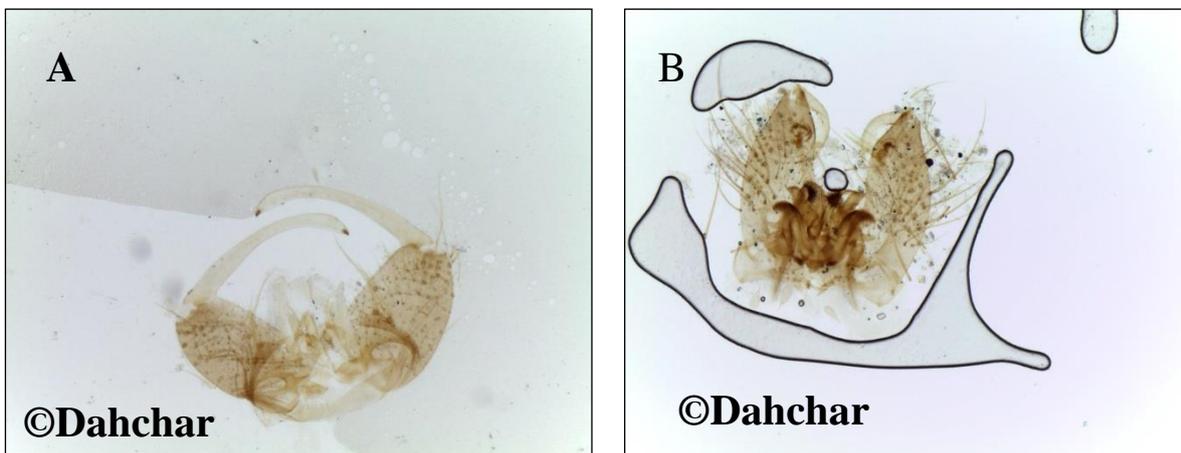


Fig. 17: Génitalia mâle.

A: *Anopheles maculipennis*.

B: *Culex pipiens*.

Génitalia femelle: L'étude des terminalia femelle est basée surtout sur les travaux de [Macfie et Ingram, \(1922\)](#); [Christophers \(1923,1960\)](#); [David, \(1926\)](#); [Gregbine, \(1966\)](#). Elles sont difficiles à interpréter que ceux des mâles, possédant une morphologie relativement simple et un rôle taxonomique mineur qui se présente dans la détermination du genre. Les Terminalia femelles diffèrent des terminalia mâles par les caractères suivants (pas d'inversion, les terminalia gardent leur position primitive, le segment IV est plus réduit et ne porte ni appendice, ni lobe; le segment anal ou segment X porte une paire de cerque. Le segment génital est plus ou moins rétracté, il comprend le tergite IX (dorsal) et d'autre part l'insula et l'altrium qui représentent la chambre génitale. Insula ou sternite IX petite plaque chitineuse, sur la ligne médioventrale séparée par une membrane de segment VII portant des poils. Atrium ou chambre génitale ou s'ouvrent l'oviducte, le conduit de la spermatèque et de la glande à mucus, est un anneau sclérifié entourant le gonophore ([Gregbine, 1966](#)) (**Fig.18**).



Fig. 18: Terminalia femelle de *Culiseta longiareolata* ([Bendali-Saoudi et al., 2014](#)).

2.4.1.6. Cycle de développement

Le cycle de développement des moustiques dure environ douze (12) à vingt (20) jours (Adisso et Alia, 2005) et comprend quatre (4) stades: l'oeuf, la larve, la nymphe (pupe) et l'adulte, cette métamorphose se déroule en deux (2) phases (**Fig. 19**):

Phase aérienne: Les deux (2) sexes s'accouplent en vol ou dans la végétation et ont une distance de vol de un à deux km. Grâce aux longs poils dressés sur leurs antennes, les mâles peuvent percevoir le bourdonnement produit par le battement rapide des ailes des femelles, qui s'approchent des essaims lors du vol nuptial. A ce moment, le mâle féconde la femelle en lui laissant un stock de sa semence. La femelle dotée d'un caractère particulier, celui du maintien des spermatozoïdes en vie, jusqu'à sa mort. Elle conserve la semence du mâle, dans une ampoule globulaire ou spermathèque. Elle ne s'accouple donc qu'une seule fois (Darriet, 1998).Après la fécondation, les femelles partent en quête d'un repas sanguin duquel, elles retirent les protéines et leurs acides aminés, nécessaires pour la maturation des oeufs (Guillaumot, 2006). Dès que la femelle est gravide, elle se met en quête d'un gîte de ponte aquatique, pour le développement de ses larves (Ayitchedji, 1990).

Phase aquatique: La ponte est souvent de l'ordre de 100 à 400 oeufs et l'incubation dure deux (2) à trois (3) jours selon les conditions: température du milieu; pH de l'eau; nature et abondance de la végétation aquatique ainsi que la faune associée. A maturité, les oeufs s'éclosent et donnent des larves de stade 1 (Longueur de 1 à 2 mm) qui, jusqu'au stade 4 (Longueur de 1,5 cm) se nourrissent de matières organiques, de microorganismes et même des proies vivantes (Pour les espèces carnassières). Malgré leur évolution aquatique, les larves de moustiques ont une respiration aérienne. Au bout de six à dix jours ou plus, selon la température de l'eau et la disponibilité en nourriture, la quatrième mue donne naissance à une nymphe (Guillaumot, 2006). La nymphe, mobile, ne se nourrit pas durant tout le stade nymphal (phase de métamorphose) qui dure un (1) à cinq (5) jours. Elle respire à la surface de l'eau à l'aide de trompettes respiratoires. A la fin de ce stade, la nymphe s'étire, son tégument se fend dorsalement et, très lentement, le moustique adulte (imago) s'extirpe de l'exuvie : c'est l'émergence, qui dure environ quinze (15) minutes au cours desquelles l'insecte se trouve exposé sans défense face à de nombreux prédateurs de surface (Rodhain & Perez, 1985).

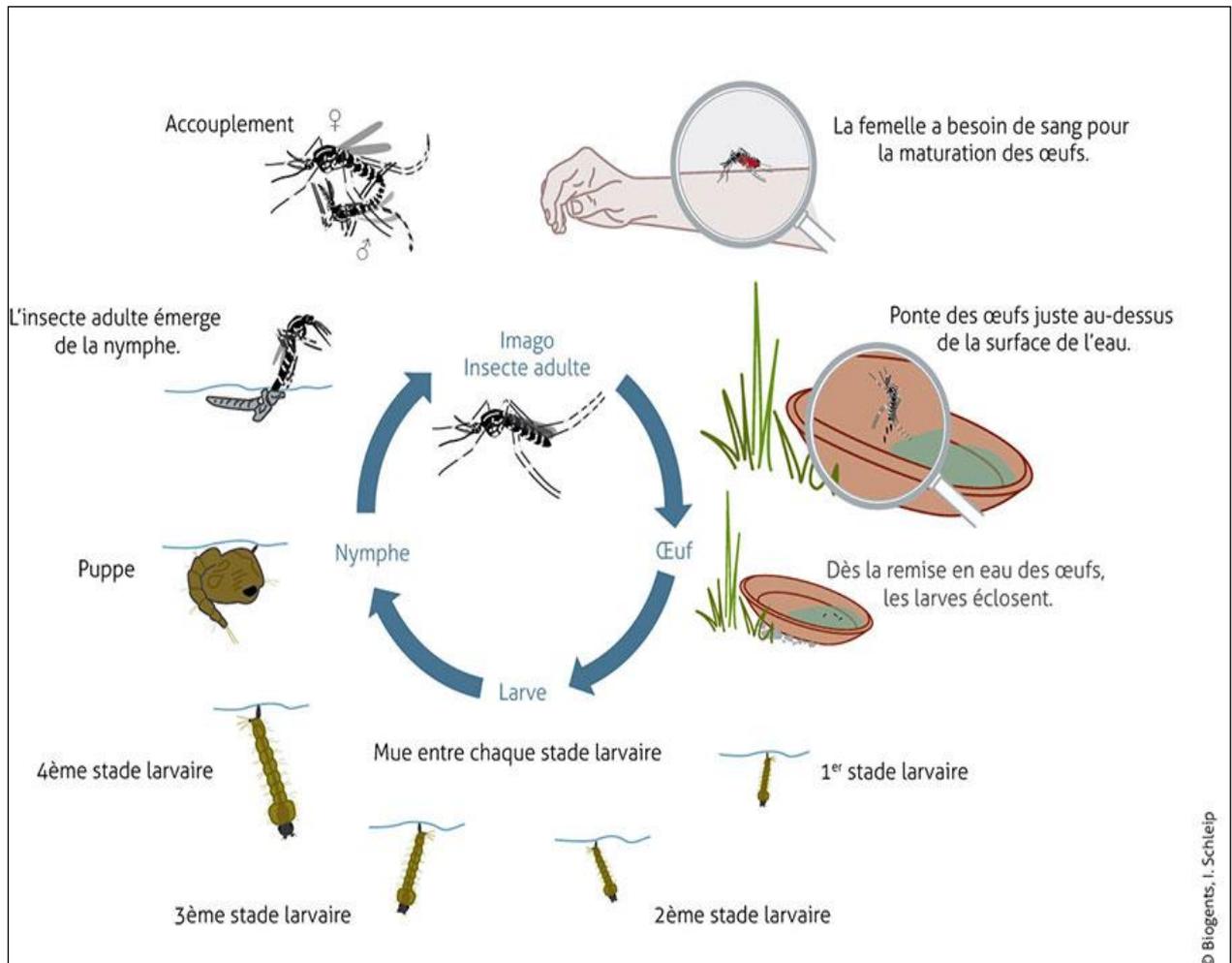


Fig.19: Cycle de développement du Moustique.

(<http://www.zones-humides.eaufrance.fr/moustiques.zones-humides>)
 900 × 620 (1.3x plus grand)

2.4.1.7. Échantillonnage

La capture des adultes a été réalisée au niveau des immeubles, à l'aide d'un tube en verre que l'on pose délicatement sur le moustique au repos (**Fig. 20**). Lorsqu'on bouge le tube l'insecte s'envole vers le fond, ensuite en fermant le tube et en l'ouvrant à l'intérieur de la cage d'élevage (**Bendali-Saoudi, 1989**). Cependant les larves sont collectées à l'aide d'une louche de 500 millilitres, cette dernière est plongée dans l'eau puis déplacée d'un mouvement uniforme en évitant les remous (**Fig. 21**).



Fig. 21: Pêche larvaire.



Fig. 20: Capture des adultes.

2.1.1.8. Techniques d'élevage

A l'état adulte : L'élevage des moustiques a été réalisé au laboratoire dans des cages de forme cubique (30x30x30 cm) avec une armature en bois couverte de tulle. Sur le côté, existe un manchon de tissus, de 30 cm de long sur 18 cm de diamètre pourvu d'un élastique au bout pour permettre l'introduction de la main. Les Culicidae sont nourris de raisin sec et de datte. Cependant, le repas sanguin, indispensable à la ponte a été fournie par l'introduction d'un poussin ou d'un rat nouveau-né dans les cages, qui permet un apport de protéines et de glucides, ce qui permettent à la femelle de pondre plus d'oeufs par rapport aux femelles nourries de sucre seulement (Wigglesworth, 1972). Ainsi, des récipients contenant de l'eau dont les femelles effectuent leur ponte des oeufs ont été déposés à l'intérieur des cages (Bendali-Saoudi, 1989) (Fig. 22 A).



Fig.22: Elevage des Culicidae au laboratoire.

A: Cages d'élevage des moustiques adultes.

A l'état larvaire: Les oeufs, les larves et les nymphes de moustiques sont récoltés au niveau des stations aquatiques. Les larves sont élevées dans des récipients contenant 150 ml d'eau déchlorinée (**Fig. 22.B**). La nourriture fournie est composée d'un mélange de biscuit-levure (75% -25%); ce qui permet un apport protéique pour la vitellogénèse. L'eau est renouvelée chaque deux jour. Lorsque les larves atteignent le stade nymphal, elles sont disposées dans des cages où elles se transformeront en adulte ([Bendali-Saoudi, 2006](#)).



B: Récipients d'élevage larvaire.

2. 4.1.9. Techniques de montage et conservation

Les larves une fois mortes, sont conservées dans des tubes eppendorff contenant du NAOH 10 % pendant 48 h, pour rendre la chitine transparente et détruire les tissus attachés aux cuticules facilitant ainsi l'observation microscopique. Ensuite, les larves seront rincées par l'eau distillée et montées sur lames et lamelles dans une goutte de glycérine afin d'être identifiées systématiquement (Bendali-Saoudi, 1989).

2. 4.1.10. Clés d'identification des Culicidae

La systématique des Culicidae de la région Ouest de la ville d'Annaba à été réalisée principalement à l'aide du logiciel de (Moustique d'Europe) Schaffner *et al.*, (2001) en se basant sur un ensemble de structures microscopiques très précis. L'identification de la femelle repose sur la morphologie externe: répartition et couleur des écailles, structures de l'aile et celle de l'extrémité postérieure abdominale permettant la distinction des genres et des espèces. Chez les mâles, la morphologie générale et la chétotaxie de l'hypopygium sont nécessaires pour la détermination du genre et des espèces. Les larves du quatrième stade sont très utilisées dans ce domaine, vu la facilité de leur pêche et leur chétotaxie qui permet l'identification des espèces et des sous-espèces (Bendali-Saoudi, 1989; 2006).

2.5. Matériel végétale

Les feuilles de cinq espèces de plantes *Daphne gnidium* L. (Famille des Thymelaeaceae), *Ricinus communis* L (Famille des Euphorbiaceae), *Thymus vulgaris* L (Famille des Lamiaceae) et *Ruta graveollen* L (Famille des Rutaceae), *Geranium rose* (Famille des Geraniaceae) L et les fleurs de *Cigue maculae* L (Famille des Apiaceae) ont été recueillies à partir de diverses zones de la région de Annaba. Ces spécimens ont été identifiés au laboratoire de Biologie Animale Appliquée (Université Badji Mokhtar, Algérie). Ces plantes ont été choisies en fonction de leurs propriétés pharmacologiques, ainsi que leurs utilisations traditionnelles, disponibilité matériel vegetal sur le terrain, aspects botanique et chimiotaxonomiques.

2.5.1. *Ricinus communis*

Le genre *Ricinus* est représenté par une seule espèce: *Ricinus communis* L (Polvèche, 1996). Il appartient à la famille Euphorbiaceae .c'est un arbuste vivace robuste de 3 à 12 m de haut (Wan, 2006). Une cellule diploïde de ricin possède un nombre chromosomique égal à $2n = 2x = 20$ (Harrys, 1980; Karl et Dan, 1965). Les feuilles sont longuement pétiolées, palmées, lobées (5 à 9 lobes), caduques et de couleur vert foncé parfois tracées de rouge pourpre (Wan, 2006). Le ricin est originaire du nord est africain et du moyen-orient. IL est répandu en Inde et en Chine qui sont les deux premiers producteurs du ricin dans le monde (FAO, 2007). Il a envahit l'Amérique au 16e siècle (Déthiollaz, 2003). l'extrait méthanolique montre une activité anti-inflammatoire importante contre des inflammations aiguës et chroniques chez les rats, cet extrait a montré également une importante activité dans le piégeage des radicaux libres par inhibition de la peroxydation lipidique (Ilavarasan *et al.*, 2005) et peuvent être utilisés comme des biocides naturels (Ghnimi *et al.*, 2014) (Fig. 23).

2.5.1.1. Position systématique

Règne	Phanérogames
Eembranchement	Angiospermes
Classe	Magnoliopsidae
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Euphorbiales
Famille	Euphorbiaceae
Genre	<i>Ricinus</i>
Espèce	<i>Ricinus communis</i> Armstrong 1982.



Fig. 23 : *Ricinus communis*.

2.5.1.2. Composition chimique

Plusieurs études phytochimiques ont été réalisées pour identifier les différents composés chimiques chez le ricin. Ces analyses ont montré la présence des flavonoïdes qui sont le kaempferol-3-O-beta-D-rutinoside et le kaempferol-3-O-beta-D-xylopyranoside, ces flavonoïdes ont été isolés à partir des feuilles par [Khafagy et al., \(1979\)](#) puis [Kang et al., \(1985\)](#). Plus récemment, les travaux de [Singh & Chauhan, 2009](#) puis [Ghosh et al., \(2013\)](#) ont montré que l'extrait méthanolique des feuilles est riche en composés phénoliques (l'acide gallique, l'acide gentsique, l'acide ellagique, la quercetine, la rutine et l'epicatéchine) et qu'il possède un pouvoir antioxydant. [Khogali et al., \(1992\)](#) ont montré la présence de tannins au niveau des feuilles. Pour les extraits des racines, [Hall & Medlow, \(1975\)](#) ont confirmé la présence de l'acide indole-3-acétique connu sous le nom AIA (C₁₀H₉N₂) qui est l'une des auxines (phytohormones responsables de la croissance végétale) les plus connues. En ce qui concerne les graines, qui contiennent 45% d'huile fixe, elles sont riches en glycosides d'acides ricinoléique, isoricinoléique, stéarique et dihydroxystéarique. Ces graines contiennent également de la lipase et un alcaloïde qui est la ricinine ([Khogali et al., 1992](#)).

2.5.2. *Thymus vulgaris* L

Thymus vulgaris appartient à la famille des Lamiacées. C'est un petit sous-arbrisseau pouvant atteindre 40 cm de hauteur, vivace à tiges dressées, ligneuses, tortueuses et très rameuses. Il possède de petites feuilles lancéolée ou linéaire (4-12 x 3 mm), recourbées sur les bords de couleur vert foncés, et qui sont recouvertes de poils et de glandes (appelés trichomes). Les trichomes contiennent l'huile essentielle majoritairement composée de monoterpènes. Ses petites fleurs zygomorphes sont regroupées en glomérules ovoïdes et leur couleur varient du blanc au violet en passant par le rose. *Thymus vulgaris* est d'ailleurs caractérisé par un polymorphisme floral qui a été au moins aussi étudié que son polymorphisme chimique (Bruneton, 1999; Morales, 2002).

Thymus vulgaris L est indigène de l'Europe du sud, on le rencontre depuis la moitié orientale de la péninsule ibérique jusqu'au sud-est de l'Italie, en passant par la façade méditerranéenne française (Özcan & Chalchat, 2004; Amiot, 2005). Le thym est une épice importante dans la cuisine à domicile ainsi que dans les industries alimentaires et de l'arôme. En plus dans la médecine traditionnelle, les feuilles et les parties florales des espèces *Thymus* sont largement utilisées comme thé tonique, antiseptique, antitussif, expectorant et carminative, ainsi que pour le traitement des rhumes (Ghasemi, 2009; Rasooli & Mirmostafa, 2002). Le thymus vulgaris possède de nombreuses activités biologiques, antispasmodiques, antimicrobiennes, antioxydantes, antiplaquettaires, analgésiques et anti-inflammatoires (El Bouzidi *et al.*, 2013 ; Jamali *et al.*, 2012 ; Dandlen *et al.*, 2010; Soliman & Badeaa, 2002 ; Marino *et al.*, 1999 ; Okazaki *et al.*, 2002; Faleiro *et al.*, 2003; Dob *et al.*, 2006; Hazzit *et al.*, 2009 ; Meister *et al.*, 1999; Grosso *et al.*, 2010; Tepe *et al.*, 2005; Elhabazi *et al.*, 2008 ; Ismaili *et al.*, 2004; Ismaili *et al.*, 2002; Miura *et al.*, 2002; Van Den Broucke & Lemli, 1983) (Fig. 24).

2.5.2.1. Position systématique

Règne	Plantes
Sous règne	Plantes vasculaires
Embranchement	Spermaphytes
Classe	Dicotylédones
Sous classe	Dialypétales
Ordre	Labiales

Famille	Lamiacées
Genre	<i>Thymus</i>
Espèce	<i>Thymus vulgaris</i> Linné 1753.



Fig. 24: *Thymus vulgaris*.

2.5.2.2. Composition chimique

C'est notamment le cas de *Thymus vulgaris* qui exprime six formes de chémotypes différents, chaque chémotype est nommé suivant le composant principal de son extrait (exemples : thymol (T) 51,69%, carvacrol (C) 3,68%, para-gymène 19,09%, bêta-caryophyllène 2,33%.....) (Amiot, 2005 ; Thompson *et al.*, 2003).

De nombreuses études ont confirmé que les espèces qui appartiennent à la famille des Lamiaceae sont une bonne source d'acide rosmarinique, l'identification des composés polyphénoliques dans l'infusion aqueuse de *Thymus vulgaris* par analyse HPLC a montré une présence dominante d'acide rosmarinique (17,45 mg/g = 1,7 % de la masse sèche de *Thymus vulgaris*) et un autre composé significatif est l'erioicitrin (1,96 mg/g) (Kulišić *et al.*, 2006). D'autres composants ont été détectés seulement en traces, l'acide caféique (0,02 mg/g) et

l'acide *p*-hydroxybenzoïque. La composition en vitamines a été déterminée et révèle la présence de la vitamine E (a-tocophérol) (4,4 mg/Kg) (Guillén & Manzanos, 1998; Kulišić *et al.*, 2006).

2.5.3. *Daphne gnidium* L

La famille des Thyméléacées. C'est un arbuste hermaphrodite des garrigues méditerranéennes et des sables atlantiques, existe dans tout le Tell de l'Algérie, de 60 cm à 2 m de haut ou plus, à rameaux minces très feuillés. Des feuilles persistantes ou caduques, lancéolées-linéaires, larges de 5-7mm au plus, cupsidées, très denses. Inflorescences terminales en panicule rameuse longue de 5-10cm, entièrement blanche – tomenteuse, fleurs blanches caduques. Le fruit est une drupe ovoïde, rouge orangé. La floraison va d'octobre à mars, c'est une plante entomogame (Benayad, 2008; Tahraoui Ch, 2012; Mohammedi, 2013; J. Herrera, 1987; C.M. Herrera, 1992).

Le *Daphne* est doté de propriétés vésicantes, purgatives, abortives, réputé aussi comme hypoglycémiant (Cottigli *et al.*, 2001). Une étude a montré le pouvoir inhibiteur des racines du *Daphne gnidium* sur la prolifération cellulaire et d'induire l'apoptose dans la lignée cellulaire de cancer du sein humain MCF-7 (Chaouki *et al.*, 2009).

L'extrait alcoolique des feuilles agit comme un anti-inflammatoire in vitro par inhibition des macrophages des souris et des lymphocytes activés. Il a présenté également une activité antibactérienne contre *Bacillus lentus* et *Escherichia coli*, mais était inactive contre les champignons (Cottigli *et al.*, 2001; Harizi *et al.*, 2011).

Anciennement, l'écorce du *Daphne gnidium* était utilisé sous forme de pommade aux propriétés épispastiques, irritant la peau, provoquant la formation d'ampoules ; pour soigner des maladies de la peau tel la lèpre, syphilis, les furoncles (Lahsissene *et al.*, 2009). Les Arabes de l'Afrique du Nord emploient aussi le *Daphne*, à l'extérieur, comme révulsif et vésicant; à l'intérieur, il est utilisé comme abortif puissant par absorption de poudre d'écorces, ou rameaux introduits dans l'utérus (Kerharo *et al.*, 1961) (Fig. 25).

2.5.3.1. Position systématique

Règne	Plantae
Embranchement	Magnoliophyta

Classe	Magnoliopsida
Ordre	Myrtales
Famille	Thymelaeaceae
Genre	Daphne
Espèce	<i>Daphne gnidium</i> Linné 1753.



Fig. 25 : *Daphne gnidium*.

A : *Daphne gnidium* dans la nature.

B : *Daphne gnidium* au laboratoire.

2.5.3.2. Composition chimique

On y trouve aussi des molécules toxiques qui sont la daphnine (dehydroxycoumarine), daphnétoxine et la mézéréine. L'écorce contient une résine et un hétéroside, le daphnoside, donnant par hydrolyse du glucose, et une oxycoumarine, le daphnétol (Kerharo *et al.*, 1961).

L'extrait alcoolique des tiges contient des coumarines: (Daphnéline, daphnine, acetylumbelliférone et daphnoretin) et sept flavonoïdes (lutéoline, orientin, isoorientine, l'apigénine-7-O-glucoside, genkwanine, 5-O- b-D-primevérosyl genkwanine et 2, 5, 7,4-tetrahydroxyisoflavanol). Les structures de ces composés ont été déterminées par comparaison de leurs propriétés physiques (UV, IR, SM, RMN 1H et 13C) avec les valeurs rapporté pour

daphnéine (Cabrera & García-Granados, 1981), daphnine (Cabrera & García-Granados, 1981), acetylumbelliférone (Ulubelen *et al.*, 1986), daphnoretin (Cordell, 1984), lutéoline (Cabrera & García-Granados, 1981; Harborne, 1994), orientin (Cabrera & García-Granados, 1981; Harborne, 1994), isoorientine (Cabrera & García-Granados, 1981; Harborne, 1994), apigénine 7-O-glucoside (Cabrera & García-Granados, 1981; Harborne, 1994), genkwanine (Wagner *et al.*, 1976; Harborne, 1994), 5-O-b-D-primevérosyl genkwanine (Ragot *et al.*, 1988; García-Granados & Sáenz de Buruaga, 1980), et 2, 5, 7,4 -tetrahydroxyisoflavanol (Wang *et al.*, 1998a ; Cottigli *et al.*, 2001).

2.6.3. Cigue maculée

C'est une plante majestueuse, pouvant atteindre 2 mètres de haut dans des conditions humides, à tiges dressée, striées et entièrement glabres (sans poils, mais couvertes d'une pruine bleuâtre), creuses, cannelées, très rameuses, sont tachetées de rouge-pourpre notamment dans la partie inférieure. Elles se prolongent par une racine principale pivotante, qui a la forme d'un petit navet, est blanche, chevelue, chargée de stries circulaires (Gaillard *et al.*, 2001; Boustié *et al.*, 2002). Les larges feuilles de la grande ciguë d'un vert foncé, sont alternes, molles, à limbe grossièrement triangulaire, et folioles ovales, très découpées et divisées, Leur pétiole est creux et tacheté. Les fleurs sont petites, blanches, longuement pédiculées et groupées en ombelles à la partie supérieure des ramifications de la tige, composées de 10 à 20 rayons d'ombellules d'inégale longueur (15-30cm). La floraison à lieu de juin à août. Les fruits sont des diakènes, ovoïdes à sphériques, munis de dix côtes longitudinales saillantes.

La toxicité de la plante est due aux alcaloïdes dont la coniine ou cicutine, en particulier les fruits et la racine, en effet, la coniine est un alcaloïde neurotoxique qui bloque la transmission nerveuse au niveau de la jonction neuromusculaire (Flesch, 2005).

La Ciguë a parfois été utilisée pour ses propriétés: analgésique (trijumeau, sciatique, pneumogastrique), antispasmodique et sédative à faible dose, son action sur les organes génitaux est trop variable; elle est considérée comme essentiellement antiaphrodisiaque (Wahlen, 1828). Les alcaloïdes pipéridiniques de la Ciguë auraient un effet tératogène, en effet, des malformations congénitales ont été décrites chez des bovins, porcs, moutons et chèvres (Bunch, 1992). Les furanocoumarines présentes dans la plante, sont des composés antifongiques (Al-Barwani, 2004). Elle soigne les raideurs musculaires, les spasmes

(oesophagiens, du pylore, intestinaux, utérins), les toux spasmodiques (coqueluche, asthme) (Iuchi, 2004). Elle soignerait aussi les cancers (Wahlen, 1828) (Fig.26).

2.6.3.1. Position systématique

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Embranchement	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-Classe	Rosidae
Ordre	Apiales
Famille	Apiaceae
Genre	Cigue
Espèce	<i>Cigue maculée</i> Linné 1753.



Fig. 26 : *Cigue maculée*.

A : *Cigue maculée* dans la nature.

B : *Cigue maculée* à laboratoire.

2.6.3.2. Composition chimique

La plante contient dans toutes les parties, notamment les fruits, au moins cinq alcaloïdes dérivant de la pipéridine violemment toxiques. En effet, la transamination de l'alanine et du 5-céto-octanal conduit à la γ -conicéine et aux autres alcaloïdes qui sont : la conine (2-propylpipéridine) appelée coniine ou cicutine, la N-méthyl coniine, la conhydrine, la pseudoconhydrine, la conhydrinone, la N-méthyl pseudoconhydrine et la 2-méthyl pipéridine (Gaillard *et al.*, 2001). On en a isolé également une huile essentielle, des glucosides flavoniques et coumariniques, de l'albumine, un principe résineux, une sorte d'huile très odorante, quelques sels (Bouchet *et al.*, 2009).

La Ciguë a parfois été utilisée pour ses propriétés: analgésique (trijumeau, sciatique, pneumogastrique), antispasmodique et sédatrice à faible dose (Iuchi, 2004). On a encore signalé dans la Ciguë la propriété de diminuer la sécrétion des mamelles et de résoudre les engorgements laiteux de ces organes ; son action sur les organes génitaux est trop variable ; elle est considérée comme essentiellement antiaphrodisiaque (Wahlen, 1828).

2.7.3. *Geranium Rosate*

Le *Pelargonium graveolens* (famille Géraniacées), appartient à la catégorie des plantes vivaces à feuillage odorant de 40 à 50 cm de haut, pleine de suc en début de végétation, puis ligneuse, à écorce brun clair. Le genre *Pélargonium* compte plus de 200 espèces dont plusieurs dizaines sont odorantes. Les feuilles persistantes sont lobées et opposées, couvertes de poils glanduleux microscopiques qui libèrent leurs parfums au toucher ou à la chaleur (Demarne, 1985). Ses fleurs roses, à cinq pétales sont souvent veinées d'une coloration plus foncée (Bossler, 1987). La plante est cultivée dans de nombreuses régions méditerranéennes et subtropicales (Gilly, 1997).

Référencées par la médecine traditionnelle et supposant ainsi d'intéressantes activités biologiques (antimicrobienne, anti-inflammatoire, anti-fongique, Propriété répulsive vis-à-vis des insectes comme les moustiques, hémostatique et cicatrisante) (Lis-balchin, 2002) (Fig. 27).

2.7.3.1. Position systématique

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta

Embranchement	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Geraniales
Famille	Geraniaceae
Genre	Geranium
Espèce	<i>Geranium Rosate</i> Linné 1753.



Fig. 27: *Geranium Rosate*.

2.7.3.2. Composition chimique

Les composants chimiques principaux du *Geranium rosate* sont les monoterpènes (l'alpha-pinène 8%) et l'Alcools dérivés de monoterpènes: citronnellol (22 à 33 %), géraniol (17 à 25 %), linatol (10 à 13 %).

Et il contient aussi : Citone, Oxyde de rose (0,9 à 1,1%), Gaiadiène 6-9 (6 à 6,5%) et les Esters : formiate de citronnelyle (6 à 13 %), traces d'acétates et de propionates, formiate de géranyle (8 à 9 %) dont la synergie confère une fragrance aromatique unique, rappelant celle de la rose (Guerere, 1985; Pieribattesti, 1983).

2.8.3. *Ruta graveolens*

Elle appartient à la famille des Rutacées dans l'ordre de Sapindales qui contient environ 160 genres et plus de 1600 espèces, est un petit sous-arbrisseau à feuilles persistantes ou semi ligneuse vivace 0,6 à 0,9 m de haut et presque aussi large. Les tiges deviennent ligneuses près de la base, mais restent herbacée plus près des pointes. Les 7,6 à 12,7 cm de longues feuilles sont disséqués pinnately en segments de forme oblongue ou une cuillère. Ils sont un peu charnues et habituellement recouvert d'une fleur en poudre. Le feuillage vert de la mer a une forte odeur piquante plutôt désagréable, quand on l'écrase. Les grappes de paniculate de petites fleurs jaunes apparaissent en plein été, bien tenue au-dessus du feuillage et couvrant souvent la majeure partie de la plante. Chaque fleur est d'environ 1,3 cm de diamètre avec quatre concaves entaillées pétales (Zargari, 1988) (Fig. 28).

Pendant longtemps, *R. graveolens* a été utilisé comme médicament de folklore pour le traitement de diverses conditions telles que des problèmes oculaires, les rhumatismes, la dermatite, la douleur et de nombreuses maladies inflammatoires et l'hypertension (Ratheesh & Helen, 2007). Il agit comme un emenagogue sous l'effet de la rutine et stimule la fibre de base utérin (Miguel, 2003).

D'après les études pharmaceutiques actuelles, les applications pharmaceutiques supplémentaires de *R. graveolens* ont révélé un antioxydant, un anti-inflammatoire (Ratheesh & Hélène, 2007), antidiabétiques (Toserkani *et al.*, 2011), antibactérien, antifongique (Meepagala *et al.*, 2005), antiandrogène (Khoury & El-Akawi, 2005), insecticide (Barbosa *et al.*, 2011), entre autres effets.

2.8.3.1. Position systématique

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Embranchement	Phanérogames ou Spermaphytes
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Sapindales
Famille	Rutaceae

Genre Ruta
Espèce *Ruta graveolens* Linné 1753.

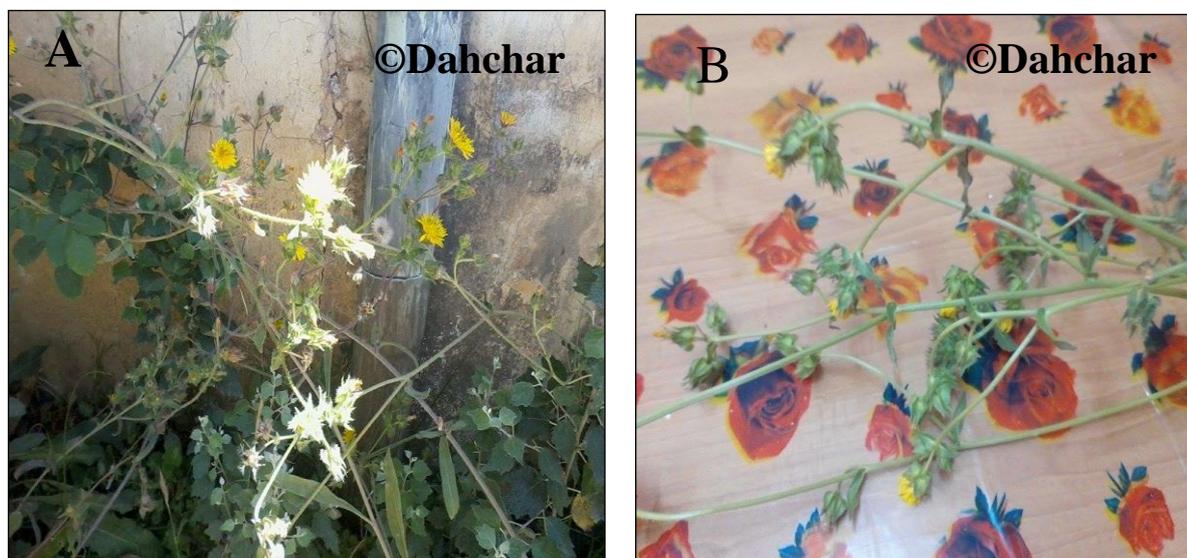


Fig. 28 : *Ruta graveolens*.

A : *Ruta graveolens* dans la nature.

B : *Ruta graveolens* à laboratoire.

2.8.3.2. Composition chimique

Les composés phytochimiques couramment connus de *R. graveolens* sont des alcaloïdes acridoniques, coumarines, substances volatiles, les terpènes, flavonoïdes et furoquinolines (Kuzovkina *et al.*, 2004). L'existence de saponine tanins et glycosides a également été prouvé (Hashemi *et al.*, 2011). Rutine et la quercétine sont les principaux flavonoïdes actifs de *R. graveolens* et a été isolé à partir des feuilles de cete plante (Pathak *et al.*, 2003). Une teneur élevée en acides aliphatiques, des alcools et des cétones ont été trouvés dans *R. graveolens* huile volatile (Ivanovaa *et al.*, 2003). 2-undécane (33,9%), l'acétate de 2-heptanol (17,5%), du 1-dodécane (11,0%), geyrene (10,4%), le 2-nonane (8,8%), le 2-décane (1,9%), Geijerene (1,6 %), l'oxyde de trans-piperitenone (1,4%), l'oxyde de cis-piperitenone (1,2%), le 2-méthyl-undécane (1,1%), le 2-dodécane (1,1%), le 2-nonane (1,1%), élémol (1.1 %) sont les principaux composants de l'huile essentielle des parties aériennes de la plante à fleurs (Soleimani *et al.*, 2009). *R. graveolens* produit des niveaux élevés de furanocoumarins linéaires, principalement psoralène et méthoxypsoralène (Gravot *et al.*, 2004). Rutacridone, rutacridone époxyde et gravacridondiol sont acridone alcaloïdes isolés de *R. graveolens* racine

(Meepagala *et al.*, 2005), tandis qu'un alcaloïde graveoline nommé a été isolé à partir des feuilles (Hale *et al.*, 2004).

2.6. Présentation de l'insecticide

2.6.1. Le *Bacillus thuringiensis israelensis* Sérotype H14

Le *Bacillus thuringiensis* a été isolé dans un étang stagnant situé dans le désert de Negev de l'Israël (Goldberg & Margalit, 1977), plus tard, ce microbe pathogène a été identifié comme un nouveau sérotype *B. thuringiensis*, nommé *israelensis* ou H14. Le *Bti* s'est avéré toxique pour un large spectre d'espèces de moustiques (De Barjac, 1978a), ainsi que les Diptères et les mouches noires. Le *Bti* a été utilisé sous plusieurs formes commerciales. Les produits commerciaux à base de *Bti* se présentent généralement sous quatre grands types : les poudres (Fig. 29), les granules, les briquettes et les liquides. Le choix de la formulation à employer dépend de l'insecte visé par le contrôle, du type d'environnement à traiter et de son accessibilité, et de la persistance de l'effet toxique visée par l'apporteur.



Fig. 29 : Le *Bacillus thuringiensis israelensis* sous forme de poudre.

2.6.1.1. Position systématique du *Bti*

Le *Bacillus thuringiensis* est un gram positif, les spores formant la bactérie, ont souvent les propriétés insecticides. La position systématique selon [Berliner, \(1715\)](#) de la bactérie est la suivante :

Embranchement	Fermicutes
Sous- Embranchement	Eubacterie
Classe	Bacilli
Ordre	Bacillales
Famille	Bacillaceae
Genre	Bacillus
Espèce	<i>Bacillus thuringiensis</i>
Sous-espèce	<i>Bacillus thuringiensis israelensis</i> Berliner 1715.

2.6.1.2. Cycle biologique de la bactérie

Comprend les phases suivantes :

Phase de germination : Basée sur la Réhydratation de la spore et production de la cellule végétative.

Phase active: Caractérisée par la croissance et la multiplication des cellules végétative, chaque cellule se divise en deux cellules génétiquement identiques, lorsque le milieu devient appauvri pour l'un des nutriments essentiels, la bactérie entre alors en phase stationnaire et s'engage dans un processus qui aboutit à la formation des spores, où elle subit des modifications physiologiques et biochimiques aboutissant aux formations des protéines cristal.

Phase de sporulation : Dans les conditions défavorables, les spores se forment et les membranes des cellules bactériennes s'éclatent en libérant la spore.

Période de dormance : La spore résiste aux conditions défavorables (Alimentation, température, pH), le cycle biologique reprend de par la transformation des spores en de

nouvelles cellules bactériennes (Honnée & Visser, 1993; Margalit & Ben-Dov, 2000) (Fig. 30).

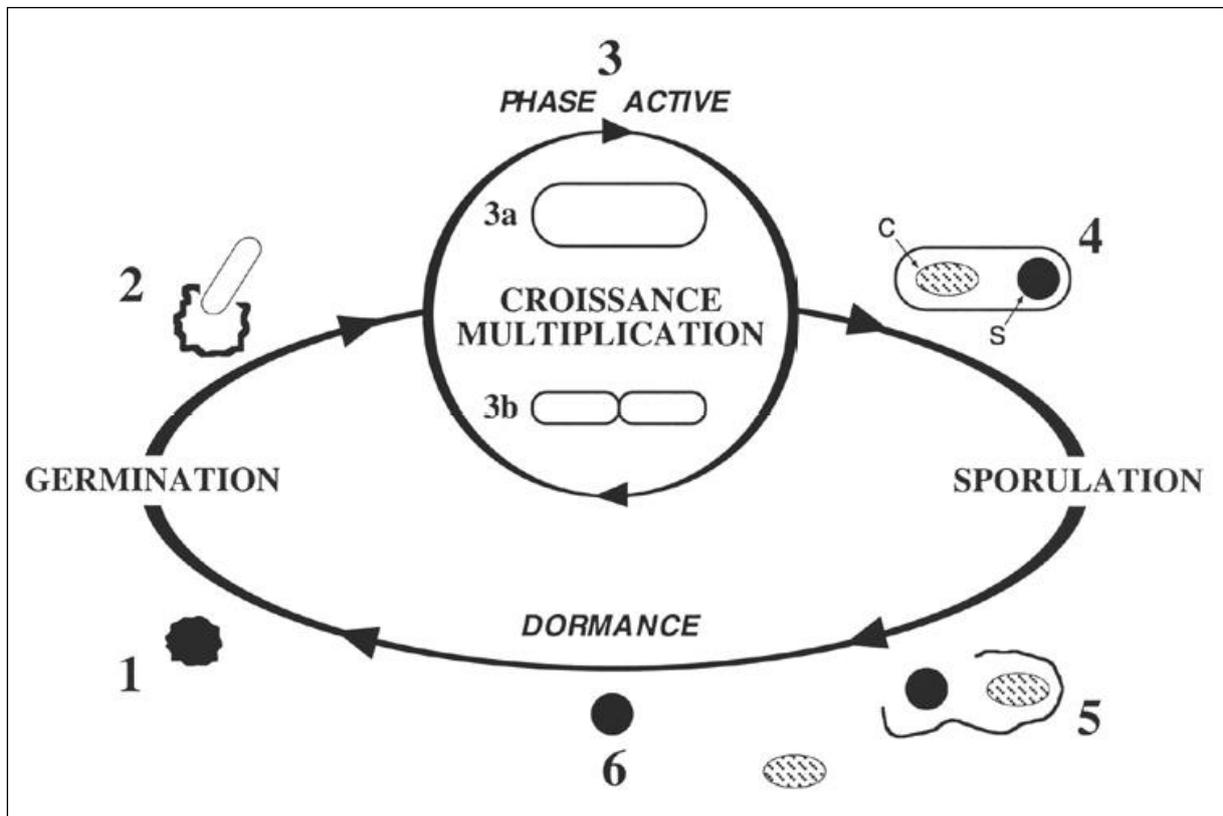


Fig. 30 : Cycle vital du *Bacillus thuringiensis* (Boisvert & Lacoursière, 2004).

1. Germination 1: réhydratation de la spore.
2. Germination 2: production de la cellule végétative.
3. Croissance et multiplication des cellules végétatives.
4. Sporulation : formation de la spore (s) et de l'inclusion cristalline (c).
5. Lyse: éclatement de la cellule végétative et libération de la spore et de l'inclusion cristalline.
6. Période de dormance : la spore résiste aux conditions défavorables.

2.6.1.3. Origine de l'effet larvicide du Bti

Le *Bti* est connu pour sa biodégradation et sa spécificité pour les espèces ciblées ainsi que son mode d'action qui s'avère typique. Quand les protéines de *Bti* sont ingérées par des larves de moustique, les inclusions cristallines sont partiellement dissoutes dans le liquide alcalin de l'intestin moyen, libérant ainsi de longues chaînes de protéines qui sont les différents précurseurs des toxines, nommées protoxines ou endotoxine (Larget & de Barjac, 1981; Charles & de Barjac, 1982; Chilcott *et al.*, 1983). Ces longues chaînes de protéines sont par la suite sectionnées par des enzymes (les protéases) pour produire de petites molécules qui sont les segments toxiques, dénommés les «toxines». Après la libération des segments toxiques par le liquide alcalin et les enzymes intestinales, ces molécules se fixent sur des récepteurs spécifiques présents sur les membranes des cellules épithéliales de l'intestin moyen, afin d'immobiliser les toxines sur la membrane de ces cellules (Honée & Visser, 1993). Par la suite, provoquées par le déséquilibre biochimique induit par l'activité des toxines, les cellules affectées se gonflent et éclatent, causant la perforation de la paroi du tube digestif (Charles & de Barjac, 1983). Ceci provoque le passage du suc digestif dans la cavité corporelle de l'insecte et le mouvement inverse de l'hémolymphe, provoquant ainsi la mort de la larve (**Fig. 31**) (Gill *et al.*, 1992; Bauer, 1995).

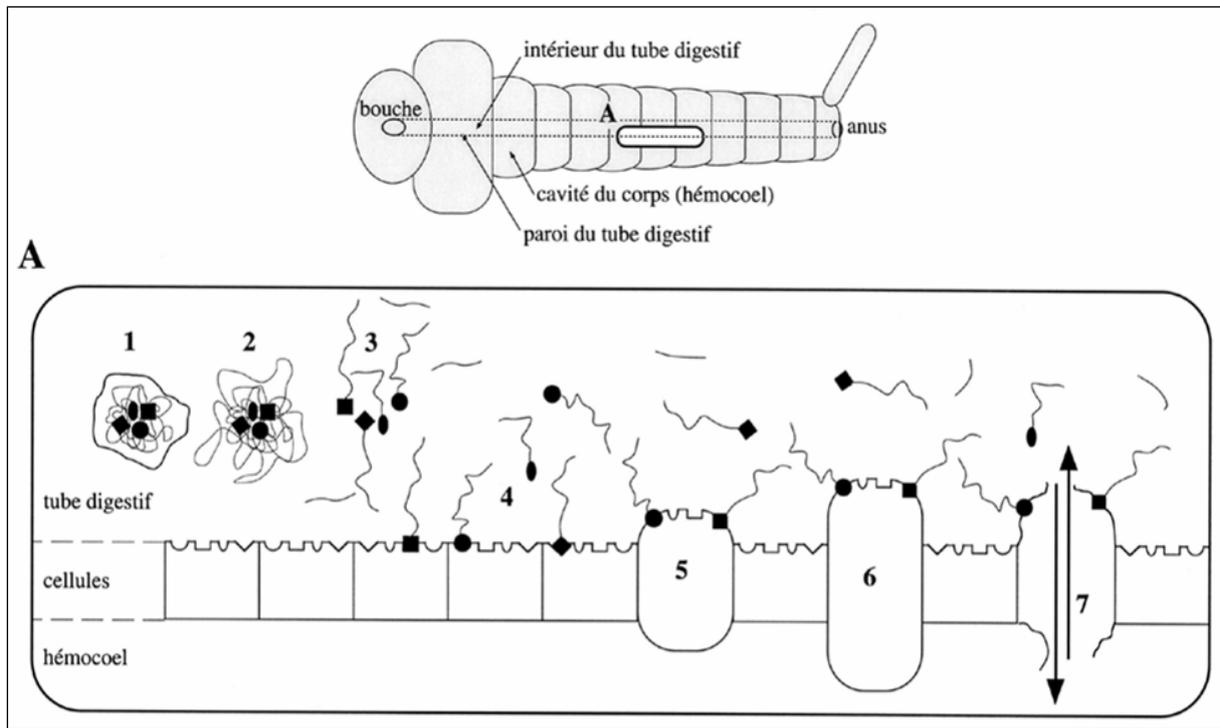


Fig. 31 : Représentation schématique du mode d'action des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* sur une larve de moustique (Boisvert & Lacoursière, 2004).

1. Dissociation des cristaux dans le liquide alcalin du tube digestif.
2. Libération des longues chaînes de protéines.
3. Sectionnement des chaînes de protéines par les enzymes afin de produire les segments toxiques.
4. Fixation des enzymes sur les récepteurs spécifiques.
5. Gonflement des cellules affectées.
6. Éclatement des cellules affectées.

2.7. Indices écologiques

Afin de caractériser le peuplement Culicidien dans notre région d'étude, des paramètres écologiques ont été calculés pour connaître l'abondance, la richesse, la fréquence centésimale et la distribution d'abondance des différentes espèces composant ce peuplement.

2.7.1. Indices de composition (analyse des peuplements)

Le peuplement est un ensemble d'individus appartenant à des espèces différentes mais qui vivent au sein d'une même espèce. Il est singularisé par conséquent, par certaines caractéristiques :

2.7.1.1. Richesse totale (S)

Selon Muller, (1985), la richesse totale représente l'un des paramètres fondamentaux caractéristiques d'un peuplement. La richesse totale S est le nombre total des espèces que comporte un peuplement considéré dans un écosystème donné (Ramade, 1984 in Louadi *et al.*, 2010).

2.7.1.2. Richesse moyenne (s)

La richesse moyenne correspond au nombre moyen des espèces contactées à chaque relevé (Blondel, 1979; Riad, 1992), c'est-à-dire le quotient du nombre total d'individu (K_i) pour chacune des espèces sur le nombre total de relevés (N) effectués :

$$S' = K_i / N$$

2.7.1.3. Fréquence centésimale ou abondance relative

L'abondance relative est le rapport du nombre des individus de l'espèce prise en considération au nombre total des individus de toutes espèces confondus (Zaïme & Gautier, 1989). Elle est représentée par la formule suivante :

$$F = (n_i \cdot 100) / N$$

n_i : le nombre d'individus de l'espèce prise en considération.

N : le nombre total d'individus.

Espèce commune : présente dans plus de 50% de relevés.

Espèce rare : présente dans 25 à 50% de relevés.

Espèce très rare : présente dans moins de 25% de relevés.

2.7.1.4. Indice de diversité (H')

La richesse spécifique est une mesure insuffisamment précise de la composition quantitative d'un peuplement. La densité et la richesse spécifique égales, deux peuplements peuvent présenter des structures très différentes. En bref, le concept de diversité spécifique prend en compte l'abondance relative des espèces, en plus de leur nombre (Barbault, 1981). Parmi les indices disponibles permettant d'exprimer la structure d'un peuplement, nous avons retenu l'indice proposé par Shannon et Weaver. La diversité de chaque formation peut être calculée par la relation :

$$H' = -\sum (p_i \cdot \log_2 p_i) \text{ ou } p_i = n_i / N$$

P_i : La probabilité de présence d'une espèce dans un milieu (abondance relative)

n_i : Effectif de l'espèce i

N : Effectif total du peuplement

H' est exprimé en Bit (Unité d'information binaire).

2.7.1.4. Equitabilité (E)

Des peuplements à physionomie très différente peuvent avoir la même diversité. Aussi convient-il de calculer, parallèlement à l'indice H' , l'équitabilité (E), en rapportant la diversité observée à la diversité théorique maximale (H'_{\max}).

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

Avec

$$H'_{\max} = \log_2(S)$$

L'équitabilité varie de 0 à 1 : elle tend vers 0 quand la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une espèce, elle tend vers 1 lorsque toutes les espèces ont une même abondance (Barbault, 1981). Autrement dit, ce paramètre constitue une expression du degré d'équitabilité du peuplement, plus il tend vers 1, plus le peuplement est équilibré.

2.7.1.5. La fréquence d'occurrence

Elle représente le rapport exprimé sous la forme de pourcentage du nombre de relevés contenant l'espèce i pris en considération, par rapport au nombre total de relevés (Dajoz, 1971). Elle s'exprime de la manière suivante :

$$F = P_i / N \times 100$$

P_i : nombre de relevés contenant l'espèce

N : nombre total de relevés effectués

Selon la valeur de F , on distingue les catégories suivantes :

- | | |
|--|---|
| -Espèce omniprésente si $C = 100\%$. | -Espèce accessoire si $25\% \leq C < 50\%$. |
| -Espèce constante si $75\% \leq C < 100\%$. | -Espèce accidentelle si $5\% \leq C < 25\%$. |
| -Espèce régulière si $50\% \leq C < 75\%$. | -Espèce rare si $C \leq 4\%$. |

2.8. Paramètres physicochimiques

La qualité physico-chimique des eaux douces est le suivi d'un ensemble de paramètres aux origines diverses, ainsi, la physico-chimie des eaux est considérée comme un élément de soutien à la biologie, c'est-à-dire qu'on doit passer par la mesure des seuils de qualité qui doivent déterminer les conditions du milieu, qui permettent ou non aux différents compartiments biologiques d'être en bon état. Les paramètres d'analyse physico-chimique sont choisis en fonction de l'objectif recherché. On a choisi deux stations pendant la saison de printemps 2016 (Fig. 32).

2.8.1. Le potentiel hydrogen

Plus connu sous le nom de "pH" permet de mesurer l'acidité ou alcalinité d'une solution. La valeur du pH est une grandeur sans unité qui est directement liée à sa concentration en ions oxonium H_3O^+ qui proviennent de la fixation d'un proton H^+ sur une molécule d'eau (Permo, 1981).

2.8.2. La conductivité

La conductivité va déterminer l'ensemble des minéraux présent dans une solution, est souvent appelée « conductivité électrique » qui traduit la capacité d'une solution aqueuse à conduire le courant électrique, ce paramètre donne une indication sur la minéralisation globale de cette eau. L'unité communément utilisée est le siemens (S/m), exprimé souvent en micro-siemens/cm ($\mu\text{S/cm}$) ou milli-siemens (mS/m) (Hceflcd, 2006).

2.8.3. Le TA et le TAC (Titre alcalimétrique et titre alcalimétrique complet)

Ces deux valeurs permettent de connaître les concentrations en bicarbonates, carbonates et éventuellement en hydroxydes (bases fortes) contenues dans l'eau. L'alcalinité se mesure à l'aide d'une solution étalon d'acide fort en présence d'indicateurs colorés de pH. Le TA dose la totalité des hydroxydes et la moitié des carbonates qui sont alors entièrement transformés en bicarbonates à un pH de 8,3. Le TAC correspond à la totalité des bicarbonates et des carbonates (Harrat, 2007).

2.8.4. Température

La température des eaux de surface dépend du climat et des conditions atmosphériques. Ce paramètre révèle un impact direct sur le développement et le cycle biologique de la plupart des insectes aquatiques. La température agit en particulier sur la durée de développement des stades larvaires (Rodier, 2009).

2.8.5. Turbidité apparent

C'est un paramètre, qui varie en fonction des composés colloïdaux (argiles) ou aux acides humiques (dégradation des végétaux) mais aussi pollutions qui troublent l'eau. Avec un appareil (turbidimètre) on mesure la résistance qu'elle oppose par l'eau au passage de la lumière pour lui donner une valeur. La température, TH, et le titre calcique aussi.

2.8.6. La salinité

La salinité d'une eau est un élément important de mesure de qualité, car c'est un paramètre qui conditionne l'aire de répartition des espèces vivantes dans un milieu en fonction de leur préférence. Aussi, la salinité est l'un des facteurs qui gouvernent la croissance des jacinthes d'eau en zone estuaire (Wilson *et al.*, 2001), ce qui mène au phénomène d'eutrophisation.

Ces paramètres ont été réalisés au niveau du laboratoire de Génie des Procédés : Le pH et la température ont été mesurés à l'aide d'un pH-mètre du type pH 510, la conductivité a été déterminée avec un conductimètre de type Con 510.



Fig.32: Analyse physico-chimique de l'eau des stations d'études.

2.9. Etude morphométrique

Plusieurs paramètres morphométriques ont été pris en considération pour les larves du quatrième stade et les adultes mâles et femelles de toutes les espèces inventoriées dans la région d'étude. La biométrie des larves a concerné la longueur et la largeur de: la tête, l'antenne, le thorax, l'abdomen, le siphon et de la trachée. D'autre part chez les adultes, on a mesuré la longueur et la largeur de 56 mensurations: la tête, les palpes, le pronotum, les antennes, le thorax, l'aile, la patte 1, la patte 2, la patte 3 et l'abdomen.

2.10. Test de toxicité

2.10.1. Traitement à l'insecticide

2.10.1.1. Test de toxicité du *Bti* à l'égard des quatre stades larvaires de *Culex pipiens* et *Culiseta longiareolata*

La méthodologie des tests de toxicité a été inspirée de la technique des tests de sensibilité normalisés par l'Organisation Mondiale de la Santé, adopté pour tester la sensibilité des insecticides utilisés dans la lutte vis-à-vis les larves de moustiques (OMS, 1963). Le protocole de l'expérimentation a consisté un témoin et trois répétitions pour, chacune des deux espèces et les quatre stades larvaires. A partir de 200 ml de la solution mère a été additionnée avec 20 individus de chacune des espèces suivantes: *Culex pipiens* et *Culiseta longiareolata*.

La préparation de la solution mère comporte 200 ml d'eau distillée, chauffée à 150°C pendant 10 secondes, à laquelle on ajoute 0.005 g de *Bti*, et on agite pendant 5 secondes. Pour la CL50 on utilise 350 µl par répétitions et pour la CL90 on prélève 717µl par répétitions selon Mansouri, (2015). Le test dure 3 jours (72h) et la mortalité est enregistrée toute les 24h.

2.10.2. Traitements aux plantes

2.10.2.1. Préparation des extraits aqueux

La matière végétale utilisée est le feuillage de cinq espèces de plantes *Daphne gnidium* L., *Ricinus communis* L., *Thymus vulgaris* L., *Geranium rose* et *Ruta graveollen* L. et les fleurs de *Ciguë macula* L.

Les feuilles des six plantes sont séchées à l'étuve à 40°C, pendant trois ou quatre jours, ensuite, elles sont broyées au mixeur jusqu'à sa réduction en poudre (Mordue & Blackwell,

1993). Une quantité de 100g de chaque plante est ajoutée à 100 ml d'eau distillée préalablement portée à ébullition, puis laisser refroidir avec agitation pendant 15 min. Le mélange obtenu est filtré à l'aide du papier filtre Wattman (3 MM). Le filtrat récupéré est ensuite utilisé pour les traitements de toxicité (Fig. 33).

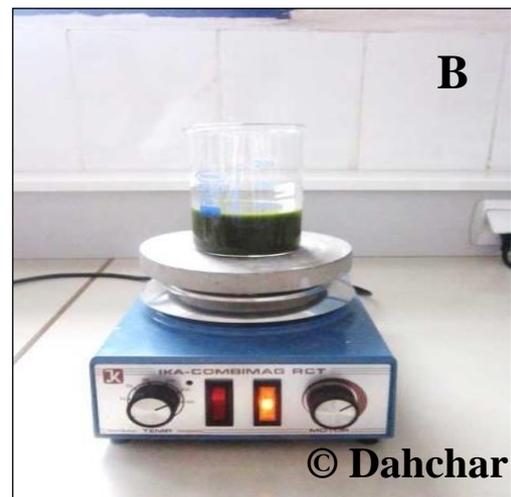
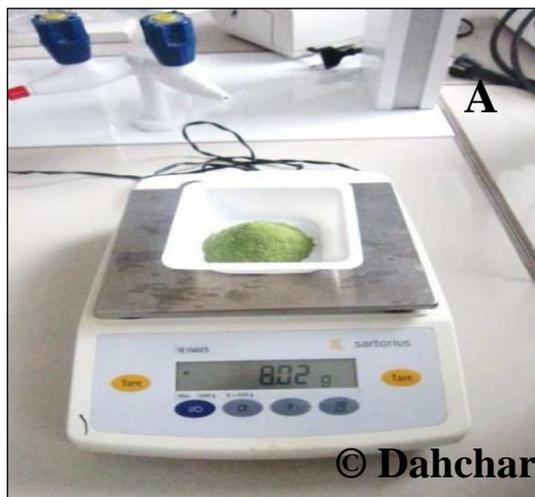


Fig. 33: Préparation des extraits aqueux de plantes.

A: Balance.

B: Agitateur.

C: Filtra.

2.10.2.2. Estimation des quantités du résidu sec

Afin d'obtenir une estimation exacte et logique de la quantité de la matière végétale dissoute dans les extraits aqueux, ces derniers ont été concentrés par évaporation dans une étuve portée à 50°C pendant 48 h, jusqu'à l'obtention d'un résidu sec dont la quantité est exprimée en mg. Cela permet d'estimer la concentration exacte des résidus secs de la matière végétale dans l'eau en g/ml.

2.10.2.3. Test de toxicité des extraits aqueux à l'égard des larves de *Culex pipiens* et *Culiseta longiarolata*

La méthodologie des tests de toxicité a été inspirée de la technique des tests de sensibilité normalisés par l'Organisation Mondiale de la Santé, adopté pour tester la sensibilité des insecticides utilisés dans la lutte vis-à-vis les larves de moustiques (OMS, 1963).

À partir du filtrat récupéré de chaque préparation des six plantes, trois concentrations ont été testées sur les lots du quatre stades larvaires de *Culex pipiens* et *Culiseta longiarolata*. Les tests sont réalisés dans des boîtes rondes en plastique de diamètre 10 cm et 7 cm de hauteur, contenant chacune 200 ml d'eau déchlorée et 20 larves. Trois répétitions ont été effectuées, avec les témoins associés. Les taux de mortalité ont été évalués après 24h, 48h et 72 h (Fig. 34). Les concentrations létales CL50 et CL90 ont été calculées pour chaque temps.



Fig. 34 : Tests de toxicité sur les larves de moustique.

2.11. Analyse statistique

2.11.1. Description des données

Pour mieux décrire des mensurations biométriques déterminant les différents stades de moustique, récoltés dans deux régions, nous avons calculés certains paramètres statistiques de base tels que la moyenne arithmétique (\bar{x}), qui est un paramètre statistiques de position et de tendance centrale, les valeurs minimales (x_{\min}) et maximales (x_{\max}) qui donnent toutes les deux une idée sur l'étendue des données, et l'effectif final (n) qui nous renseigne sur l'importance des données traitées. Les résultats obtenus dans les différentes expérimentations ont subi un calcul de la moyenne et de l'écart type, ainsi que l'analyse de la variance à deux critères de classification, par MINITAB16 FR , alors que les histogrammes ont été réalisés sur EXCEL (2007).

2.11.2. Analyse de la variance multivariée MANOVA

La comparaison de l'ensemble des critères mesurés chez les individus récoltés à partir de deux stations (Annaba et Oum El Bouaghi), a été réalisée à l'aide de l'analyse de la variance multivariée en utilisant trois tests statistiques qui sont : Wilk's lambda, Lawley-Hotteling et Pillai's trace (Dagnélie, 1970; 1986; 2006). Cette méthode est une extension de l'analyse de la variance univariée, lorsqu'il s'agit de plusieurs variables qui ont été observées simultanément sur les mêmes individus (ou stations). Les trois tests cités précédemment, ont été proposés par Palm, (2000) et Dagnélie, (1970; 2006) sont tous asymptotiquement d'égale puissance et aucun test ne peut être recommandé de manière systématique, de préférence aux autres (Dagnélie, 1986). Selon Huberty, (1994) le test de Wilk's est le plus populaire. Nous avons utilisé la commande MANOVA du logiciel Minitab 16, aux données des critères biométriques des moustiques collectées dans les deux régions pendant les 12 mois, afin de réaliser, chaque fois, le test d'analyse de la variance multivariée modèle fixe.

2.11.3. Test de Tukey

Lorsqu'a l'issue d'un test de l'analyse de la variance et pour des facteurs fixes, on est amène à rejeter l'hypothèse d'égalité de plusieurs moyennes. Le choix entre les différentes approches dépend de façon très large de la nature qualitative ou quantitative des facteurs considérés et de l'objectif qui a été fixé ou qui avait dû être fixé au moment où la collecte des données a été décidée (Dagnelie, 2009). En ce qui nous concerne, chaque fois que l'égalité de plusieurs

moyennes a été rejetée par l'analyse de la variance pour un facteur fixe, nous avons utilisé la méthode de Tukey pour essayer de déterminer les groupes de moyennes identiques et homogènes que possible. La méthode de Tukey est une méthode qui s'applique en une seule étape, et qui est, de ce fait, d'une utilisation très facile. Cette méthode a été utilisée pour rechercher les groupes de mortalité homogènes .Les calculs ont été réalisés à l'aide du logiciel d'analyse et de traitement statique des données MINITAB16 FR.

3. RESULTATS

3.1. Inventaire des Culicidés dans la région Ouest de la ville d'Annaba

La présente étude, consacrée à la réalisation d'une étude sur la faune Culicidienne de la région de l'Ouest de la ville d'Annaba, nous a permis d'établir un inventaire faunistique révélant un nombre total de 5 784 spécimens de moustiques représentant 12 espèces au cours de l'enquête et identifié selon le logiciel de [Schaffner et al., \(2001\)](#). La tribu des Aedini est représentée par deux espèce: *Ochlerotatus atropalpus* Coquillett 1902, *Aedes aegypti* Linnaeus 1762, la tribu des Culicini est formée par trois genres, celui de *Culex* avec trois espèces: *Culex pipiens* Linnaeus, 1758, *Culex torrentium* Martini 1925 et *Culex laticinctus* Edwards 1913. Le genre *Orthpodomyia* présente une seule espèce est *Orthpodomyia pulcripalpis* Rodani 1872 et le genre *Uranotaenia* présente par l'espèce *Uranotaenia unguiculata* Edwards 1913. La tribu Culisetini est représentée par une seule espèce, il s'agit de *Culiseta glaphyroptera* Schiner 1864, la tribu des Anophelinae comport quatre espèces, *Anopheles plumbeus* Stephens 1828, *Anopheles maculipennis* Meigen 1818, *Anopheles claviger* Meigen 1804 et *Anopheles sergentii* Theobald 1907 (**Tableau 5**), (**Fig. 35**).

Tableau 5: Richesse totale des Culicidae au niveau de la région Ouest de la ville d'Annaba de l'année : 2013-2014.

Espèce	Mois											
	Nov.	Déc.	Janv.	Fév.	Mar.	Avr.	Mai.	Jun.	Jul.	Aou.	Sep.	Oct.
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	/	02	02	01		/	/	/	/	/	/	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	/	26	12	/	09	10	5	/	/	16	07	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	422	464	166	104	318	283	128	502	413	817	765	826
<i>Cx. torrentium</i> Martini 1925	/	/	/	08	11	09	08	06	11	08	11	04
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	/	/	/	4	11	10	06	08	06	09	14	02
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	/	/	02	/	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864	06	33	48	01	/	04	/	/	/	/	/	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	01	02	04	02	/	/	/	/	/	/	/	/
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	/	/	/	/	03	/	/	/	/	/	/	/
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	/	/	/	/	/	/	/	05	/	/	/	/
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	/	/	/	/	/	/	25	73	93	37	/	/
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	/	/	/	/	/	01	/	/	/	/	/
Total	429	527	234	120	352	316	173	594	523	887	797	832

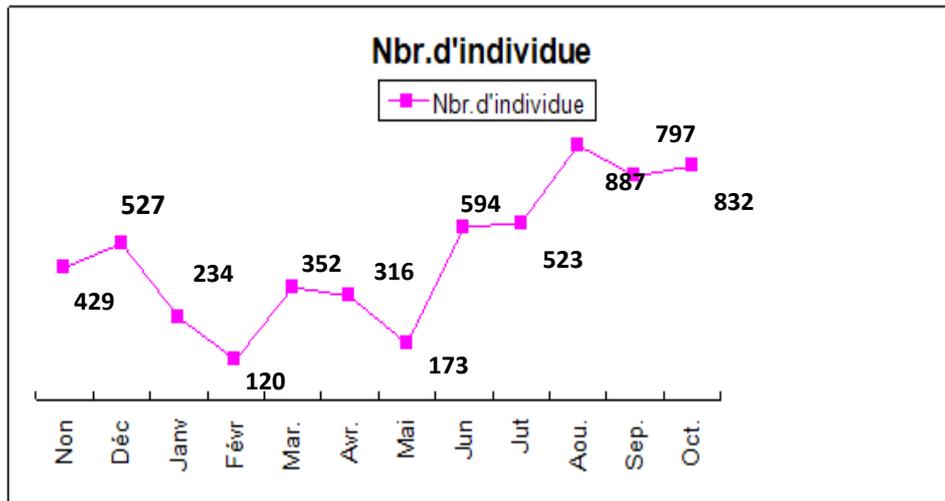


Fig. 35: Répartition des individus (2013-2014).

3.1. 2. Analyse écologique

3 .1.2.1. Inventaire annuel

Les espèces inventoriées dans les deux sites : Les résultats correspondant à la répartition spatiale des espèces des Culicidae sont consignés dans le **tableau 6** avec les symboles (+) indiquant la présence et (-) l'absence. Il apparaît qu'il existe 09 espèces cosmopolites présentes dans le site urbain, ces espèces sont : *Uranotaenia unguiculata*, *Culex pipiens*, *Culex torrentium*, *Culex laticinctus*, *Orthopodomyia pulcripalpis*, *Anopheles maculipennis*, *Anopheles claviger*, *Culiseta glaphyroptera*, *Aedes aegypti*. D'autre part-le site rural comporte 08 espèces : *Culex pipiens*, *Culex torrentium*, *Culex laticinctus*, *Anopheles maculipennis*, *Ochlerotatus atropalpus*, *Anopheles claviger*, *Anopheles plumbeus*, *Anophele sergentii*.

Tableau 6 : Présence des Culicidae au niveau des sites urbains et rural par espèce.

(+) : présence de l'espèce ;(-): absence de l'espèce.

Station Espèces	Sites urbains	Sites ruraux
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	+	-
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	+	-
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	+	+
<i>Cx. torrentium</i> Martini 1925	+	+
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	+	+
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	+	+
<i>An. Claviger</i> Meigen 1804	+	+
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	-	+
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	-	+
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	+	-
<i>Cs. Glaphyoptera</i> Schiner 1864	+	-
<i>Oc. Atropalpus</i> Coquillett 1902	-	+
Total	09	08

Richesse totale et moyenne

Richesse spécifique : Les valeurs de la richesse spécifique dans les deux sites étudiés (Urbain & rurale) sont représentées dans le **Tableau 7** et la **Fig. 36**. Selon les valeurs de la richesse spécifique, le site urbain prend la première place, avec 09 espèces et une abondance de 5 475 individus. Alors que le site rural représente 08 espèces avec une abondance de 309 individus. Cependant la richesse totale est représentée par 12 espèces. La richesse maximale est obtenue au niveau de la ville avec 608,33. Alors que le site rural est en seconde position avec une valeur de 38,62.

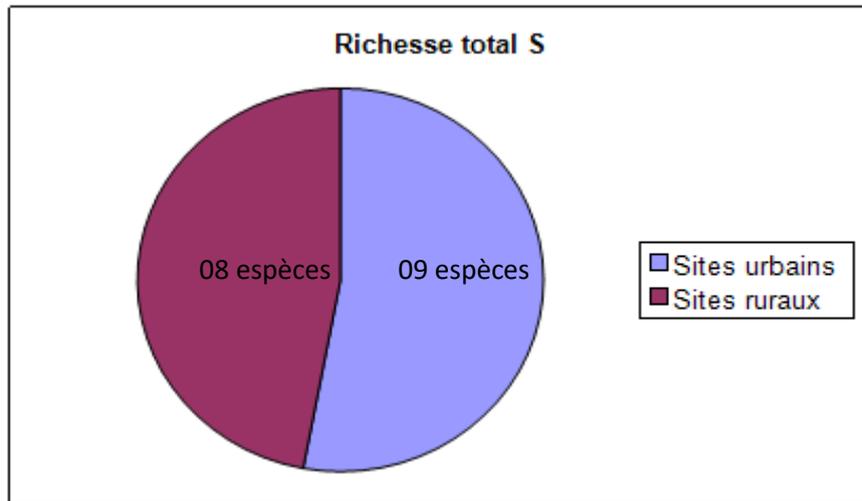


Fig. 36 : Richesse totale des espèces de Culicidae au niveau des sites d'études.

Tableau 7: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux sites d'étude.

Sites	Urbain	Rural
Paramètres		
Nombre total d'individus N	5475	309
Nombre de relevés ni	24	24
Richesse totale S	9	8
Richesse moyenne S'	608.33	38.62

Indice de diversité et équitabilité

Site urbain : Le **tableau 8**, représente les valeurs de l'indice de diversité de Shanon et Weaver (H'), de la diversité maximale ($H' \max$) et d'équirépartition (E) au niveau du site urbain. L'indice de diversité révèle des valeurs variant entre 0.44 pour la troisième station à 0.93 pour la deuxième station, ce qui présente un peuplement riche en espèces (09 espèces). En ce qui concerne l'équitabilité (elle permet de comparer les structures du peuplement) affiche les valeurs entre 0, 13 et 0, 35 dans les six stations. Ces valeurs tendent vers 0 ce qui

indique que les populations ne sont pas équilibrées entre elles et la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une espèce.

Tableau 8: Richesse totale et moyenne. Indice de diversité de Schanon - Weaver (H'). Indice de diversité maximale (H' max). Indice d'équirépartition (E) des Culicidae dans les 2 stations des 3 sites urbains. (Sts1, St2: station).

Espèces	Site 1		Site 2		Site 3	
	St. 1	St. 2	St. 1	St. 2	St.1	St. 2
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	01	01	02	/	/	01
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	08	08	14	15	22	18
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	248	287	1092	1179	1145	1172
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	/	06	11	15	13	03
<i>Cx. torrentium</i> Martini 1925	01	06	12	18	21	11
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	/	06	16	05	21	/
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	/	01	/	/	02	/
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	/	/	/	/	/	/
<i>Cs. glaphyoptera</i> Schiner 1864	14	25	12	03	09	29
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	/	/	/	/	/
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	/	/	01	/	/	01
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	/	/	/	/	/
Effectif / station	272	340	1160	1235	1233	1235
H' / station	0.51	0.93	0.44	0.92	0.53	0.38
S / station	5	8	8	6	7	7
H' max	2.32	3	3	2.58	2.8	2.8
E / station	0.22	0.31	0.14	0.35	0.18	0.13

Site rural : Les résultats mentionnés dans le **tableau 9** représentent les valeurs de l'indice de diversité de Shannon Weaver dans le site rural. L'indice de diversité révèle des valeurs qui varient entre 0 pour la troisième station à 1.63 pour la cinquième station qui est riche en espèce (4 espèces). En ce qui concerne l'équitabilité, présente une valeur de 0.13 au niveau de la deuxième station, ce qui explique que les populations ne sont pas équilibrées, par contre elle tend vers 1 avec une valeur 0,81 au niveau de la quatrième station, ce qui indique un équilibre entre les populations.

Tableau 9: Richesse totale et moyenne. Indice de diversité de Schanon - Weaver (H'). Indice de diversité maximale (H' max).Indice d'équirépartition (E) des Culicidae du site rural St1; St2; St3: écuries. St4; St5: gîtes larvaires.

Station Espèces	St 1	St 2	St 3	St 4	St 5
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	/	/	/	/	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	/	/	/	/	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	/	/	/	05	80
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	/	/	/	02	20
<i>Cx. torrentium</i> Martini 1925	/	/	/	/	07
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	90	50	40	/	/
<i>An. Claviger</i> Meigen 1804	01	01	/	/	/
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	03	/	/	/	/
<i>Cs. glaphyoptera</i> Schiner 1864	/	/	/	/	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	/	/	01	08
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	/	/	/	/	/
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	/	/	01	/
Effectif / station	94	51	40	09	115
H' / station	0.28	0.13	0	1.63	1.28
S/ station	3	2	1	4	4
H' max	1.58	1	0	2	2
E / station	0.18	0.13	0	0.81	0.64

Fréquence centésimale : Les résultats cumulés dans le **Tableau 10** montrent les valeurs des abondances relatives qui varient d'une espèce à l'autre et d'un site à l'autre. Selon les effectifs, nous remarquons que l'espèce la plus fréquente dans les deux sites est *Culex pipiens* avec un taux de 93,57% dans le site urbain et 27,5% dans le site rural, cependant les autres espèces sont très rares du fait qu'elles sont présentes dans moins de 25% de relevés. Nous enregistrons que l'espèce *Anopheles maculipennis* est abondante dans le site rural avec 58,25 % (**Fig. 37 & 38**).

Tableau 10: Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans les deux sites (2013-2014).

Station Espèces	Sites urbains	Sites ruraux
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	0,091	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	1,55	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	93,57	27.5
<i>Cx. torrentium</i> Martini 1925	1,26	2.26
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	0,87	7.11
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	0,87	58.25
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	0,054	0.64
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	0.32
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	/	0,97
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	0,036	/
<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864	1,68	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	2.91

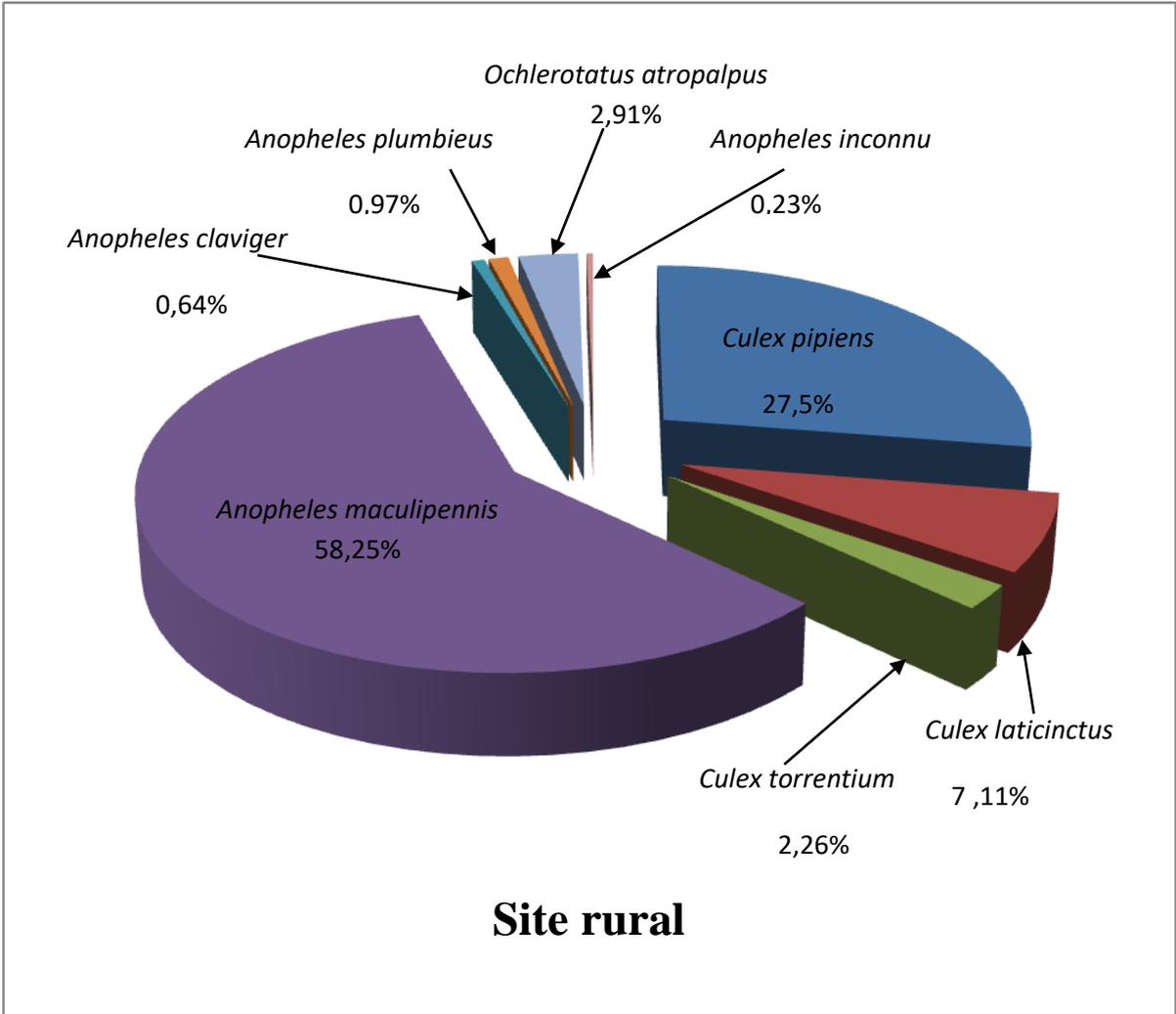


Fig. 37 : Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans le site rural (2013-2014).

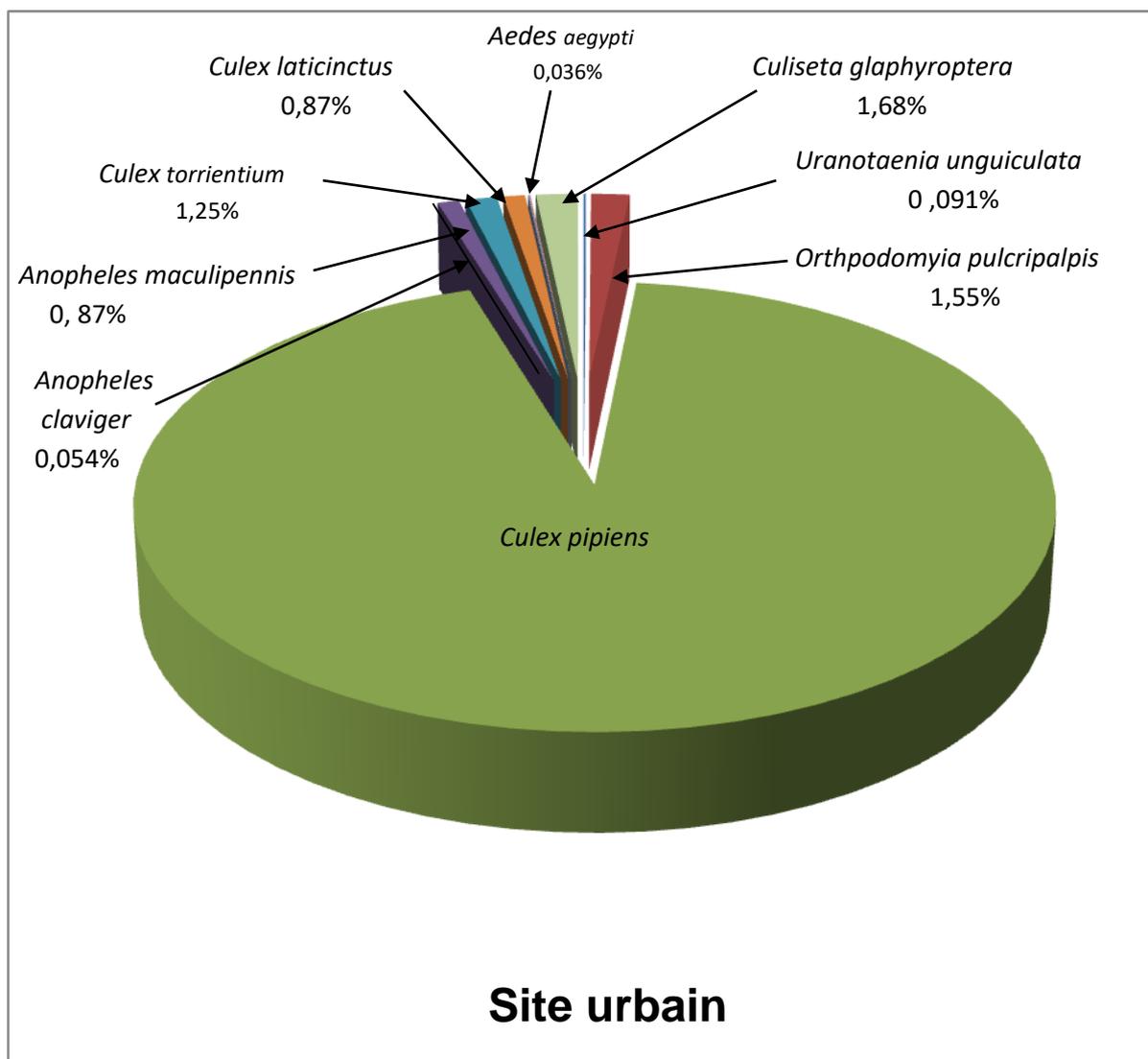


Fig.38: Fréquence centésimale des espèces de Culicidae dans le site urbain (2013-2014).

Fréquence d'occurrence : Les valeurs de la fréquence d'occurrence des différentes espèces sont mentionnées dans le **tableau 11**. L'analyse des résultats d'échantillonnage dans le site urbain montre que l'espèce *Culex pipiens* a été recueillie dans toute la période d'échantillonnage, cette espèce est omniprésente. *Uranotaenia unguiculata* et *Anopheles maculipennis* sont des espèces accidentelles, *Orthopodomyia pulcripalpis* et *Culiseta glaphyoptera* sont des espèces accessoires. *Culex torrientium* et *Culex laticinctus* sont des espèces constantes, cependant *Anopheles claviger* et *Aedes aegypti* sont des espèces rares. Par

contre dans le site rural *Culex pipiens* est omniprésente. Les espèces accessoires se sont *Culex torrentium*, *Culex laticinctus* et *Anopheles maculipennis*. Le genre *Anopheles* bien qu'il se présente avec trois espèces *Anopheles claviger*, *Anopheles sergentii* et *Anopheles plumbeus*, elles sont considérées comme espèces rares.

Tableau 11: Fréquence d'occurrence des espèces récoltées dans les deux sites d'étude (2013-2014), **N** : Nombre de relevées contenant l'espèce étudiée; **% F**: Fréquence d'occurrence; **Caté**: catégorie; **Omnip**: omniprésente; **Acces**: accessoires; **Accid**: accidentelles.

Espèces \ Station	Site urbain			Site rural		
	N	F	Caté.	N	F	Caté.
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	3	12,5	Accid	0	0	0
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	8	33,33	Acces	0	0	0
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	24	100	Omnip	24	100	Omnip
<i>Cx. torrentium</i> Martini 1925	18	75	Const	10	41,66	Acces
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	18	75	Const	10	41,66	Acces
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	4	16,66	Accid	9	37,5	Acces
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	1	4,16	Rare	1	4,16	Rare
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	0	0	0	1	4,16	Rare
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	0	0	0	1	4,16	Rare
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	1	4,16	Rare	0	0	0
<i>Cs. glaphyoptera</i> Schiner 1864	8	33,33	Acces	0	0	0
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	0	0	0	3	12,5	Accid
Total	24			24		

3.1.2.2. Inventaire de la saison d'Automne

Espèces inventoriées dans les deux sites: Le **Tableau 12** présente la liste des espèces Culicidiennes inventoriées dans la saison d'Automne au niveau de deux sites, se situant dans la région Ouest de la ville d'Annaba. La composition du peuplement Culicidien échantillonnés dans les sites d'étude révèle, l'existence de trois genres au niveau du site urbain (*Orthopodomyia*, *Culex*, *Culiseta*) et deux genres dans le site rural (*Culex*, *Ochlerotatus*), présents avec une variabilité d'effectifs.

Tableau 12: Les espèces inventoriées durant la saison d'automne (2013 -2014)

(+) : présence de l'espèce ;(-): absence de l'espèce.

Espèces \ Sites	Site urbain	Site rural
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	-	-
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	+	-
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	+	+
<i>Cx. terrentium</i> Martini 1925	+	+
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	+	+
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	-	-
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	-	-
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	-	-
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	-	-
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	-	-
<i>Cs. glaphyoptera</i> Schiner 1864	+	-
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	-	+

Richesse totale et moyenne : Pendant la saison d'Automne au niveau du site urbain, la richesse totale a révélé la présence de 5 espèces. Au niveau du site rural la richesse totale est représentée par 4 espèces. Concernant la richesse moyenne et le nombre total d'individus, le site urbain marque les valeurs les plus supérieures (**Tableau 13**).

Tableau 13: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux sites d'étude durant la saison d'automne (2013- 2014).

Sites	Urbain	Rural
Paramètres		
Nombre total d'individus N	2029	32
Nombre de relevés ni	6	6
Richesse totale S	5	4
Richesse moyenne S'	405.8	8

Indice de diversité et équitabilité : Les résultats mentionnés dans le **tableau 14**, présentent les valeurs de l'indice de diversité de Shannon et Weaver (H') et d'équirépartition (E) au niveau des deux sites de la région Ouest de la ville d'Annaba. L'indice de diversité révèle des valeurs 0.17 pour le site urbain et 1.04 le site rural, ces valeurs présentent un peuplement riche en espèces 5 et 4 espèces respectivement. Par contre l'équitabilité qui permet de comparer les structures du peuplement, affiche une valeur de 0,59 dans le site rural, ce qui indique un équilibre entre les différentes espèces qui compose le peuplement.

Tableau 14: Indice de diversité et équitabilité des Culicidae durant la saison d'automne (2013- 2014).

Station Espèces	Sites urbains	Sites ruraux
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	/	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	07	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	1989	24
<i>Cx. terrientium</i> Martini 1925	14	01
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	13	06
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	/	/
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	/	/
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	/
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	/	/
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	/	/
<i>Cs. glaphyoptera</i> Chiner 1864	06	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	01
Effectif /Station	2029	32
H '/Station	0.17	1.04
S /Station	5	4
H 'max	2.32	2
E/Station	0.07	0.52

Fréquence centésimale : Ce paramètre indique que *Cx. pipiens* est l'espèce la plus abondante dans le site urbain avec 96% et 75% dans le site rural, puisqu'elles sont présentes dans plus de 25% des relevés. Cependant les autres espèces sont très rares, du fait qu'elles sont présentes dans moins de 25% des relevés (**Tableau 15**), (**Fig. 39 & 40**).

Tableau 15: Fréquence centésimale des espèces inventoriées dans les deux sites durant la saison d'automne (2013- 2014).

Espèces	Sites	
	Site urbain	Site rural
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	/	/
<i>Or. pulcripalpus</i> Rodani 1872	0.34	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	98	75
<i>Cx. torrentium</i> Martini 1925	0.68	3.1
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	0.64	18
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	/	/
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	/	/
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	/
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	/	/
<i>Ad. aegypti</i> Linnaeus 1762	/	/
<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864	0.29	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	3.1

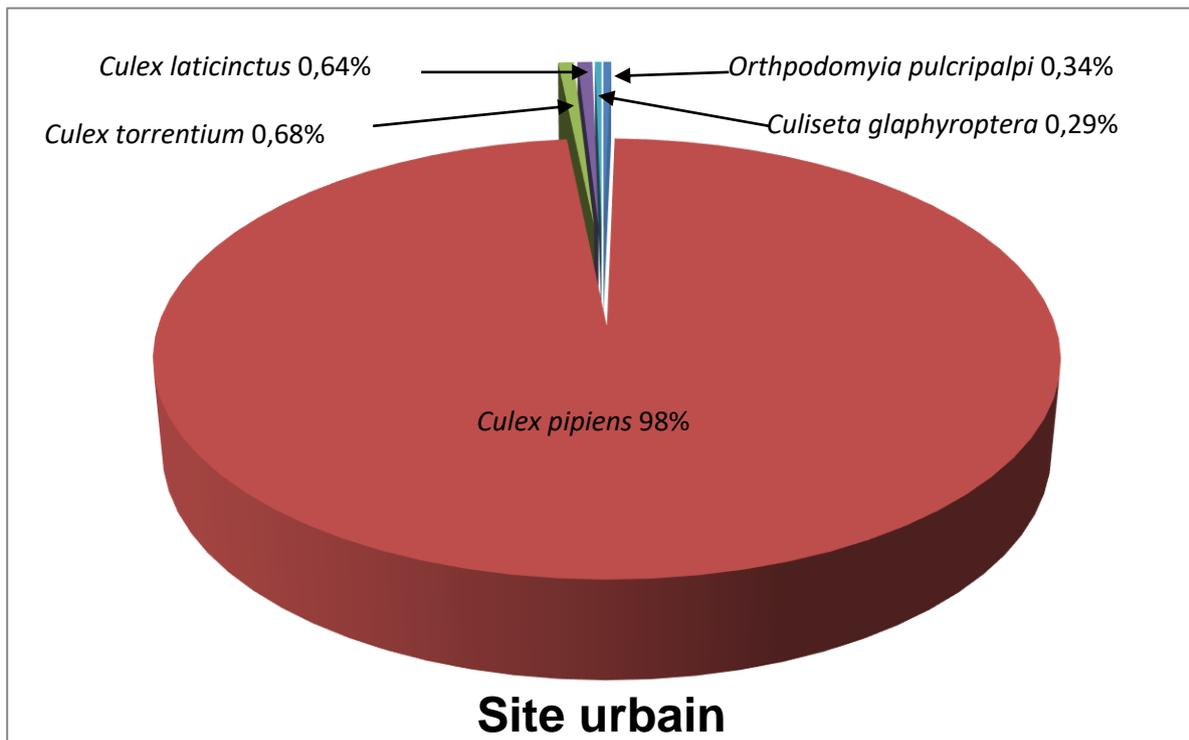


Fig.39: Fréquence centésimale dans le site urbain pendant la saison d'automne (2013-2014).

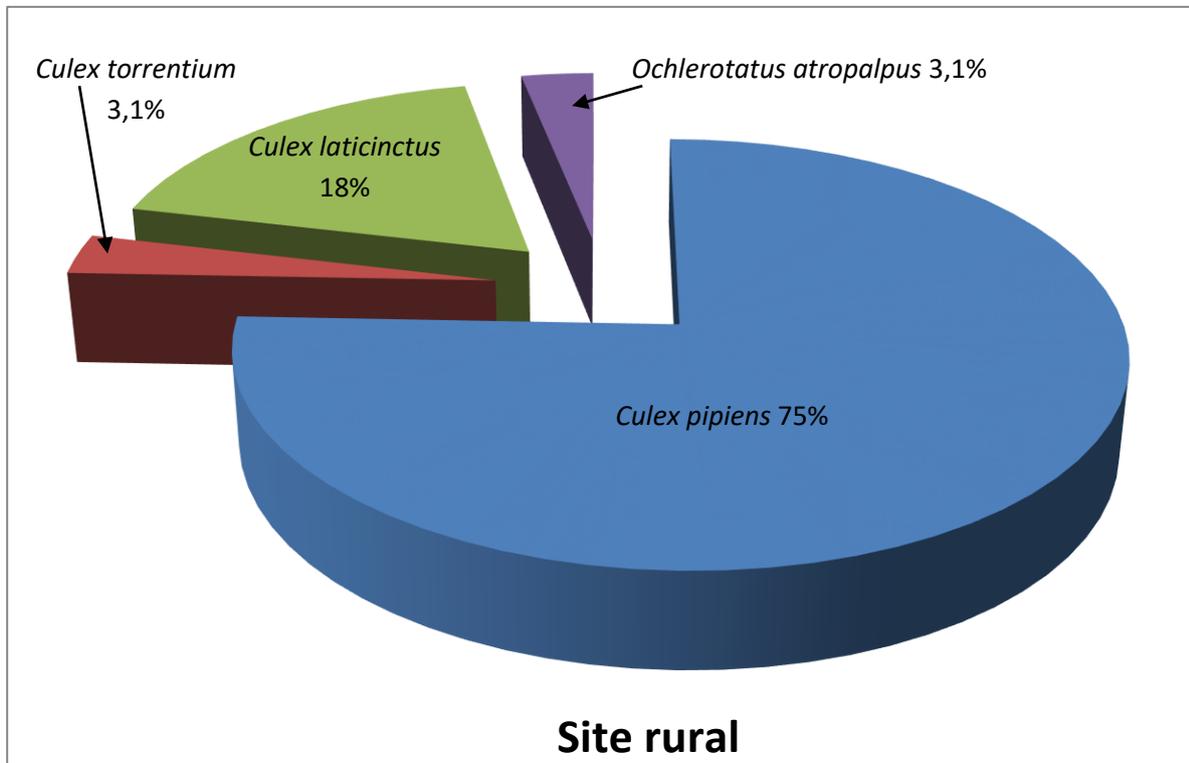


Fig.40: Fréquence centésimale dans le site rural pendant la saison d'automne (2013-2014).

3.1.2.3. Inventaire de la saison hivernale

Espèces inventoriées dans les deux sites : La liste des espèces Culicidiennes inventoriées dans la région Ouest de la ville d'Annaba pendant la saison froide, sont représentées dans le **tableau 16**. La composition du peuplement Culicidien échantillonné dans les sites d'étude révèle, l'existence de six genres (*Uranotaenia*, *Orthopodomyia*, *Culex*, *Culiseta*, *Aedes*, *Ochlerotatus*) avec différents effectifs.

Tableau 16: Les espèces inventoriées durant la saison d'hiver (2013- 2014).

(+) : présence de l'espèce ;(-): absence de l'espèce.

Espèces	Sites	
	Site urbain	Site rural
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	+	-
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	+	-
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	+	+
<i>Cx. terrientium</i> Martini 1925	+	-
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	+	-
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	-	-
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	-	-
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	-	-
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	-	-
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	+	-
<i>Cs. glaphyoptera</i> Schiner 1864	+	-
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	-	+

Richesse totale et moyenne : La richesse totale est de 7 espèces au niveau de site urbain et 2 espèces dans le site rural. Concernant la richesse moyenne et le nombre total d'individus, le site urbain marque des valeurs supérieures (**Tableau 17**).

Tableau 17: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux sites d'étude durant la saison d'hiver (2013- 2014).

Sites	Urbain	Rural
Paramètres		
Nombre total d'individus N	856	27
Nombre de relevés ni	6	6
Richesse totale S	7	2
Richesse moyenne S'	122.28	13.5

Indice de diversité et équitabilité : L'indice de diversité de Shannon et Weaver présente une valeur de 0,86 pour le site rural contre 1,48 pour le site urbain, ce qui indique que ce site est riche en espèces (7 espèces) par rapport à l'autre site qui ne présente que 2 espèces; par ailleurs l'équitabilité affiche une valeur de 0,86 dans le site rural ce qui indique un équilibre entre les différentes espèces qui compose le peuplement (**Tableau 18**).

Tableau 18: Indice de diversité et d'équitabilité des Culicidae durant la saison d'hiver (2013-2014).

Espèces	Sites	
	Site urbain	Site rural
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	05	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	38	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	715	19
<i>Cx. terrientium</i> Martini 1925	09	/
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	05	/
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	/
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	/	/
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	/	/
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	/	/
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	02	/
<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864	82	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	08
Effectif /Station	856	27
H ' /Station	1.48	0.86
S /Station	7	2
H 'max	2.80	1
E/Station	0.52	0.86

Fréquence centésimale : Ce paramètre indique que *Cx. pipiens* est l'espèce la plus abondante dans le site urbain avec 83% et 70,37% dans le site rural. L'espèce *Ochlerotatus atropalpus* pendant cette saison présente 29,62% des espèces récoltées dans le site rural. Les deux espèces sont abondantes, puisqu'elles sont présentes dans plus de 25% des relevés, alors que les autres espèces sont très rares du fait qu'elles figurent dans moins de 25% des relevés (**Tableau 19**), (**Fig. 41 & 42**).

Tableau 19: Fréquence centésimale des espèces inventoriées dans les deux sites durant la saison d'hiver (2013- 2014).

Espèces	Stations	
	Site urbain	Site rural
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	0.58	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	4.4	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	83	70,37
<i>Cx. torrentium</i> Martini 1925	1	/
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	0.58	/
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	/
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	/	/
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	/	/
<i>An. plumbieus</i> Stephens 1828	/	/
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	0.23	/
<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864	9.5	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	29,62

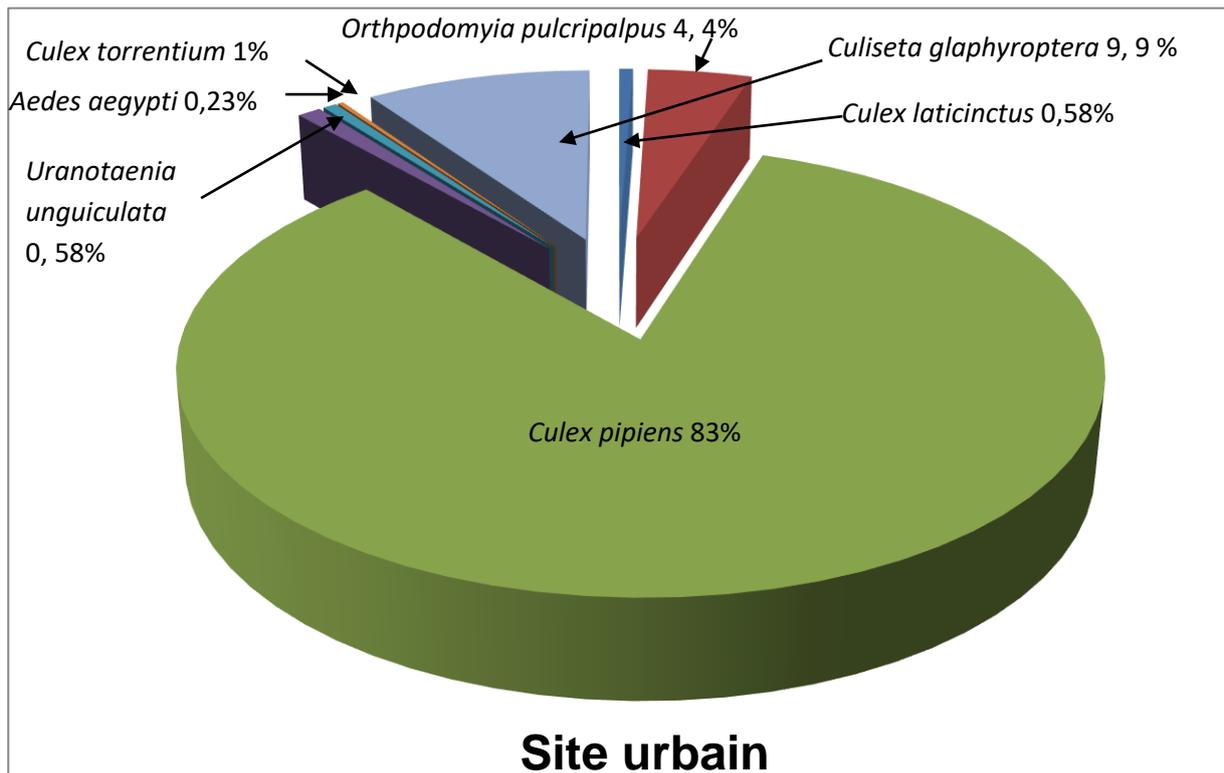


Fig.41: Fréquence centésimale dans le site urbain pendant la saison d'hiver. (2013-2014).

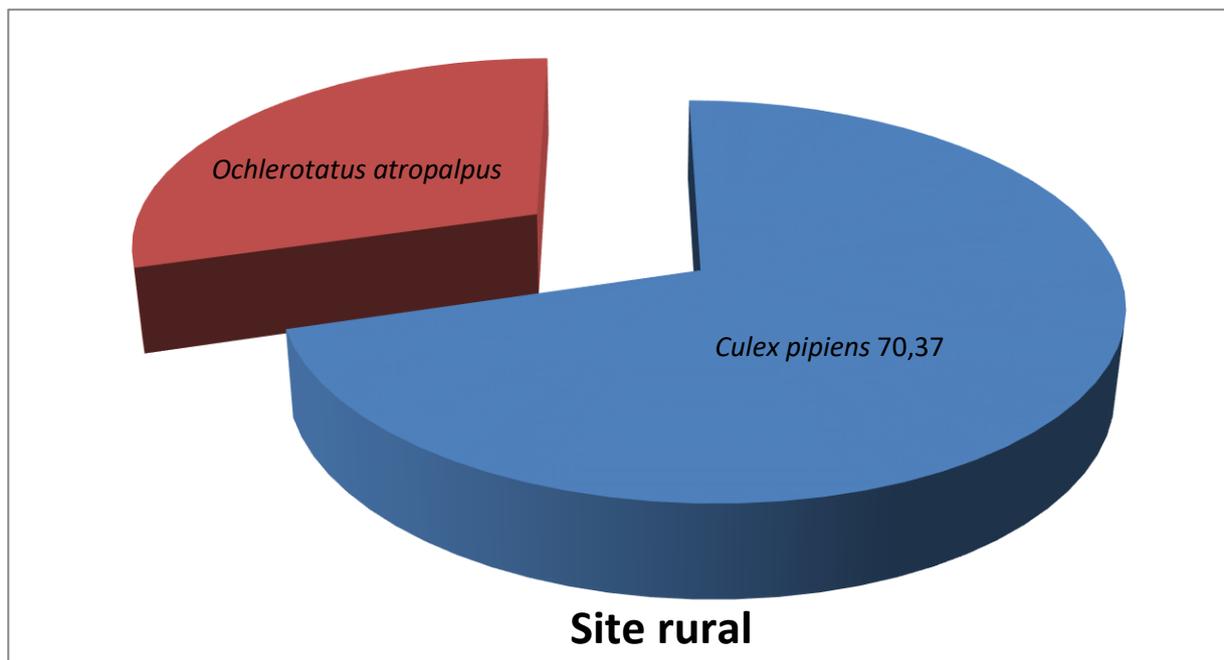


Fig.42: Fréquence centésimale dans le site rural pendant la saison d'hiver (2013-2014).

3.1.2.4. Inventaire de la saison Printanière

Espèces inventoriées dans les deux sites : la liste des espèces Culicidiennes inventoriées pendant le printemps de l'année 2013/2014 dans les deux sites d'étude est représentée dans le **Tableau 20**. La composition du peuplement Culicidien échantillonnés, révèle l'existence de 8 espèces présentes avec différents effectifs.

Tableau 20: Les espèces inventoriées pendant la saison de Printemps (2013- 2014).

(+) : Présence de l'espèce; (-): Absence de l'espèce.

Station Espèces	Sites urbains	Sites ruraux
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	-	-
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	+	-
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	+	+
<i>Cx. terrientium</i> Martini 1925	+	+
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	+	+
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	+	+
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	-	-
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	-	+
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	-	+
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	-	-
<i>Cs. glaphyoptera</i> Schiner 1864	+	-
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	-	-

Richesse totale et moyenne : Les valeurs de la richesse totale dans les deux sites étudiés sont représentées dans le **tableau 21**. Selon ces valeurs, nous remarquons qu'il existe un équilibre entre les deux sites (6 espèces/site) ; concernant la richesse moyenne et le nombre total d'individus, le site urbain prend la première place.

Tableau 21: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux sites d'étude durant la saison du Printemps (2013- 2014).

Sites	Urbain	Rural
Paramètres		
Nombre total d'individus N	786	58
Nombre de relevés ni	6	6
Richesse totale S	6	6
Richesse moyenne S'	131	9.66

Indice de diversité et équitabilité : Les valeurs d'indice de diversité sont mentionnées dans le **(tableau 22)**. Les résultats montrent que le site urbain 0,70 conter 2,10 pour le deuxième site. Par ailleurs l'équitabilité qui permet de comparer les structures du peuplement affiche une valeur de 0,81 dans le site rural qui indique un équilibre entre les différentes espèces qui composent le peuplement.

Tableau 22: Indice de diversité et d'équitabilité des Culicidae pendant la saison le Printemps (2013- 2014).

Espèces	Station	Sites	
		urbains	ruraux
<i>Ur. unguiculata</i> Edwards 1913		/	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872		24	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758		706	23
<i>Cx. terrientium</i> Martini 1925		23	13
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913		14	08
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818		15	10
<i>An. claviger</i> Meigen 1804		/	/
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907		/	01
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828		/	03
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762		/	/
<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864		04	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902		/	/
Effectif /station		786	58
H ' /station		0.70	2.10
S /station		6	6
H 'max		2.58	2.58
E/station		0.27	0.81

Fréquence centésimale : Ce paramètre indique que *Cx. pipiens* est l'espèce la plus abondante dans le site urbain avec 86% et 39% dans le site rural, puisqu'elle est présente dans plus de

25% des relevés, alors que les autres espèces sont très rares du fait qu'elles sont présentes dans moins de 25% des relevés (**Tableau 23**), (**Fig. 43 & 44**).

Tableau 23: Fréquence centésimale des espèces inventoriées dans les deux sites pendant la saison printanière (2013- 2014).

Espèces	Sites	
	Urbain	Rural
<i>Ur. unguiculata</i> Edwards 1913	/	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	3	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	86	39
<i>Cx. torrientium</i> Martini 1925	2.9	22
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	1.7	13
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	1.9	17
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	/	/
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	1.7
<i>An. plumbieus</i> Stephens 1828	/	5
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	/	/
<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864	0.5	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	/

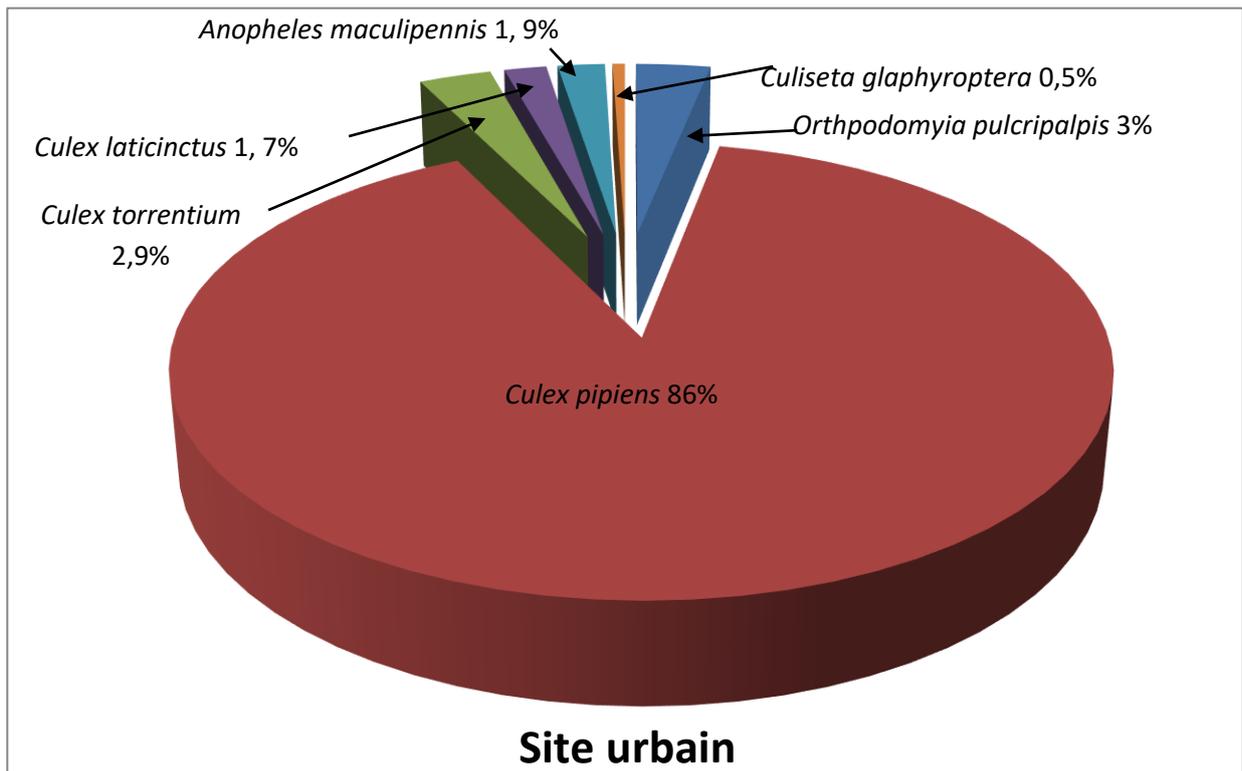


Fig.43: Fréquence centésimale dans le site urbain pendant la saison printanière (2013-2014).

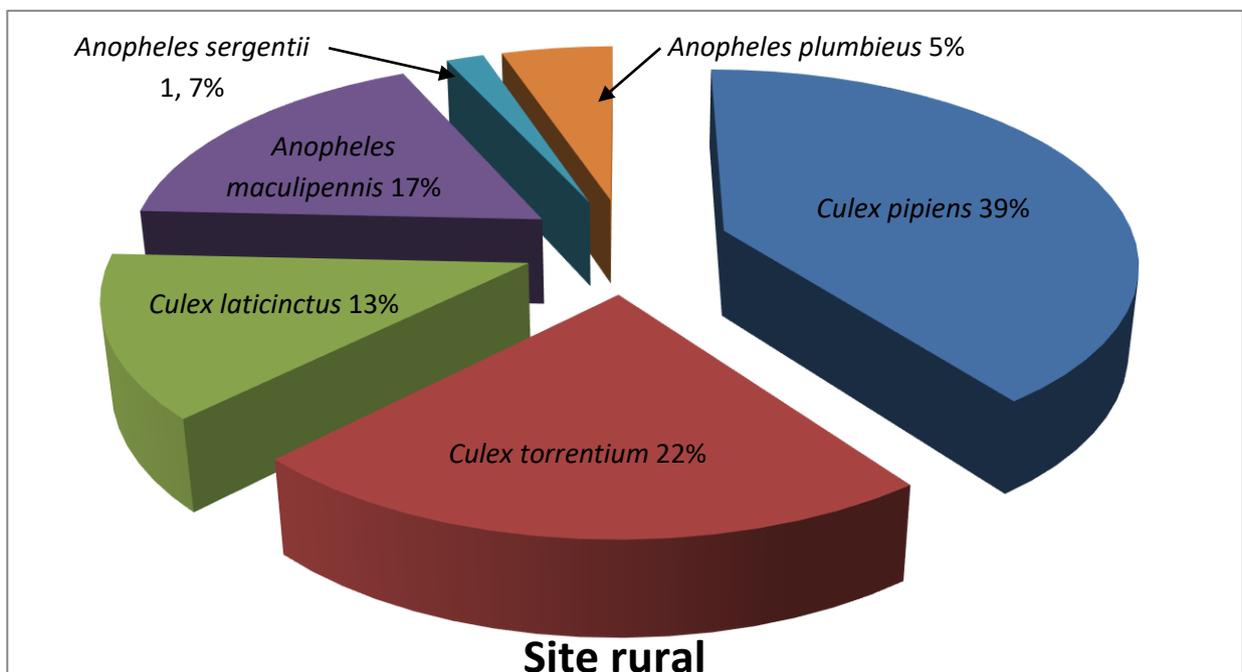


Fig.44: Fréquence centésimale dans le site rural pendant la saison printanière (2013-2014).

3.1.2.5. Inventaire de la saison d'été

Espèces inventoriées dans les deux sites : La liste des espèces Culicidiennes inventoriées pendant la saison estivale, dans les deux sites de la région d'étude sont représentées dans le **Tableau 24**. La composition du peuplement Culicidien échantillonnés révèle la présence de trois genres (*Orthopodomyia*, *Culex*, *Anopheles*) avec différents effectifs.

Tableau 24: Les espèces inventoriées pendant la saison estivale (2013- 2014).

(+) : Présence de l'espèce; (-): Absence de l'espèce.

Espèces	Sites	
	Urbain	Rural
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	-	-
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	+	-
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	+	+
<i>Cx. terrientium</i> Martini 1925	+	+
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	+	+
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	+	+
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	+	+
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	-	-
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	-	-
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	-	-
<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864	-	-
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	-	-

Richesse totale et moyenne : Les résultats mentionnés dans le **tableau 25** font ressortir que la richesse totale, varie en fonction des sites. La richesse totale pendant cette saison est importante au niveau du site urbain, avec 6 espèces, par contre, elle est moins importante au niveau du site rural avec uniquement 5 espèces. Concernant le nombre total d'individus et la richesse moyenne le site urbain, marque des valeurs supérieures par rapport au site rural.

Tableau 25: Richesse totale et moyenne de la famille des Culicidae dans les deux sites pendant la saison estivale (2013- 2014).

Paramètres \ Sites	Urbain	Rural
Nombre total d'individus N	1804	201
Nombre de relevés ni	6	6
Richesse totale S	6	5
Richesse moyenne S'	300.66	40.2

Indice de diversité et équitabilité : L'indice de diversité de Shannon et Weaver affiche une valeur de 0,84 pour le site rural contre 0,38 pour le site urbain. L'équitabilité, présente une valeur de 0,14 au niveau du site urbain et 0.36 au niveau du site rural ce qui explique que les populations ne sont pas équilibrées (**Tableau 26**).

Tableau 26: Indice de diversité et d'équitabilité des Culicidae pendant la saison d'été (2013-2014).

Espèces	Station	
	Sites urbains	Sites ruraux
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	/	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	16	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	1713	19
<i>Cx. terrientium</i> Martini 1925	23	02
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	16	08
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	33	170
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	03	02
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	/
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	/	/
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	/	/
<i>Cs. glaphyoptera</i> Schiner 1864	/	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	/
Effectif /Station	1804	201
H' /Station	0.38	0.84
S /Station	6	5
H' max	2.58	2.32
E/Station	0.14	0.36

Fréquence centésimale : La fréquence centésimale qui est un paramètre qui permet d'étudier la distribution d'une espèce dans une région donnée. D'après ce paramètre *Cx. pipiens* est l'espèce la plus abondante dans le site urbain avec 94% puisqu'elle est présente dans plus de 25% des relevés. Seulement l'espèce *Anopheles maculipennis* est abondante dans le site rural avec 84%. Alors que les autres espèces sont très rares, du fait qu'elles sont présentes dans moins de 25% des relevés (**Tableau 27**), (**Fig. 45 & 46**).

Tableau 27: Fréquence centésimale des espèces inventoriées dans les deux sites pendant la saison estivale (2013- 2014).

Espèces	Sites	
	Urbain	Rural
<i>Ur. unguiculata</i> Edwards 1913	/	/
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	0.88	/
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	94	9.4
<i>Cx. torrientium</i> Martini 1925	1.2	0.99
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	0.88	3.9
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	1.8	84
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	0.16	0.99
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	/	/
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	/	/
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	/	/
<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864	/	/
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	/	/

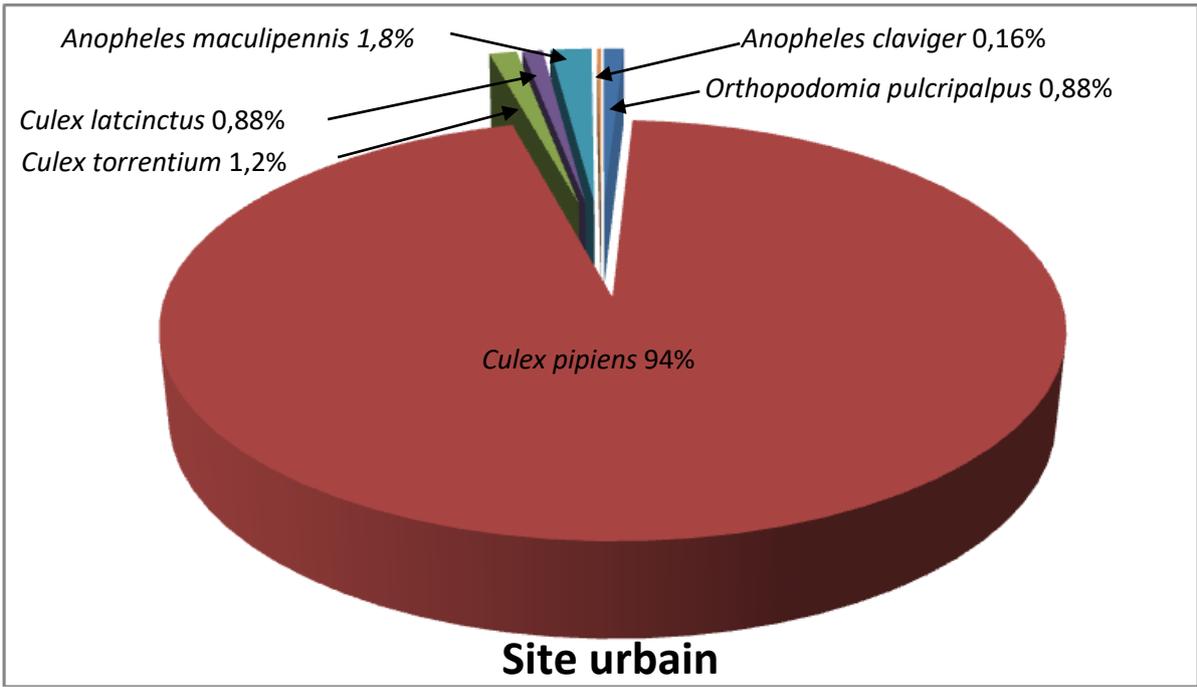


Fig.45: Fréquence centésimale dans le site urbain pendant la saison estivale.
(2013-2014).

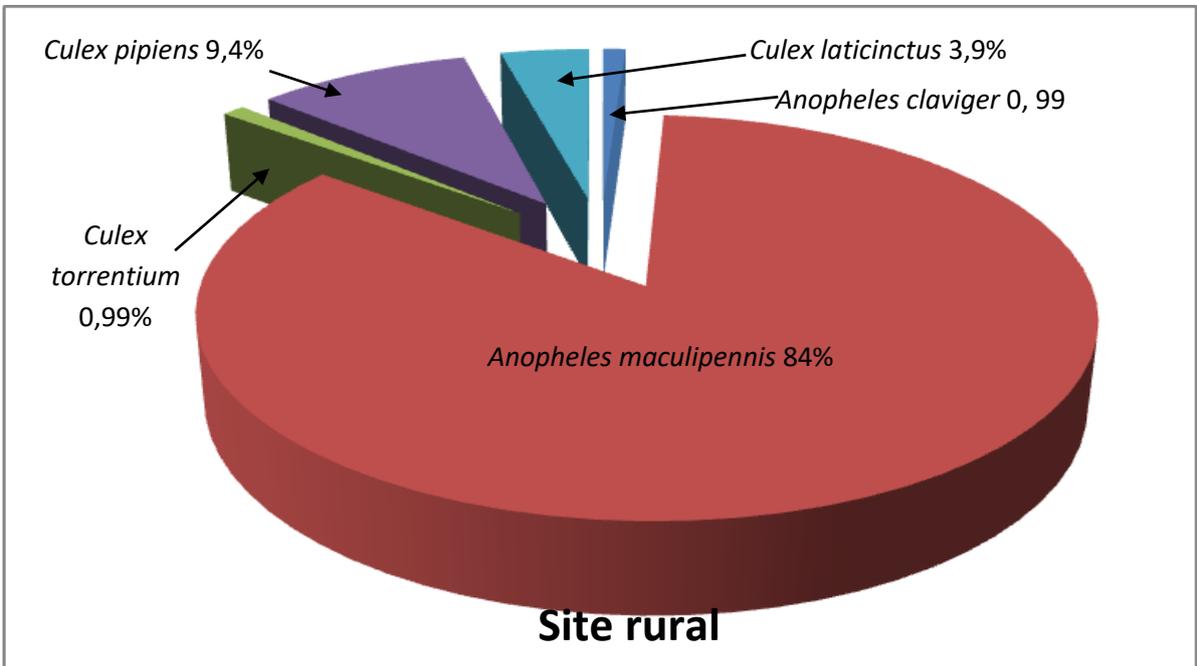


Fig.46: Fréquence centésimale dans le site rural pendant la saison estivale.
(2013-2014).

3.1.2.6. Les espèces inventoriées dans la région Ouest de la ville d'Annaba durant les quatre saisons

Les espèces inventoriées dans les deux sites de la région Ouest de la ville d'Annaba durant les quatre saisons (Automne, hiver, printemps, été) sont mentionnées dans le **tableau 28**. L'espèce *Culex pipiens* est la plus commune, dans les deux sites durant les quatre saisons. En ce qui concerne *Culex laticinctus* et *Culex torrentium* sont absentes uniquement pendant la saison hivernale au niveau de site rural, se sont donc les espèces les plus communes. L'espèce *Orthopodomyia pulcripalpis* est présente dans le site urbain pendant les quatre saisons. Alors que l'espèce *Uranotaenia unguiculata* et *Aedes aegypti* sont présentes au niveau du site urbain pendant l'hiver. *Culiseta glaphyoptera* est présente au niveau du site urbain pendant les 3 saisons: l'automne, l'hiver et le printemps, pour *Ochlerotatus atropalpus* est présente dans le site rural, uniquement pendant l'hiver. Cependant le genre d'*Anopheles*, est présenté par quatre espèces: *Anopheles maculipennis* est présente dans les deux sites pendant le printemps et l'été; *Anopheles claviger* est collectée dans les deux sites pendant l'été ; *Anopheles sergentii* et *Anopheles plumbeus* sont présentes uniquement pendant la saison de printemps, au niveau du site rural.

Tableau 28 : Les espèces inventoriées pendant toutes les saisons.

Saison & Sites Espèces	Automne		Hiver		Printemps		Eté	
	Urbain	Rural	urbain	Rural	urbain	rural	Urbain	rural
<i>U. unguiculata</i> Edwards 1913	-	-	+	-	-	-	-	-
<i>Or. pulcripalpis</i> Rodani 1872	+	+	+	-	+	-	+	-
<i>Cx. pipiens</i> Linnaeus 1758	+	+	+	+	+	+	+	+
<i>Cx. laticinctus</i> Edwards 1913	+	+	+	-	+	+	+	+
<i>Cx. torrentium</i> Martini 1925	+	+	+	-	+	+	+	+
<i>An. maculipennis</i> Meigen 1818	-	-	-	-	+	+	+	+
<i>An. claviger</i> Meigen 1804	-	-	-	-	-	-	+	-
<i>An. sergentii</i> Theobald 1907	-	-	-	-	-	+	-	-
<i>An. plumbeus</i> Stephens 1828	-	-	-	-	-	+	-	-
<i>Ae. aegypti</i> Linnaeus 1762	-	-	+	-	-	-	-	-

<i>Cs. glaphyroptera</i> Schiner 1864	+	-	+	-	+	-	-	-
<i>Oc. atropalpus</i> Coquillett 1902	-	-	-	+	-	-	-	-

3.1.2.7. Nombre d'individus de Culicidae selon les saisons

La variabilité des effectifs des culicidés récoltés durant la période de novembre 2013 à Octobre 2014 en fonctions des saisons est présentée dans la **figure 47**. Les résultats montrent qu'il existe une dépendance entre les saisons et les effectifs des Culicidae, rencontrés dans les différents sites d'études. Ce qui ressorte que les saisons influencent la répartition des Culicidae. On remarque que les densités Culicidiennes les plus basses sont rencontrées en hiver et le printemps, puis elles augmentent significativement durant été et l'automne. On note que les deux périodes, estivale et automnale, sont caractérisées par les effectifs les plus importants, 2004 et 2058 individus, respectivement.

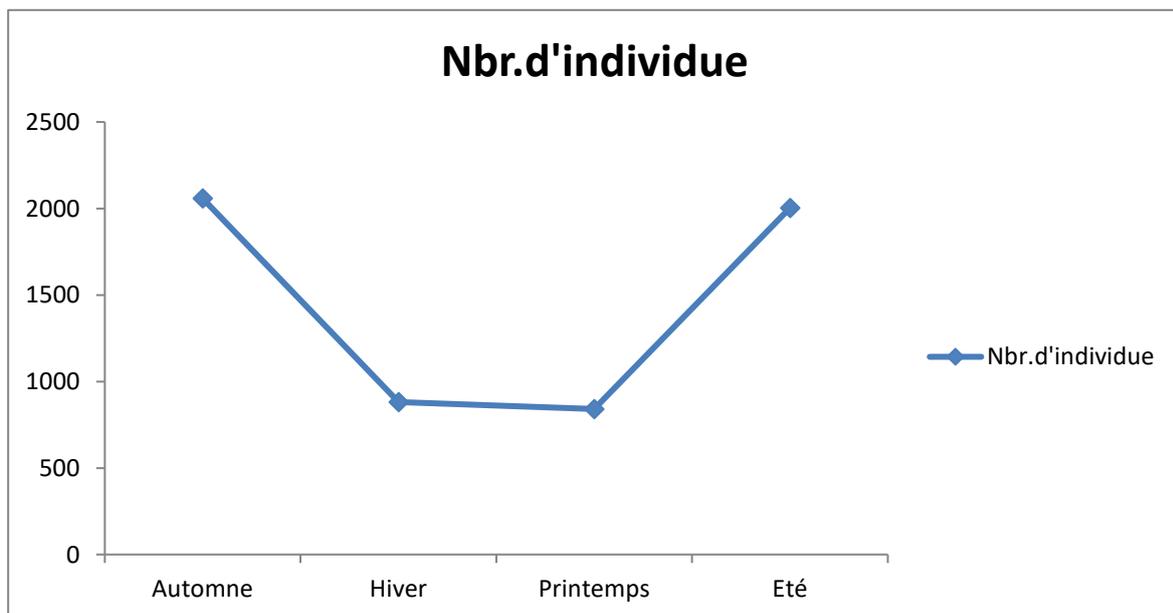


Fig. 47. Variation saisonnière des effectifs de culicidae dans la région d'Annaba (Novembre 2013-Octobre 2014).

3.1.2.8. Variation saisonnière de la densité selon le climat

Effets des précipitations : La variation numérique des récoltes des Culicidae en fonctions des précipitations dans la région d'Annaba durant une année d'étude entre novembre 2013 et Octobre 2014, est présentée dans la **figure 48**. La variation saisonnière de la densité Culicidienne est corrélée négativement avec la pluviométrie Les densités des Culicidae sont bas durant les derniers deux mois d'hiver (Janvier, Février) les plus pluvieux, et les trois mois de la saison printemps. L'abondance Culicidienne présente deux pics dans l'année ; un premier en Février le mois le plus pluvieuse ; un deuxième en Aout il était la pluie inexistante. Le deuxième pic de l'année est plus élevé que le premier.

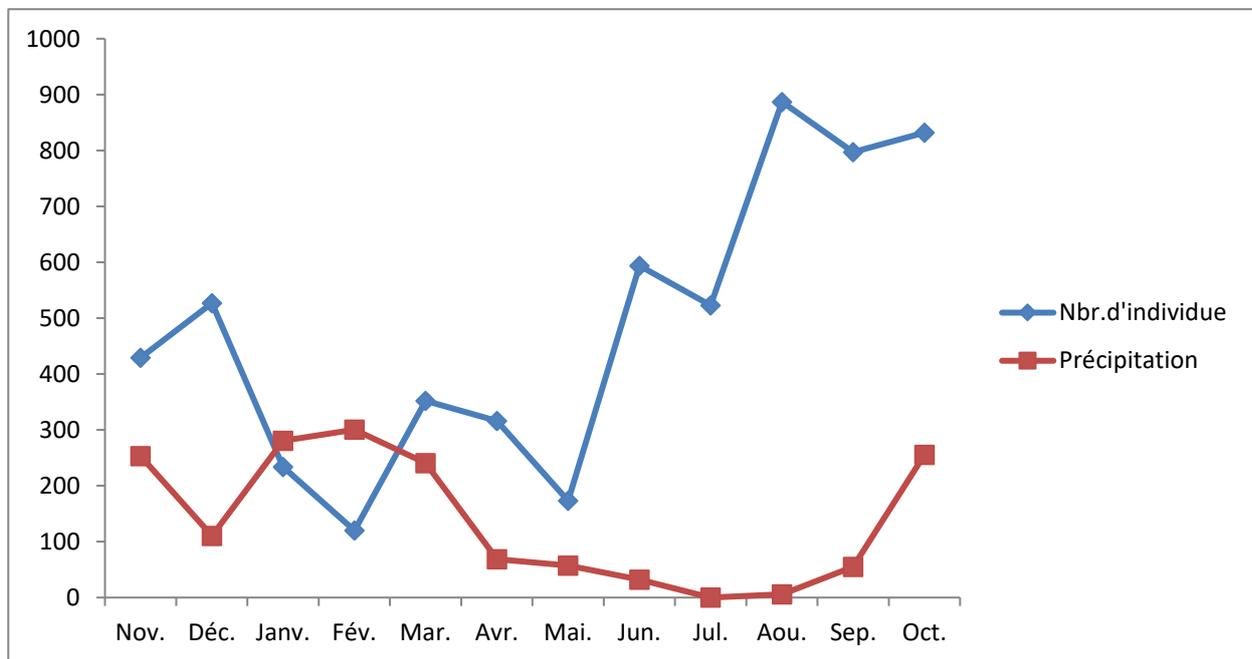


Fig. 48. Variation numérique des récoltes des Culicidae en fonction des précipitations mensuelles moyennes (mm) dans la région d'Annaba 2013-2014.

Effets de la température : La variation saisonnière de la densité culicidienne présente une corrélation positive avec la température. Les densités les plus basses s’observent durant les cinq premiers mois les plus froids en janvier jusqu’à mai, puis elles s’élèvent avec l’augmentation de la température pour marquer un petit pic au mois de Février. Ensuite, le nombre des Culicidae récoltées diminue avec l’élévation continue de la température en Février. Un deuxième pic plus important est marqué en Aout (**Fig. 49**).

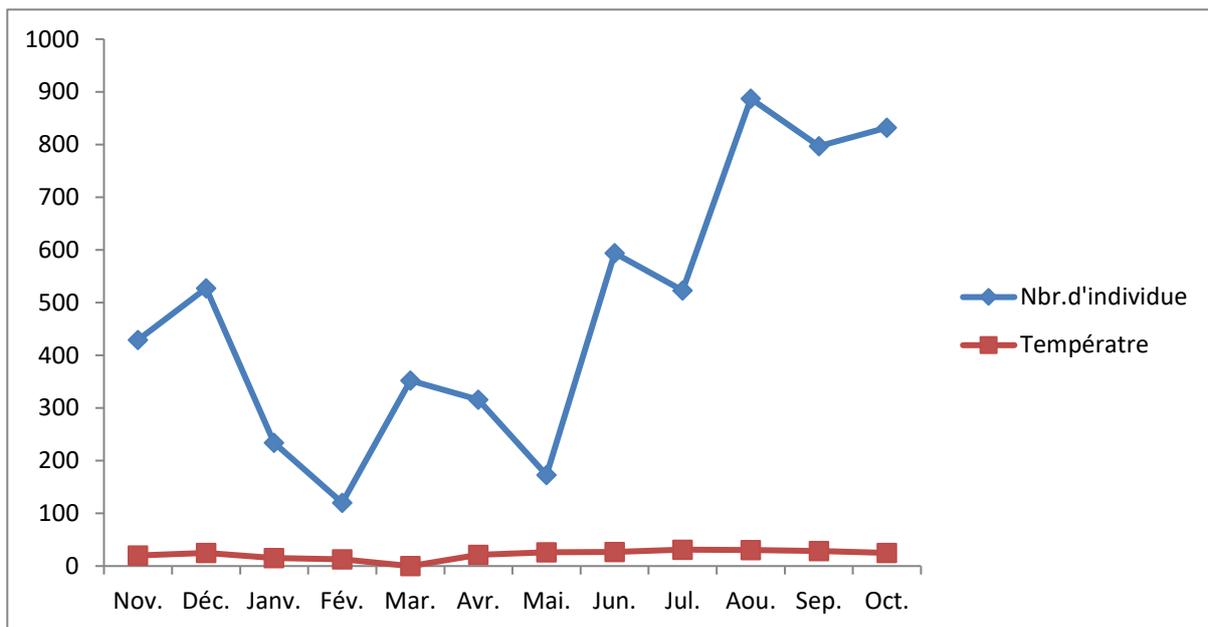


Fig. 49. Variation numérique des récoltes des culicidés en fonction des températures mensuelles moyennes (mm) dans la région d’Annaba 2013-2014.

Effets d’humidité : Les résultats mentionnés dans la **figure 50**, font ressortir qu’il n’existe aucune corrélation entre la variation de la productivité culicidienne et l’humidité. Ce paramètre météorologique qui varie entre 70 et 82 % n’influence pas la distribution des Culicidae.

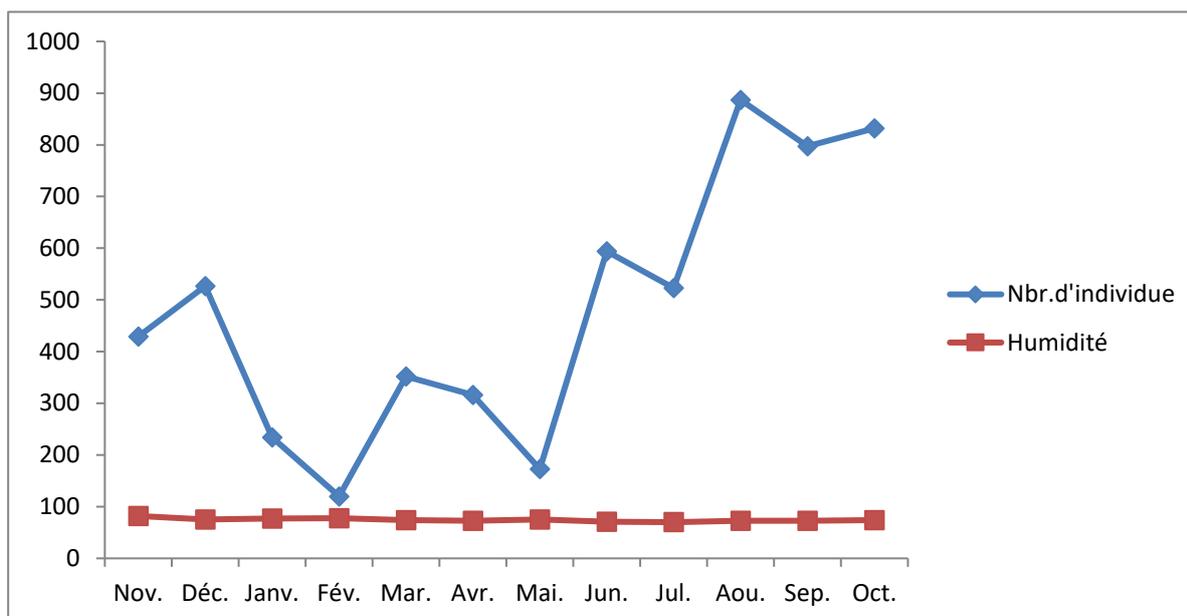


Fig. 50. Variation numérique des récoltes des culicidés en fonction de l'humidité mensuelle moyenne (mm) dans la région d'Annaba 2013-2014.

Effets de vent : La variation numérique de la récolte des culicidés en fonction du vent dans la région d'Annaba durant une année (novembre 2013- Octobre 2014) est présentée dans la **figure 51**. Il n'existe aucune corrélation, entre la variation de la productivité culicidienne et celle de la vitesse du vent qui est comprise entre 3 et 4,1 mm/s, cela fait ressortir que cette différence, n'influence en aucun cas, la distribution des culicidés pendant les mois d'étude.

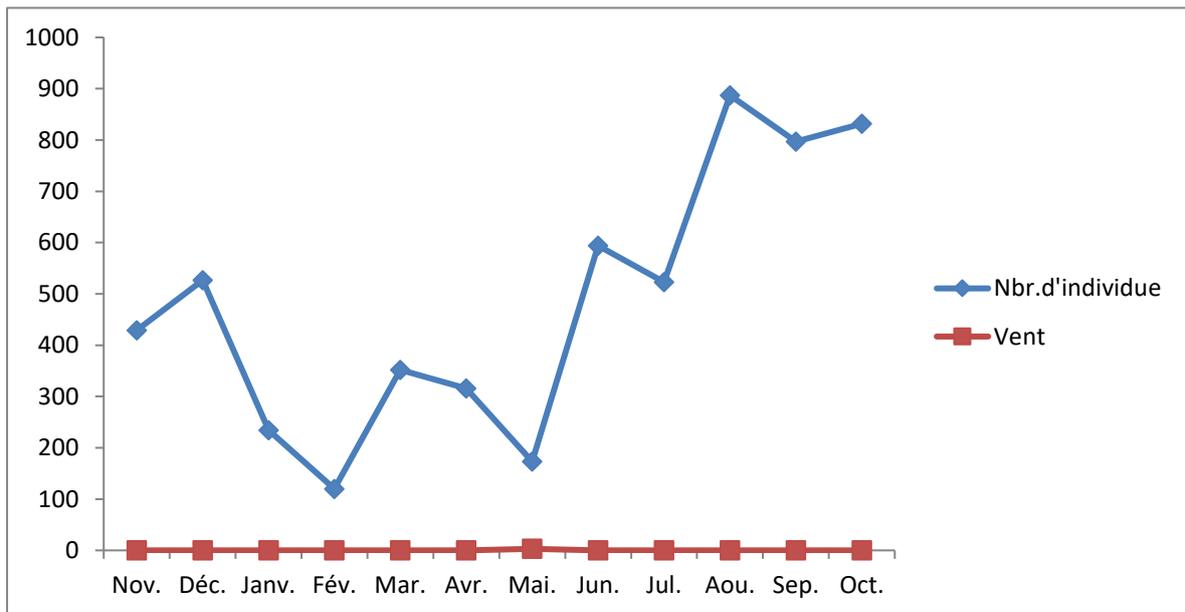


Fig. 51 : Variation numérique des récoltes des culicidés en fonction des vents mensuelles moyennes (mm) dans la région d'Annaba 2013-2014

3.1.3. Analyse physico-chimique de l'eau des gîtes

Les paramètres physicochimiques au niveau de la région Ouest de la ville d'Annaba ont été enregistrés dans les deux sites d'étude : le pH; la conductivité; la température; Turbidité; Salinité ; titre alcalimétrique complet; titre hydrométrique. D'après les résultats, Les valeurs du PH varient de 7,02 à 8,04 montrent que l'eau est alcaline. L'eau du deuxième site est la plus fortement alcaline. Les valeurs de température ne montrent pas de différence entre les deux stations choisies. Cependant, la conductivité électrique (C.E.) varie de 127,9 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 482 $\mu\text{S}/\text{cm}$, le deuxième site révèle la valeur maximale. En ce qui concerne le titre alcalimétrique complet (T.A.C), qui s'étendent de 25,5 mg/l à 16,2 mg/l, le premier site affiche la valeur maximale. Alors que, le titre hydrométrique (T.H) varie entre 21,9 mg/l et 25 mg/l dont le premier site est la plus dure. Ainsi, la turbidité varie de 1,25 à 9,3. Le premier site présente les valeurs les plus élevées. D'autre part, les valeurs de turbidité varient entre 2,5 à 3,3. Le premier site affiche la valeur maximale (**Tableau 29**).

Tableau 29: Paramètres physicochimiques des deux sites au niveau de la région Ouest de la ville d'Annaba pendant le Mois d'Avril 2016.

Paramètre	Site 1	Site 2
Ph	7,02	8,04
Conductivité ($\mu\text{S}/\text{cm}$)	482 à 18,7 C°	127,9 à 17,7 C°
Température C°	25	25
Turbidité	9,3	1,25
Salinité (‰)	3,5	2,5
Th	25	21,9
Tac	25,5	16,2
Nombre d'individu	09	115

3.2. Etude systématique et biométrique des espèces inventoriées

3.2.1. Description des espèces

3.2.1.1. *Culex pipiens* Linnaeus 1758

Le taxon est actuellement considéré comme une espèce plastique. Cette espèce multivoltine est très abondante pendant les mois d'été et d'automne. Les imagos femelles hivernent dans les caves, étables, grottes et autres abris naturels. L'espèce est vectrice des virus West Nile et Sindbis responsable de la polyarthrite épidémique (Fièvre de la Ross-River); elle est réceptive au virus Tahyna responsable de l'encéphalite de Californie et à *Dirofilaria immitis* (Schaffner *et al.*, 2001). Le complexe *Culex pipiens* présente un problème taxonomique, écologique, génétique, et évolutif de grand intérêt, non encore suffisamment étudié (Mattingly, 1951; 1965; Pasteur, 1977; Miles & Paterson, 1979 in Urbanelli *et al.*, 1980). Les œufs sont déposés à la surface de l'eau assemblée en barquettes de 240 à 340 œufs et 30 à 40 pour les espèces autogènes. Les larves se développent dans les eaux très polluées par les matières organiques (Fosse de drainage d'eaux usées, mare temporaire de la périphérie des villes), on peut aussi les rencontrer dans les gîtes dont l'eau est fraîche et pure (Bendali-Saoudi, 2006). Les populations présentent dans les eaux polluées sont plutôt anthropophiles et autogènes alors que celles des eaux non polluées sont essentiellement ornithophiles. Dans le bassin méditerranéen les deux populations sont toujours mélangées, il semble cependant que la forme ornithophile soit dominante en altitude et dans les gîtes extérieurs non pollués. Ces larves apparaissent vers le milieu du printemps et disparaissent aux premières gelées.

Les larves se caractérisent par: la longueur des antennes est plus longue ($663,94 \pm 44,62 \mu\text{m}$) que celle de la tête ($1135,78 \pm 192,28 \mu\text{m}$) (Tableau 28), (Fig. 53 & 56), l'insertion de la soie Les soies siphonales (Fig. 55). Le mentum contient 8 dents ou plus de part et d'autre de la dent médiane (Fig. 54). Les dents du peigne de *Cx. pipiens* (Fig. 58).

Les adultes sont caractérisés par la longueur du quatrième tarse de la patte I ($339,43 \pm 110,84 \mu\text{m}$) qui est égale ou plus long par rapport au cinquième tarse ($272,29 \pm 64,15 \mu\text{m}$) (Tableau 30), (Fig.52). Le tarse 1 de la patte III ($2026,85 \pm 330,73 \mu\text{m}$) est sensiblement égal au tibia ($2349,9 \pm 224,77 \mu\text{m}$) (Tableau 30) pour les females, ainsi que pour les mâles le tarse 1 de la patte III ($1708,34 \pm 325,98 \mu\text{m}$) est sensiblement égal au tibia ($2228,67 \pm 192,82 \mu\text{m}$) (Tableau 31).

Le petit lobe du neuvième tergum du genitalia mâle, porte une seule rangée ou partiellement doublée de 4-20 soies inégalement espacées. Le gonocoxite n'est pas volumineux à l'apex et porte un groupe remarquable de longues soies sur la marge dorsolateral. Le lobe subapical

proéminent, est nettement arrondi, généralement avec 6 (4-8) de long soies. Le gonostyle est courbé et rétréci distalement, avec 2 petites soies minces. La griffe du gonostyle est courte. Lorsque les organes génitaux sont intacts, en vue dorsale, ils présentent une couronne noire, avec de nombreux spicules aciculaires courts (**Fig.57**).

Cependant, les paramètres biométriques des larves et des adultes mâles et femelles de *Culex pipiens* sont resumés dans les tableaux (**30, 31 et 32**).



Fig.52: Tarse 4 et 5 de la patte 1 (Agr: $2,89 \times 10^2$).



Fig.53: Les antennes et la tête de *Cx. pipiens*. (Agr: $4,81 \times 10^3$).



Fig.54: Mentum de *Cx. pipiens* (Gr:4000X).

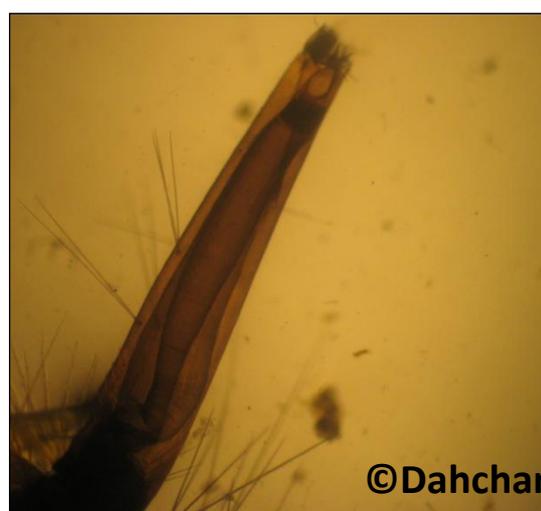


Fig.55: Les soies siphonales de *Cx.pipiens*

(Agr: $4,67 \times 10^4$).



Fig.56: Antenne de *Cx. pipiens*. (Agr: $8,73 \times 10^3$).



Fig.57: Génitalia mâle (Gr: $4,7 \times 10^2$).



Fig.58: Les dents du peigne (Agr: $4,67 \times 10^4$).

Tableau 30: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes femelles de *Culex pipiens*. m±s (N= 20; unité: µm).

Biométrie Critères	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	632,23 ± 75,06 (484,9 - 746)	530,17 ± 60,99 (447,6 - 644,3)
Palpes	359,94 ± 60,84 (223,8-447,6)	102,57 ± 16,57 (74,6 -111,9)
Pronotum	2094,39 ± 134,90 (1865 -2424,5)	72,73 ± 5,74 (55,95 -74,6)
Antennes	1695,28 ± 180,90 (1305,5 -2163,4)	57,81 ± 10,30 (37,3 - 74,6)
Thorax	1499,46 ± 147,52 (1193,6 -1865)	1115,23 ± 166,70 (783,3 -1380,1)
Aile	3470,76 ± 200,49 (3095,9 - 3730)	1049,99 ± 76,80 (932,5 -1193,6)
Abdomen	2655,76 ± 136,16 (2387,2 - 2909,4)	908,25 ± 142,81 (671,4 -1230,9)
Fémur patte1	1937,73 ± 143,43 (1678,5 - 2163,4)	121,0775 ± 12,08 (111,9 - 142)
Tibia patte1	1999,28 ± 154,69 (1753,1 - 2238)	119,64 ± 11,10 (111,9 - 142)
Tarse 1 patte1	1381,94 ± 254,01 (1007,1 - 2014,2)	72,73 ± 13,39 (55,95 - 93,25)
Tarse 2 patte 1	744,13 ± 162,57 (559,5 - 1156,3)	744,13 ± 9,51 (55,95 - 93,25)
Tarse 3 patte 1	497,95 ± 113,05 (373 - 746)	74,62 ± 9,57 (55,95 - 85,2)
Tarse 4 patte 1	339,43 ± 110,84 (223,8 -708,7)	77,86 ± 14,06 (55,95 - 130,5)
Tarse 5 patte 1	272,29 ± 64,15 (186,5 - 410,3)	66,95 ± 9,66 (55,95 - 85,2)
Fémur patte2	2088,8 ± 156,85 (1827,7 -2424,5)	120,57 ± 10,21 (111,9 - 142)
Tibia patte2	2168,99 ± 157,91 (1939,6 - 2424,5)	121,42 ± 11,28 (111,9 -142)
Tarse 1 patte2	1590,84 ± 336,30 (1119 - 2238)	75,42 ± 6,52 (55,95 -85,2)
Tarse 2 patte 2	958,61 ± 288,69 (522,2 -1678,5)	78,54 ± 12,96 (71 - 130,5)
Tarse 3 patte 2	675,13 ± 176,16 (373 - 1156,3)	80,54 ± 20,17 (55,95 - 130,5)
Tarse 4 patte 2	415,89 ± 92,38 (223,8 - 671,4)	73,67 ± 1,91 (71 - 77,6)
Tarse 5 patte 2	321,05 ± 49,94 (261,1 - 410,3)	73,34 ± 1,76 (71 - 74,6)
Fémur patte3	2182,05 ± 111,9 (2014,2 - 2424,5)	123,24 ± 11,13 (111,9 - 142)
Tibia patte3	2349,9 ± 224,77 (2126,1 -3170,5)	121,06 ± 12,06 (111,9 - 142)
Tarse 1 patte3	2026,85 ± 330,73 (1263,4 -2499,1)	80 ± 17,51(71 - 130,5)
Tarse 2 patte 3	1298,04 ± 277,44 (746 - 1715,8)	70,24 ± 13,22 (55,95 - 74,6)
Tarse 3 patte 3	915,71 ± 142,40 (671,4 -1193,6)	73,52 ± 1,69 (71 - 74,6)
Tarse 4 patte 3	548,31 ± 110,98 (373 - 746)	74,05 ± 3,11 (71 - 85,2)
Tarse 5 patte 3	395,38 ± 37,10 (335,7 - 447,6)	73, 34 ± 1,76 (71 - 74,6)

Tableau 31: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes mâles de *Culex pipiens*. m±s (N= 20; unité: µm).

Critères \ Biométrie	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	555,77 ± 53,98 (447,6 - 671,4)	466,83 ± 116,05 (373 - 596,8)
Palpes	2120,50 ± 147,36 (1827,7 - 2349,9)	82,99 ± 17,61 (55,95 - 111,9)
Pronotum	2144,75 ± 161,68 (1865 - 2461,8)	88,22 ± 23,19 (55,95 - 142)
Antennes	1706,47 ± 87,16 (1492 - 1865)	438,26 ± 143,62 (186,5 - 783,3)
Thorax	1204,79 ± 144,76 (1081,7 - 1603,9)	1033,21 ± 110,98 (857,9 - 1268,2)
Aile	2810,55 ± 268,77 (2424,5 - 3357)	938,09 ± 155,10 (746 - 1305,5)
Abdomen	2771,39 ± 204,69 (2424,5 - 3170,5)	870,95 ± 210,40 (373 - 1305,5)
Fémur patte1	1754,96 ± 156,14 (1492 - 1902,3)	224,19 ± 446,51 (55,95 - 1529,3)
Tibia patte1	1803,45 ± 190,29 (1566,6 - 2387,2)	108,66 ± 26,12 (74,6 - 142)
Tarse 1 patte1	1163,76 ± 236,40 (820,6 - 1790,4)	92,15 ± 34,57 (55,95 - 142)
Tarse 2 patte 1	725,48 ± 167,45 (373 - 1193,6)	108,00 ± 70,80 (373 - 373)
Tarse 3 patte 1	449,46 ± 103,73 (223,8 - 671,4)	91,68 ± 30,79 (55,95 - 142)
Tarse 4 patte 1	238,72 ± 42,61 (186,5 - 298,4)	89,10 ± 25,42 (55,95 - 127,8)
Tarse 5 patte 1	182,77 ± 23,89 (149,2 - 223,8)	89,10 ± 25,42 (55,95 - 127,8)
Fémur patte2	1991,82 ± 106,46 (1865 - 2238)	111,48 ± 28,73 (58,2 - 142)
Tibia patte2	2077,61 ± 113,58 (1865 - 2312,6)	111,48 ± 28,73 (58,2 - 142)
Tarse 1 patte2	1493,86 ± 269,91 (1119 - 1902,3)	117,15 ± 32,20 (85,2 - 198,8)
Tarse 2 patte 2	973,53 ± 192,07 (671,4 - 1193,6)	110,76 ± 27,09 (71 - 170,4)
Tarse 3 patte 2	604,26 ± 121,98 (373 - 820,6)	73,13 ± 11,19 (55,95 - 85,6)
Tarse 4 patte 2	326,37 ± 62,73 (223,8 - 447,6)	77,52 ± 17,19 (55,95 - 111,9)
Tarse 5 patte 2	240,58 ± 40,99 (186,5 - 298,4)	77,52 ± 17,19 (55,95 - 111,9)
Fémur patte3	2262,24 ± 164,72 (1865 - 2611)	124,59 ± 27,35 (85,2 - 142)
Tibia patte3	2228,67 ± 192,82 (1976,9 - 2611)	118,38 ± 192,82 (85,2 - 142)
Tarse 1 patte3	1708,34 ± 325,98 (1119 - 2238)	103,44 ± 24,29 (74,6 - 142)
Tarse 2 patte 3	1167,49 ± 256,74 (746 - 1566,6)	96,95 ± 27,69 (55,95 - 142)
Tarse 3 patte 3	779,57 ± 136,32 (559,5 - 559,5)	89,81 ± 22,04 (55,95 - 142)
Tarse 4 patte 3	414,03 ± 53,98 (373 - 484,9)	91,64 ± 23,73 (55,95 - 127,9)
Tarse 5 patte 3	331,97 ± 43,46 (223,8 - 410,3)	106,5 ± 37,00 (71 - 213)

Tableau 32: Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves de *Culex pipiens*. m±s (N= 20; unité: µm).

Biométrie Critères	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	1135,78± 192,28 (820,6 -1454,7)	690,97 ± 8,90 (530,97– 820,6)
Antenne	663,94 ± 44,62 (634,1 - 746)	82,18 ± 8,90 (74,6 – 93,25)
Thorax	1585,25 ± 259,41 (969,8 - 2238)	1279,39 ± 274,92 (746 – 1715,8)
Abdomen	3681,51 ± 253,58 (3021,3 - 4103)	1232,76 ± 167,01 (932,5 - 1492)
Siphon	1454,7 ± 107,5624 (1268,2 – 1603,9)	516,60 ± 53,13 (447,6 – 671,4)
Trachée	528,63 ± 54,56 (410,3 – 634,1)	495,57 ± 63,13 (373 – 559,5)

3.2.1.2. *Culex (Culex) laticinctus* Edwards 1913

Culex laticinctus, aucun synonyme ne lui a été signalé. Elle a été enregistrée dans les districts du Nord du Portugal (Braga, 1931) et dans le district méridional, Faro, de l'Algarve (Ramos *et al.*, 1978), et n'a pas été enregistrée entre ces deux extrêmes géographiques. Au Maroc elle a été identifiée par Himmi, (2007). Les gîtes larvaires sont très variés. Les larves se développent dans de l'eau stockée (Citernes, fûts, bassins, puits) mais aussi dans des trous de rocher, des puits des sources, des canaux d'irrigation, des flaques temporaires d'importances variables. L'eau de ces gîtes est très généralement douce, mais elle peut être aussi très légèrement saumâtre (Schaffner *et al.*, 2001). Les femelles n'ont été observées ni dans les habitations ni piquant l'homme. *Culex laticinctus* est sans importance médicale.

Chez l'adulte, l'ornementation du labium est sans anneau ou avec un anneau diffus, au niveau du thorax l'ornementation de l'aire postspiraculaire est sans écailles (Fig. 61). Le tarse 1 de la patte III (2238 ± 26,37 µm) est sensiblement égal au tibia (2282,76± 61,29 µm) (Tableau 33). Le mentum de la larve de cette espèce est constitué de 8 dents ou plus de part et d'autre de la dent médiane (Fig. 59). Le siphon à bords droits avec soies ventrales et latérales ; une soie latérale à 6 branches. Les soies sont situées en avant du peigne (Fig. 62). Soie céphalique 5-C (Fig.60).

La largeur de l'abdomen et le thorax est presque égale $1402,48 \pm 153,26 \mu\text{m}$; $1372,64 \pm 210,86 \mu\text{m}$ respectivement, par contre la longueur de abdomen plus long $3644,21 \pm 168,16 \mu\text{m}$ que le thorax $1516,24 \pm 178,79 \mu\text{m}$ (**Tableau 34**).

Cependant, les paramètres biométriques des femelles et des larves de *Culex laticinctus* sont résumés dans le tableau (**33; 34**).



Fig. 59: Mentum (Mn) de *Culex laticinctus* (Gr : 2000X).



Fig. 60: Soie céphalique 5-C (Gr: 4000X).



Fig.61: Ornementation de l'air postspiraculaire (Agr: $5,24 \times 10^3$).



Fig. 62: Siphon de *Culex laticinctus* (Agr: $1,14 \times 10^3$).

Tableau 33: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes femelles de *Culex laticinctus*. m±s (N=05; unité: µm).

Biométrie Critères	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	641,56 ± 80,86 (559,5 -746)	529,66 ± 31,20 (484,9 – 559,5)
Palpes	395,38 ± 67,75 (353,7 – 484,9)	123,09± 10,21 (111,9 -130,55)
Pronotum	2088,8 ± 129,21 (1979,6 – 2312,6)	115,63± 8,34 (111,9 -130,55)
Antennes	1447,24 ± 262,95 (1492 -1715,8)	67,14 ± 10,21 (55,95 – 74,6)
Thorax	1432,32 ± 178,10 (1119 – 1566,6)	1066,78± 141,05 (969,8-1305,5)
Aile	3439,06 ± 239,41 (3095,9 - 3730)	1111,54± 16,68 (1081,7- 1119)
Abdomen	2745,28 ± 145,89 (2611 -2984)	977,26± 61,29 (895,2 -1044,4)
Fémur patte1	1924,68±119,70 (1790,4 – 2051,5)	129,05± 10,74 (111,9-141,74)
Tibia patte1	2148,48± 113,74 (1976,9 -2238)	129,05± 10,74 (111,9-141,74)
Tarse 1 patte1	1365,18 ± 116,76 (1193,6 - 1492)	123,09± 10,21 (111,9- 130,55)
Tarse 2 patte 1	716,16 ± 55,32 (634,1 -783,3)	110,40± 13,60 (93,25 – 130,55)
Tarse 3 patte 1	537,12 ± 125,3857 (447,6 -708,7)	101,45± 8,08 (93,93- 111,9)
Tarse 4 patte 1	335,7 ± 45,68298 (261,1 - 373)	101,45± 8,08 (93,25 -111,9)
Tarse 5 patte 1	261,1 ± 58,97 (186,5 – 335,7)	88,02± 13,08 (74,6 -104,44)
Fémur patte2	2088,8 ± 146,85 (1865 - 2238)	125,32± 13,08 (111,9-141,74)
Tibia patte2	2215,62±130,81 (2051,5 – 2387,2)	125,32± 13,08 (111,9-141,74)
Tarse 1 patte2	1633,74± 227,49 (1492 – 2014,2)	111,9± 13,18 (93,25 – 130,55)
Tarse 2 patte 2	850,44 ± 138,06 (746 – 1081,7)	102,94± 16,17 (74,6 – 111,9)
Tarse 3 patte 2	589,34 ± 76,44 (522,2 – 671,4)	100,71 ± 16,68 (74,6 – 111,9)
Tarse 4 patte 2	402,84 ± 48,63 (335,7 – 447,6)	92,50± 16,34 (74,6 – 104,44)
Tarse 5 patte 2	328,24± 40,86 (261,1 - 373)	85,79 ± 10,21 (74,6 – 93,25)
Fémur patte3	2141,02 ± 77,34 (2051,5 - 2238)	129,05± 10,74 (111,9-141,74)
Tibia patte3	2282,76± 61,29 (2238 – 2349,9)	129,05± 10,74 (111,9-141,74)
Tarse 1 patte3	2238 ± 26,37 (2200,7 – 2275,3)	119,36± 10,21 (111,9- 130,55)
Tarse 2 patte 3	1260,74 ± 175,74 (1119 – 1566,6)	104,44 ± 10,21 (93,25 -111,9)
Tarse 3 patte 3	962,34 ± 80,86 (820,6 – 1007,1)	86,53 ± 16,34 (74,6 – 104,44)
Tarse 4 patte 3	641,56 ± 113,13 (447,6 – 708,7)	86,53 ± 16,34 (74,6 -104,44)
Tarse 5 patte 3	402,84 ± 31,20 (373 -447,6)	82,06 ± 10,21 (74,6 – 93,25)

Tableau 34: Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves de *Culex laticinctus*. m±s (N= 20; unité: µm).

Biométrie Critères	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	1087,29 ± 142,81 (746 – 1305,5)	± 97,49 (373 – 820,6)
Antenne	632,23 ± 33,08 (559,5 – 671,4)	73,34 ± 1,76 (71 – 74,6)
Thorax	1516,24 ± 178,79 (1119 – 1790,4)	1372,64 ± 210,86 (1007,1 – 1715,8)
Abdomen	3644,21 ± 168,16 (3357 – 4028,4)	1402,48 ± 153,26 (1119 – 1641,2)
Siphon	1486,40 ± 107,06 (1193,6 – 1678,5)	533,39 ± 50,04 (410,3 – 596,8)
Trachée	533,39 ± 47,02 (447,6 – 671,4)	505,41 ± 52,01 (447,6 – 634,1)

3.2.1.3. *Culex torrentium* Martini 1925

Culex torrentium est multivoltin. Les imagos femelles hivernent dans les abris hors-gel (Troncs d'arbres, creux, les grottes, caves). Les œufs sont déposés en barquettes de 180 à 200 œufs à la surface de l'eau des gites. Les gites peuvent être des creux de rocher et mares rocheuses le long de torrents, des flaques d'eau et pneus, fûts et récipients. Dans les gites, l'espèce est souvent associée à *Culex pipiens* seule en altitude. La larve de *Culex torrentium* est caractérisée par : le nombre des soies latérales du siphon (2 A-S) (**Fig. 63**). Cependant l'adulte de *Culex torrentium* est caractérisée au niveau du thorax par l'ornementation de l'aire préalaire avec au moins deux écailles (**Fig. 64**). Le tarse 1 de la patte III (1976,9 ± 303,02 µm) est sensiblement égal au tibia (2238 ± 158,25 µm) (**Tableau 35**), la couleur de tarse 1 de la patte III est entièrement sombre ou avec au plus quelques écailles claire à la base, par contre la couleur de tibia avec seulement un anneau apical clair. La longueur des antennes est plus longue (628,77 ± 33,56 µm) que celle de la tête (1049,72 ± 110,70 µm) (**Tableau 36**).

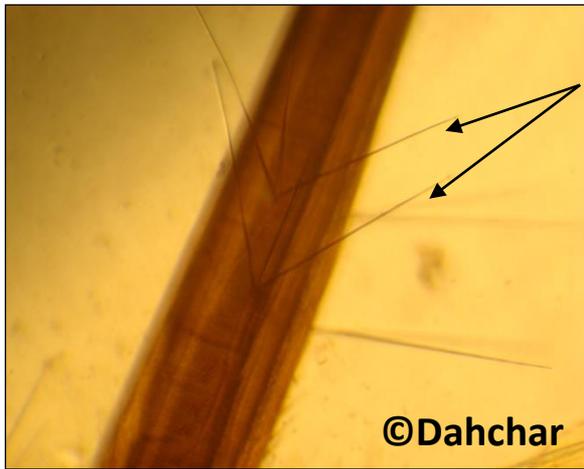


Fig. 63: les deux soies latérales (Agr: $4,18 \times 10^3$). **Fig. 64:** Aire prélaire (Agr: $4,15 \times 10^3$).

Tableau 35: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes Femelles de *Culex torrentium*. m±s (N=04; unité: µm).

Biométrie Critères	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	652,75 ± 77,64 (559,5 - 746)	550,17± 46,93 (484,9 – 596,8)
Palpes	326,37 ± 35,71 (298,4 -373)	124,02± 14,72 (111,9–141,74)
Pronotum	2126,1± 86,14 (2051,5 -2200,7)	98,84 ± 6,46 (93,25 – 104,44)
Antennes	1781,07± 249,98 (1529,3 -2126,1)	69,93 ± 9,32 (55,95 - 74,6)
Thorax	1538,62 ± 55,95 (1492 – 1603,9)	801,95 ± 48,15 (746 – 857,9)
Aile	3440,92 ± 298,98 (3058,6 - 3730)	1053,72 ± 55,95 (1007,1 - 1119)
Abdomen	2611 ± 158,25 (2387,3 – 2760,2)	746 ± 80,57 (671,4 – 857,9)
Fémur patte1	2247,32± 849,68(1641,2 - 3506,2)	124,02± 14,72 (111,9 – 141,74)
Tibia patte1	1902,3 ± 125,57 (1753,1 – 2051,5)	124,02±14,72 (111,9 – 141,74)
Tarse 1 patte1	1501,32± 529,58 (1007,1 - 2238)	114,69± 11,13 (104,44 -130,55)
Tarse 2 patte 1	848,57 ± 432,18 (559,5 - 1492)	114,69± 11,13 (104,44 – 130,55)
Tarse 3 patte 1	522,2 ± 223,8 (410,3 – 857,9)	97,91 ± 9,32 (93,25 – 111,9)
Tarse 4 patte 1	326,37 ± 88,13 (261,1 -447,6)	93,25 ± 15,22 (74,6 -111,9)
Tarse 5 patte 1	270,42± 76,89 (186,5 – 335,7)	74,6 ± 14,03 (74,6 -74,6)
Fémur patte2	2098,12 ± 178,56 (1865 - 2238)	136,14± 6,46 (130,55 – 141,74)
Tibia patte2	2154,07±207,39 (1902,3– 2387,2)	136,14± 6,46 (130,55 – 141,74)
Tarse 1 patte2	1669,17± 488,59 (1119 – 2275,3)	125,88 ± 9,32 (111,9 – 130,55)
Tarse 2 patte 2	1063,05± 404,60 (783,3 – 1641,2)	120,29 ± 7,68 (111,9 – 130,55)
Tarse 3 patte 2	652,75± 71,42 (559,5 - 708,7)	118,42± 8,81 (111,9 – 130,55)
Tarse 4 patte 2	438,27± 76,89 (93,25 -522,2)	102,57 ± 10,76 (93,25 – 111,9)
Tarse 5 patte 2	298,4 ± 43,07 (261,1 – 335,7)	97,91 ± 9,32 (93,25 – 111,9)
Fémur patte3	2107,45±115,97 (2014,2 – 2275,3)	136,14± 6,46 (130,55 – 141,74)
Tibia patte3	2238 ± 158,25 (2126,1 -2461,8)	136,14± 6,46 (130,55 – 141,74)
Tarse 1 patte3	1976,9 ± 303,02 (1678,5 - 2238)	121,22± 10,76 (111,9 – 130,55)
Tarse 2 patte 3	1072,37± 440,68 (746 - 1678,5)	110,03 ± 3,73 (104,44 - 111,9)
Tarse 3 patte 3	839,25± 193,81 (671,4 – 1007,1)	105,37± 8,81 (93,25 – 111,9)
Tarse 4 patte 3	419,62 ± 18,65 (410,3 – 447,6)	94,1825 ± 14,08044 (74,6 – 104,44)
Tarse 5 patte 3	354,35 ± 21,53 (335,7 - 373)	83,92 ± 10,76 (74,6 – 93,25)

Tableau 36: Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves de *Culex torrentium*. m±s (N= 07; unité: µm).

Biométrie Critères	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	1049,72 ± 110,70 (820,6 -1119)	719,35 ± 51,47 (671,4 – 820,6)
Antenne	628,77 ± 33,56 (596,8 – 671,4)	90,58 ± 16,78 (74,6 – 111,9)
Thorax	1662,51 ± 305,96 (1230,9 - 2238)	1326,81± 226,74 (1081,1 – 1678,5)
Abdomen	3740,65 ± 222,46 (3357 - 4103)	1305,5 ± 77,64 (1156,3 – 1380,1)
Siphon	1433,38± 70,95 (1342,8 -1529,3)	506,2143 ± 52,11 (410,3 – 559,5)
Trachée	538,18 ± 56,39 (447,6 -634,1)	500,88 ± 42,29 (447,6 – 559,5)

3.2.1.4. *Culiseta glaphyroptera* Théobald 1903

Cette espèce paléarctique a une répartition limitée à l'Europe Centrale, elle fréquente les régions boisées. En Europe de l'ouest, elle est surtout présente dans les massifs montagneux (Minář & Halgoš, 1997; Snow & Ramsdale, 1999). L'espèce est considérée comme une relique de l'ère glaciaire, confinée maintenant aux sites montagnards et à leurs eaux froides. Cette espèce présente 1 ou 2 générations annuelles avec une diapause chez la femelle. Les larves sont présentes à la fin du printemps et en été. Les larves fréquentent de préférence des gîtes artificiels (bassins, récipients, pneus) ou semi-naturels (flaque de chemin, ornières), mais aussi de petits gîtes naturels à eau fraîche (source, écoulement de bord de route, mares rocheuses). Ces gîtes sont toujours de petite taille et ombragés, la végétation y est absente ou rare, le fond peut être caillouteux ou jonché de débris végétaux (aiguilles de résineux). La frange apicale de la palette natatoire de la nymphe est ornée de très fins spicules acérés. Les femelles piquent probablement les oiseaux, pas l'humain. À ce jour, aucune transmission parasitaire n'est imputée à cette espèce (Schaffner *et al.*, 2001).

Les ailes des adultes sans tache d'écailles sombres marquées (**Fig.65**) et les palpes sont entièrement sombres (**Fig.66**) et le thorax possède des soies préspiraculaires (**Fig.67**). Le tarse 1 de la patte III (2844,12 ±409,02 µm) est sensiblement égal au tibia (2592,35 ± 424,73 µm) pour la longueur ainsi que pour le largeur 124,02 ±15,93 µm; 128,68± 12.37 µm (**Tableau 37**).

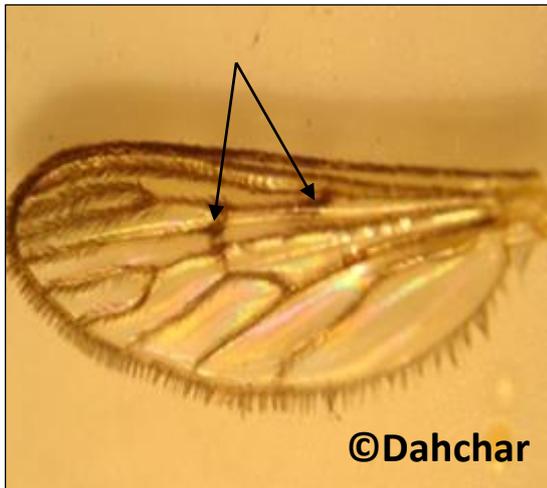


Fig.65 : l'aile de *Culiseta glaphyroptera*

(Agr: $1,76 \times 10^3$).



Fig.66 : les palpes de *Culiseta glaphyroptera*

(Agr: $1,41 \times 10^3$).



Fig.67 : soies préspiraculaires de *Culiseta glaphyroptera*

(Agr: $4,39 \times 10^3$).

Tableau 37: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les Femelles de *Culiseta glaphyropetra*. m±s (N=04; unité: µm).

Biométrie Critères	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	755,32 ± 144,06 (596,8 – 895,2)	652,75 ± 107,67 (559,5 - 746)
Palpes	354,35 ± 48,15 (298,4 – 410,3)	121,22±10,76 (111,9–130,55)
Pronotum	2629,65±77,64 (2536,4– 2722,9)	116,56 ± 9,32 (111,9 – 130,55)
Antennes	1641,2 ± 136,20 (1492 – 1790,4)	79,26 ± 9,32 (74,6 – 93,25)
Thorax	1706,47± 214,00(1454,7-1976,9)	1025,75±115,97 (932,5 – 1193,6)
Aile	4065,7 ± 427,46 (3468,9 - 4476)	1100,35± 88,79 (969,8 – 1156,3)
Abdomen	2918,72 ±314,11 (2461,8-3170,5)	867,22 ± 107,13 (746 – 1007,1)
Fémur patte1	2219,35± 141,21 (2014,2 – 2312,6)	125,8875 ± 9,325 (111,9 -130,55)
Tibia patte1	2238 ± 288,92 (1827,7 – 2499,1)	125,88 ± 9,32 (111,9 – 130,55)
Tarse 1 patte1	1790,4 ± 506,87 (1119 – 2349,9)	121,22± 10,76 (111,9 – 130,55)
Tarse 2 patte 1	783,3 ± 101,00 (746 – 932,5)	114,69± 11,13 (111,9– 130,55)
Tarse 3 patte 1	606,12 ± 55,95 (559,5 – 671,4)	107,23 ± 9,32 (93,25 – 111,9)
Tarse 4 patte 1	335,7 ± 52,75 (298,4 – 410,3)	88,58 ± 9,325 (74,6 – 93,25)
Tarse 5 patte 1	233,12 ± 70,60 (186,5 – 335,7)	79,26 ± 9,32 (74,6 – 93,25)
Fémur patte2	2629,65±390,61 (2088,8 - 3021,3)	128,68± 12,37 (111,9 – 141,74)
Tibia patte2	2480,45± 262,87 (2200,7 – 2722,9)	128,68± 12,37 (111,9 -141,74)
Tarse 1 patte2	2182,05±183,99 (1939,6 – 2387,2)	124,02± 14,72 (111,9–141,74)
Tarse 2 patte 2	1007,1 ± 91,36 (895,2 - 1119)	119,36± 13,27(104,44 – 130,55)
Tarse 3 patte 2	662,07 ± 107,13 (522,2 – 783,3)	107,23 ± 9,32 (93,25 – 111,9)
Tarse 4 patte 2	419,62 ± 46,93 (373 – 484,9)	96,04 ± 5,59 (93,25 – 104,44)
Tarse 5 patte 2	326,37 ± 70,60 (223,8 - 373)	88,58 ± 9,32 (74,6 – 93,25)
Fémur patte3	2713,57 ± 266,15 (2349,9 -2984)	128,68± 12,37 (111,9 – 141,74)
Tibia patte3	2592,35 ± 424,73 (2238 – 3170,5)	128,68± 12,37 (111,9 - 141,74)
Tarse 1 patte3	2844,12 ±409,02 (2461,8 -3357)	124,02 ±15,93 (104,44–141,74)
Tarse 2 patte 3	1352,12± 228,66 (1081,7– 1641,2)	111,9 ± 15,22 (93,25 – 130,55)
Tarse 3 patte 3	979,12 ± 209,62 (708,7 – 1193,6)	103,50 ± 7,68 (93,25 – 111,9)
Tarse 4 patte 3	652,75 ± 115,97 (484,9 - 746)	100,71 ± 9,13 (93,25 – 111,9)
Tarse 5 patte 3	410,3 ± 30,45 (373 – 447,6)	86,72 ±14,72 (74,6 – 104,44)

3.2.1.5. *Orthopodomyia pulcripalpis* Rondani 1872

Cette espèce paléarctique est présente dans la moitié Sud de l'Europe. L'oeuf présente un réseau de dessins hexagonaux ainsi qu'une frange ajourée très originale qui se déploie dans le plan équatorial. Les oeufs sont pondus isolément sur les parois du gîte; ils sont déposés au-dessus du niveau de l'eau avant d'être recouverts d'un enduit gélatineux. Les larves peuvent s'enfouir dans la vase fluide du fond et ne remonter que rarement en surface. Le développement pré imaginal est remarquablement long, il peut durer jusqu'à un an. L'espèce passe l'hiver à l'état larvaire, la nymphose produit au début du printemps. L'eau de ces gîtes est chargée de tannins et de matière organique. Le siphon est grêle et opale et ne porte pas de peigne d'épines. Cette espèce ne pique pas l'humain et est sans importance médicale ou vétérinaire (Schaffner *et al.*, 2001).

Parmi les caractéristiques de cette espèce, chez les mâles, la longueur du tarsomère 5 ($382,32 \pm 36,05 \mu\text{m}$) est supérieur à celle du tarsomère 4 ($186,5 \pm 24,20 \mu\text{m}$) au niveau de la patte 3 (Tableau 38). Ainsi pour les femelles la longueur du tarsomère 5 ($410,3 \pm 44,58 \mu\text{m}$) est supérieur au à celle du tarsomère 4 ($205,15 \pm 44,58 \mu\text{m}$) pour la même patte (Tableau 39), (Fig. 70). Absence de pulvilli au niveau des organes sensoriels portés à l'apex des tarsomère 5. Les articulations inter tarsale est uniquement absentes sur la 3ème paire de patte (Fig. 68). Au niveau de la genitalia mâle le gonocoxite est dépourvu du lobe apical (Fig. 89) (Brunhes *et al.*, 1999).



Fig. 68 : 3ème patte annulée (flèches) d'*Or. pulcripalpis* (Brunhes *et al.*, 1999).

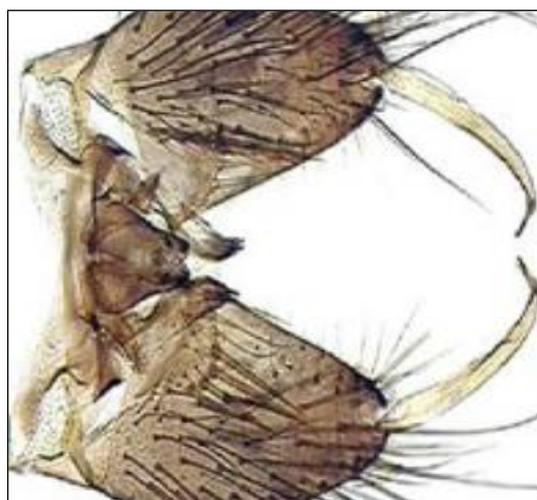


Fig. 69 : Gonocoxite du genitalia mâle d'*Or. pulcripalpis* (Brunhes *et al.*, 1999).



Fig. 70 : Tarsomère 4 et 5 de la patte 3 (Agr: $1,85 \times 10^3$).

Tableau 38: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes mâles de *Orthopodomyia pulcripalpus*. $m \pm s$ (N= 20; unité: μm).

Biométrie Critères	Longueur $m \pm s$ (v min- v max)	Largeur $m \pm s$ (v min- v max)
Tête	566,96 \pm 60,02 (447,6 – 671,4)	511,01 \pm 71,69 (373 -596,8)
Palpes	2230,54 \pm 249,95 (1566,6 -2611)	99,77 \pm 14,10 (74,6 – 119,36)
Pronotum	2241,73 \pm 278,05 (278,05 – 278,05)	106,30 \pm 16,70 (93,25 -141,74)
Antennes	1505,05 \pm 149,82 (1193,6 -1753,1)	333,83 \pm 57,37 (261,1 – 447,6)
Thorax	1370,77 \pm 158,65 (1119 -1603,9)	1077,97 \pm 160,50 (746 – 1417,4)
Aile	3092,17 \pm 214,40 (2722,9 – 3431,6)	949,28 \pm 93,32 (746 - 1119)
Abdomen	2707,98 \pm 276,06 (2163,4 – 3058,6)	852,30 \pm 165,61 (484,9 - 1119)
Fémur patte1	1810,91 \pm 165,69 (1492 – 2088,8)	126,447 \pm 12,97(111,9 – 141,74)
Tibia patte1	1809,05 \pm 160,77 (1492 – 2014,2)	126,447 \pm 12,97(111,9 – 141,74)
Tarse 1 patte1	1141,38 \pm 188,025 (820,6 -1566,6)	119,91 \pm 10,35 (111,9 – 141,74)
Tarse 2 patte 1	658,34 \pm 90,78 (373 – 820,6)	115,25 \pm 8,01 (104,44 – 130,55)
Tarse 3 patte 1	417,76 \pm 78,98 (298,4 – 596,8)	105,37 \pm 7,83 (93,25 -111,9)
Tarse 4 patte 1	104,44 \pm 28,63 (74,6 – 149,2)	86,90 \pm 10,83 (74,6 – 104,44)
Tarse 5 patte 1	270,42 \pm 39,90 (186,5 – 335,7)	77,77 \pm 6,87 (74,6 – 93,25)
Fémur patte2	1952,65 \pm 77,74 (1865 - 1865)	133,72 \pm 9,23 (111,9 – 141,74)
Tibia patte2	2066,42 \pm 131,68 (1902,3 – 2275,3)	133,161 \pm 9,06 (111,9 – 141,74)
Tarse 1 patte2	1501,32 \pm 128,00 (1492 – 1753,1)	122,34 \pm 8,77 (111,9 – 130,55)
Tarse 2 patte 2	893,335 \pm 231,6697 (559,5 – 1230,9)	122,344 \pm 8,77 (111,9 – 130,55)
Tarse 3 patte 2	518,47 \pm 121,56 (373 - 746)	110,78 \pm 3,65 (111,9 – 119,36)
Tarse 4 patte 2	154,79 \pm 34,81 (223,8- 223,8)	92,13 \pm 12,10 (74,6 – 111,9)
Tarse 5 patte 2	335,7 \pm 46,86 (261,1 – 410,3)	86,90 \pm 13,80 (74,6 -111,9)
Fémur patte3	2127,96 \pm 163,47 (1678,5 -2499,1)	127,19 \pm 12,27 (111,9 – 141,74)
Tibia patte3	2180,18 \pm 140,33 (1865 -2349,9)	127,19 \pm 12,27 (111,9 – 141,74)
Tarse 1 patte3	1837,02 \pm 304,68 (1529,3 – 2275,3)	119,546 \pm 10,44 (111,9 – 130,55)
Tarse 2 patte 3	1188,00 \pm 270,13 (1007,1 -1753,1)	114,69 \pm 10,95 (93,25 – 130,55)
Tarse 3 patte 3	718,02 \pm 98,22 (447,6 -857,9)	100,15 \pm 11,87 (74,6 – 111,9)
Tarse 4 patte 3	186,5 \pm 24,20 (149,2 – 223,8)	84,67 \pm 11,98 (74,6 -104,44)
Tarse 5 patte 3	382,32 \pm 36,05 (373 – 447,6)	78,33 \pm 7,65 (74,6 -93,25)

Tableau 39: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les adultes femelles de *Orthopodomia pulcripalpus*. $m \pm s$ (N=08; unité: μm).

Biométrie Critères	Longueur $m \pm s$ (v min- v max)	Largeur $m \pm s$ (v min- v max)
Tête	652,75 \pm 63,04 (596,8 - 746)	592,13 \pm 54,37 (522,2 - 671,4)
Palpes	359,01 \pm 52,51 (298,4 - 447,6)	107,23 \pm 19,30 (74,6 - 130,55)
Pronotum	2135,42 \pm 144,80 (1902,3 - 2349,9)	100,24 \pm 19,78 (74,6 - 130,55)
Antennes	1594,57 \pm 55,50 (1529,3 - 1678,5)	65,27 \pm 9,96 (55,95 - 74,6)
Thorax	1347,46 \pm 135,86 (1119 - 1529,3)	1146,97 \pm 146,17 (969,8 - 1380,1)
Aile	3632,08 \pm 326,35 (3245,1 - 4103)	1146,97 \pm 146,17 (969,8 - 1380,1)
Abdomen	2820,81 \pm 279,79 (2312,6 - 3170,5)	801,95 \pm 52,75 (708,7 - 857,9)
Fémur patte1	1753,1 \pm 126,09 (1566,6 - 1902,3)	135,21 \pm 5,55 (130,55 - 141,74)
Tibia patte1	1771,75 \pm 188,09 (1566,6 - 1976,9)	135,21 \pm 5,55 (130,55 - 141,74)
Tarse 1 patte1	1398,75 \pm 228,19 (1044,4 - 1715,8)	130,08 \pm 8,32 (111,9 - 141,74)
Tarse 2 patte 1	783,3 \pm 182,73 (671,4 - 1230,9)	120,29 \pm 11,23 (104,44 - 130,55)
Tarse 3 patte 1	498,88 \pm 56,17 (410,3 - 559,5)	107,70 \pm 6,74 (93,25 - 111,9)
Tarse 4 patte 1	116,56 \pm 23,90 (111,9 - 149,2)	92,78 \pm 12,36 (74,6 - 104,44)
Tarse 5 patte 1	303,06 \pm 23,90 (262,1 - 335,7)	81,59 \pm 9,65 (74,6 - 93,25)
Fémur patte2	1939,6 \pm 121,2762 (1753,1 - 2088,8)	136,14 \pm 5,98 (130,55 - 141,74)
Tibia patte2	1972,23 \pm 123,60 (1753,1 - 2126,1)	136,14 \pm 5,98 (130,55 - 141,74)
Tarse 1 patte2	1557,27 \pm 199,12 (1156,3 - 1865)	122,62 \pm 15,62 (93,25 - 141,74)
Tarse 2 patte 2	890,53 \pm 216,06 (746 - 1305,5)	112,83 \pm 10,31 (93,25 - 130,55)
Tarse 3 patte 2	666,73 \pm 57,91 (559,5 - 746)	98,37 \pm 12,44 (74,6 - 111,9)
Tarse 4 patte 2	167,85 \pm 149,2 (149,2 - 223,8)	86,72 \pm 13,63 (74,6 - 104,44)
Tarse 5 patte 2	359,01 \pm 34,17 (298,4 - 410,3)	79,26 \pm 8,63 (74,6 - 93,25)
Fémur patte3	2112,11 \pm 129,11 (1865 - 2238)	133,81 \pm 10,44 (111,9 - 141,74)
Tibia patte3	2163,4 \pm 159,50 (1902,3 - 2349,9)	133,81 \pm 10,44 (111,9 - 141,74)
Tarse 1 patte3	1785,73 \pm 161,28 (1492 - 2014,2)	125,88 \pm 8,63 (111,9 - 130,55)
Tarse 2 patte 3	1165,62 \pm 251,20 (783,3 - 1529,3)	118,42 \pm 7,65 (111,9 - 130,55)
Tarse 3 patte 3	806,61 \pm 166,73 (746 - 1193,6)	107,70 \pm 7,83 (93,25 - 119,36)
Tarse 4 patte 3	205,15 \pm 44,58 (149,2 - 261,1)	97,44 \pm 11,52 (74,6 - 111,9)
Tarse 5 patte 3	410,3 \pm 44,58 (373 - 484,9)	86,25 \pm 13,87 (74,6 - 111,9)

3.2.1.6. *Uranotaenia unguiculata* Edwards 1913

Le genre *Uranotaenia* a une espèce unique en Europe. L'espèce *Ur. unguiculata* était décrite d'un mâle capturé à Tibériade, en Israël par Edwards, (1913). La distribution de la présente espèce essentiellement méditerranéenne, bien qu'il ait été enregistrées dans de nombreux pays d'Europe, d'Afrique du Nord et d'Asie du Sud- Est (Melero-Alcíbar *et al.*, 2010). Les oeufs sont effilés à une extrémité, légèrement élargis et concaves, ils présentent un exochorion orné d'un réseau de très petits hexagones et sont déposés en barquette. Le stade immature se trouve généralement dans de petites piscines, ombragé, même légèrement polluées, qui sont riches en matière organique végétale avec des indices de salinité de 0,1-0,2 par ml (Ramsdale & Snow, 2001; Schaffner *et al.*, 2001; Melero-Alcíbar *et al.*, 2005). Chez la nymphe, la palette natatoire est profondément échancrée sur sa partie interne et basale, ses bords interne et externe sont souvent denticulés. L'adulte est un petit moustique (environ 4 mm); les femelles ne piquent pas l'Humain ni les Mammifères et semblent autogènes. Les larves colonisent les marais herbeux peu profonds et riches en matière organique d'origine végétale. Le segment VIII de la larve ne porte qu'une seule rangée de dents aux formes variables mais qui sont toujours implantées sur une plaque sclérifiée. Le siphon est développé et porte un peigne et une seule soie insérée distalement; la selle du segment anal forme un anneau complet. les femelles ne piquent pas l'humain ni les mammifères et semblent autogènes. L'espèce est sans importance médicale (Schaffner *et al.*, 2001). Le critère important chez cette espèce est l'absence de la frange d'écaille (**Fig. 71**), la couleur sombre du tarsomère 5 de la patte 3 et les tergites abdominaux ornementés de bandes claires et étroites (**Fig. 72**).

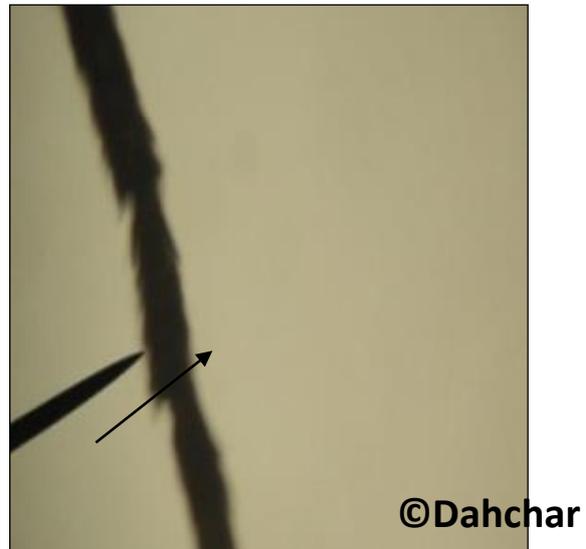


Fig.71: Absence de la frange d'écaille (Gr: 7×10^2) **Fig.72:** Couleur sombre du tarsoomère5 de la patte 3 (Gr : $7,4 \times 10^2$)

3.2.1.7. *Anopheles maculipennis* Favre 1903

Anopheles sacharovi est multivoltin (jusqu'à 6 générations) et caractéristique des zones à climat chaud. Elle présente deux pics de populations adulte en mai- juin et en octobre - novembre. Les femelles hivernent en diapause incomplète dans les abris, leur activité peut être relancée si la température est élevée; la maturation des oeufs reprend à 18°C , elles sont eurygame. La ponte est formée de 200 oeufs en moyenne. Les oeufs sont dépourvus de flotteurs latéraux développés; l'exo chorion est dépourvu de taches sombres. Les larves se développent dans de petits stagnants colonisés par des plantes aquatiques, l'eau peut être saumâtre (1,5 à 2g/l de chlorures) ou courante (Berges de rivières) se sont des canaux d'irrigation, sources, rizières, fossés et mares. Le développement pré imaginal dure 22 jours à 23°C . Les imagos forment des essaims en vue de l'accouplement de 1,5 à 2 m au dessus de l'eau, et peuvent se disperser sur 3 à 5 km, exceptionnellement jusqu'à 14 km. Les femelles attaquent volontiers l'humain et se rencontrent communément dans les étables, écuries et porcheries où elles persistent en hiver. L'espèce a joué un rôle important dans la transmission du paludisme, surtout au proche- Orient (Schaffner *et al.*, 2001; Rahola, 2014). Chez l'adulte, le dimorphisme sexuel est net, la longévité des femelles est remarquablement plus longue que celles des mâles que soit au laboratoire ou sur terrain (Bendali-Saoudi, 2006).

L'adulte de cette espèce est caractérisé par l'insertion de la soie antennaire 1-A est (**Fig.73**), la tête d'*Anopheles maculipennis* (**Fig.74**), l'ornementation inter oculaire avec une touffe de longues écailles blanches (**Fig.76**), et le port des écailles ébouriffées à la base du palpe maxillaire (segment 2) (**Fig.78**). Ornementation de l'antenne verticilles rares et peu développés (**Fig.77**) et les soies palmées (**Fig.75**). Les palpes ($2435,69 \pm 262,38 \mu\text{m}$) est sensiblement égal au pronotum ($2510,29 \pm 243,87 \mu\text{m}$) pour les femelles (Tableau 36), ainsi que pour les males les palpes ($2471,12 \pm 253,54 \mu\text{m}$) est sensiblement égal au pronotum ($2685,6 \pm 253,97 \mu\text{m}$) (**Tableau 37**).

Les valeurs biométriques relatives aux adultes de l'espèce *Anopheles maculipennis* sont mentionnées dans les **tableaux (36)** et **(37)**.



Fig. 73: l'insertion de la soie antennaire 1-A
(Agr: $2,32 \times 10^3$).



Fig. 74: la tête d'*Anopheles maculipennis*

(Agr: $6,17 \times 10^3$).



Fig. 75: les soies palmées (Gr: 4000)



Fig. 76: Ornementation inter oculaire
(Gr : 8,5) (Bendali-Saoudi, 2006).



Fig. 77: Ornementation de l'antenne
(Bendali-Saoudi, 2006) (Agr. 14).

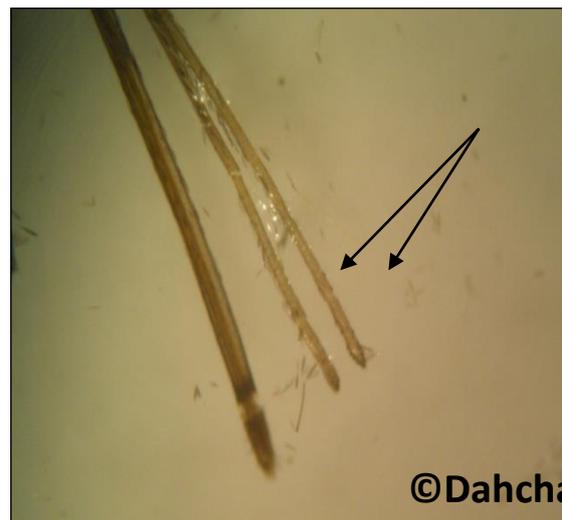


Fig. 78: Palpe maxillaire (Agr: $2,17 \times 10^3$).

Tableau 40: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les femelles d'*Anopheles maculipennis*. m±s (N=20; unité: µm).

Biométrie Critères	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	729,21 ± 105,82 (559,5 – 932,5)	652,75± 74,10 (559,5 - 746)
Palpes	2435,69 ± 262,38 (1790,4 – 2909,4)	101,82± 12,46 (93,25 – 130,55)
Pronotum	2510,29 ± 243,87 (1865 – 2909,4)	96,98 ± 14,318 (74,6 – 111,9)
Antennes	1506,92 ± 205,87 (1119 – 1827,7)	77,02 ± 12,65049 (55,95 – 93,25)
Thorax	1745,64 ± 135,62 (1566,6 – 2014,2)	1518,11 ± 152,64 (1305,5 – 1753,1)
Aile	4162,68 ± 401,6239 (3357 - 4849)	928,77± 203,1864 (671,4 – 1417,4)
Abdomen	2719,17± 285,3286 (2238 – 3170,5)	773,97 ± 211,9961 (373 – 1305,5)
Fémur patte1	2394,66 ± 187,32 (2051,5 – 2685,6)	123,83 ± 11,70 (111,9 – 141,74)
Tibia patte1	2668,81 ± 323,92 (1865 – 3058,6)	123,83 ± 11,70 (111,9 – 141,74)
Tarse 1 patte1	2055,23 ± 306,12 (1119 – 2499,1)	107,23 ± 13,35 (93,25 -130,55)
Tarse 2 patte 1	994,04 ± 246,90 (746 – 1678,5)	107,23 ± 13,35 (93,25 – 130,55)
Tarse 3 patte 1	678,86 ± 133,99 (484,9 -1119)	96,98 ± 15,54 (74,6 – 130,55)
Tarse 4 patte 1	374,86 ± 39,16 (74,6 – 447,6)	95,30 ± 14,49 (74,6 – 130,55)
Tarse 5 patte 1	261,1 ± 58,0378 (186,5 - 373)	95,30 ± 14,49 (93,25 – 130,55)
Fémur patte2	2652,03 ± 324,70 (1865 – 3170,5)	130,36 ± 12,00 (111,9 – 141,74)
Tibia patte2	2707,98 ± 310,28 (1865 - 3357)	130,36 ± 12,00 (111,9 – 141,74)
Tarse 1 patte2	2238 ± 223,47 (1865 - 2611)	119,36 ± 9,37 (111,9 – 130,55)
Tarse 2 patte 2	1139,51 ± 211,16 (820,6 – 1678,5)	119,36 ± 9,37 (111,9 -130,55)
Tarse 3 patte 2	708,7 ± 142,67 (373 – 1007,1)	107,05 ± 7,56 (93,25 -111,9)
Tarse 4 patte 2	445,73 ± 445,73 (298,4 - 746)	94,92 ± 11,25 (74,6 – 111,9)
Tarse 5 patte 2	324,51 ± 60,62 (186,5 – 447,6)	94,92 ± 11,25 (74,6 – 111,9)
Fémur patte3	2911,26 ± 175,56 (2611 – 3170,5)	135,21 ± 7,83 (111,9 – 141,74)
Tibia patte3	2976,54 ± 297,07 (2238 - 3357)	135,21 ± 7,83 (111,9 – 141,74)
Tarse 1 patte3	3232,04 ± 530,58 (2238 -3804,6)	121,22± 9,56 (111,9 – 130,55)
Tarse 2 patte 3	1493,86 ± 200,85 (1119 -1827,7)	121,22 ± 9,56 (111,9 – 130,55)
Tarse 3 patte 3	1087,29 ± 229,38 (746 – 1827,7)	108,17 ± 11,4807 (93,25 -130,55)
Tarse 4 patte 3	693,78 ± 202,28 (373 – 1342,8)	88,58 ± 13,35 (74,6 – 111,9)
Tarse 5 patte 3	408,43 ± 140,85 (261,1 – 969,8)	88,58 ± 13,35 (93,25 -111,9)

Tableau 41: Biométrie des mensurations de 56 structures déterminant les mâles *Anopheles maculipennis*. m±s (N=12; unité: µm).

Biométrie Critères	Longueur m±s (v min- v max)	Largeur m±s (v min- v max)
Tête	680,72 ± 78,11(559,5 - 783,3)	568,82± 69,55 (447,6 - 708,7)
Palpes	2471,12± 253,54 (2088,8 - 2984)	79,31 ± 15,31 (71 – 111,9)
Pronotum	2685,6 ± 253,97 (2238 – 3058,6)	89,68 ± 16,98 (74,6 – 111,9)
Antennes	2076,36 ± 247,07 (1678,5 - 2611)	609,23 ± 220,00 (559,5 - 1007,1)
Thorax	1675,39 ± 182,35 (1492 - 1865)	1265,09 ± 154,57 (1081,7 - 1492)
Aile	3862,24 ± 251,52 (2984 – 4177,6)	833,03 ± 156,91 (559,5 – 1007,1)
Abdomen	2974,67 ± 383,73 (2536,4 – 3506,2)	590,58 ± 130,02 (373 - 746)
Fémur patte1	2073,25 ± 359,69 (1492 – 2797,5)	109,5 ± 28,79 (74,6 - 142)
Tibia patte1	2701,14 ± 208,86 (2238 - 2984)	115,11 ± 27,92 (74,6 - 142)
Tarse 1 patte1	1933,38 ± 397,88 (1603,9 - 2611)	105,49 ± 31,52 (71 - 142)
Tarse 2 patte 1	742,89 ± 135,38 (596,8 - 1119)	83,32 ± 17,28 (71 – 111,9)
Tarse 3 patte 1	534,63 ± 120,42 (373 - 746)	75,25± 18,73 (55,95 – 111,9)
Tarse 4 patte 1	267,31 ± 61,25 (186,5 - 373)	75,25 ± 18,73 (55,95 – 111,9)
Tarse 5 patte 1	233,12 ± 85,83 (149,2 – 447,6)	75,25 ± 18,73 (55,95 – 111,9)
Fémur patte2	2458,69 ± 191,16 (2051,5 – 2648,3)	108,25 ± 23,59 (85,2 -142)
Tibia patte2	2648,3 ± 300,51 (2163,4 - 2984)	108,25 ± 23,59 (85,2 -142)
Tarse 1 patte2	2262,86 ± 560,59 (1678,5 -3170,5)	91,51 ± 15,69 (74,6 – 111,9)
Tarse 2 patte 2	1013,31 ± 389,85 (596,8 – 1790,4)	90,3 ± 16,72 (71 – 111,9)
Tarse 3 patte 2	683,83 ± 683,83 (447,6 – 1193,6)	87,15 ± 15,79 (71 -111,9)
Tarse 4 patte 2	400,97 ± 183,50 (186,5 – 783,3)	87,15 ± 15,79 (71 – 111,9)
Tarse 5 patte 2	233,12 ± 85,83 (149,2 – 447,6)	73,14 ± 8,68 (55,95 – 85,2)
Fémur patte3	2589,24 ± 411,21 (1865 – 3170,5)	129,45 ± 15,49 (111,9 - 142)
Tibia patte3	2881,42 ± 227,79 (2611 -3207,8)	129,45 ± 15,49 (111,9 - 142)
Tarse 1 patte3	2645,19 ± 545,06 (1865 - 3357)	99,90 ± 21,45 (74,6 – 127,9)
Tarse 2 patte 3	1265,09 ± 396,17 (746 – 2051,5)	80,21 ± 6,34 (71 -85,6)
Tarse 3 patte 3	839,25 ± 246,13 (559,5 – 1230,9)	80,21 ± 6,34 (71 – 85,6)
Tarse 4 patte 3	500,44 ± 190,49 (223,8 – 820,6)	70,89 ± 7,11 (55,95 – 74,6)
Tarse 5 patte 3	304,61 ± 67,16 (186,5 - 373)	66,52 ± 9,39 (55,95 – 74,6)

3.2.1.8. *Anopheles claviger* Meigen 1804

Présente généralement 2 générations annuelles dans les gîtes permanents, l'espèce est autogène et eurygame. Les œufs sont déposés un à un à la surface de l'eau, mais aussi sur le sol humide. Chaque ponte comprend entre 110 et 180 œufs. A 22°C, ils restent viables pendant 22 semaines. Ils sont noirâtres, pourvus de flotteurs latéraux développés occupant les deux quarts médians, ornés d'un repli supplémentaire sur quelques éléments. Les larves se développent dans les eaux claires fraîches et ombragées : sources, ruisseaux, citernes... Les imagos femelles sont actives en cas de bruine, elles effectuent 3 à 5 cycles gonotrophiques dans la nature : leur longévité maximale en laboratoire est de 46 jours. Les femelles piquent l'homme et les animaux domestiques, elles sont essentiellement exophile et exophages, bien qu'elles puissent se gorger et rester quelques temps dans les étables. Cette espèce a joué un rôle important comme vecteur de paludisme au proche orient, il est soupçonné de participer à la transmission d'autres agents pathogènes comme des virus (Tahyna & Batai). L'adulte de cette espèce est caractérisé par l'ornementation inter oculaire est avec une touffe de longues écailles blanches (**Fig.79**). Ornementation de l'antenne verticilles rares et peu développés et l'ornementation du scutum 1 bande médiane grise et 1 touffe distincte d'écailles sur le prescutum (**Fig.80**). La couleur du tarsomère 1 de la troisième patte est sombre, au plus avec un petit anneau apical clair.



Fig. 79: l'ornementation inter-oculaire (Gr: 5,2 x10²).



Fig. 80: le scutum.

(Logiciel Brunhe et *al.*, 2001)

3.2.1.9. *Anopheles sergentii* Theobald 1907

Espèce limitée au Sud de la méditerranée ; elle s'étend des Canaries à Inde du Nord- Ouest en passant par le Maroc, Algérie, Tunisie et quelque autres pays. *Anopheles sergentii* a pendant longtemps été accusé de jouer un rôle dans la transmission du paludisme (Himmi, 2007).

La larve de cette espèce est caractérisé par : Le niveau de l'insertion de la soie antennaire 1-A est au niveau de la tiers basal et le nombre de branche de cette soie est simple (**Fig.81**). La distance entre les soies clypéables 2-C est supérieure à la distance entre 2-C et 3-C, les soies clypéables 2-C est simple et lisse (**Fig.82**). La forme de la soie 3-C est simple et lisse (**Fig.83**). La forme de la soie céphalique 4-C est lisse et simple (**Fig.84**). La forme de la soie 5-C est plumeuse (**Fig.85**). Le nombre de branche de la soie 8-C est un seul branche (**Fig.86**). Le nombre de branche de la soie 9-C est 5 branches ou plus (**Fig.87**). Au niveau du thorax, la soie 1-P, s'insere sur un tubercule sclérotinisé (**Fig.88**). La soie étoilée 2-V d'*Anopheles sergentii* (**Fig.89**).

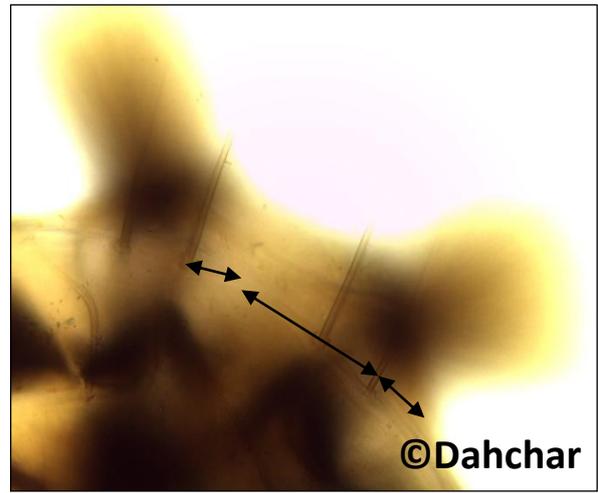


Fig. 81: La soie antennaire 1-A (Gr: $6,1 \times 10^2$). **Fig. 82:** l'espace entre les soies céphaliques 2-C et 3-C (Gr: 4×10^3).

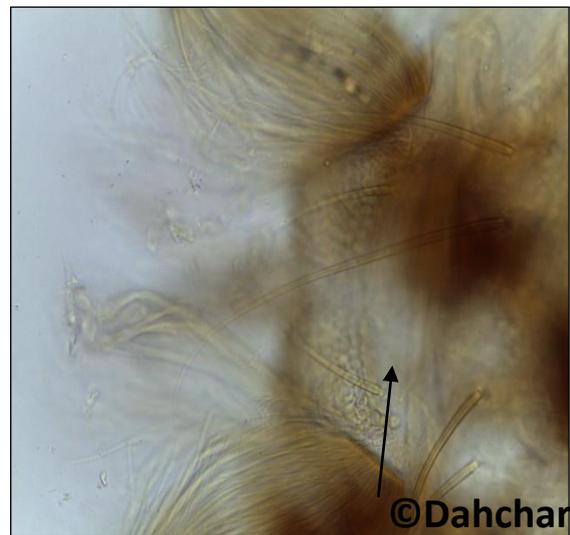


Fig. 83: Structure de la soie céphalique 3-C.
(Gr: 4×10^3).

Fig. 84: Les soies céphalique 4-C
(Gr: 4×10^3).



Fig. 85: Structure des soies céphalique 5-C (Gr: 4×10^3).



Fig. 86: les soies céphalique 8-C (Gr: 4×10^3).



Fig. 87: la soie céphalique 9-C (Gr: 4×10^3).



Fig. 88: Type d'insertion de la soie 1-P (Gr: 4×10^3).



Fig. 89: la soie étoilée 2-V (Gr: 4×10^3).

3.2.1.10. *Anopheles plumbeus* Stephens 1828

Les œufs ne sont pas posés sur la surface de l'eau, mais sur les côtés des habitats de reproduction potentiels, juste au-dessus de la ligne de flottaison, de sorte que le nombre de générations produites chaque année dépend souvent des conditions hydrologiques. L'hivernage s'effectue dans l'œuf ou les stades larvaires, qui peuvent survivre de longues périodes de gel d'eau. Les adultes d'*Anopheles plumbeus* se trouvent de la fin du printemps jusqu'à la fin de septembre (Becker *et al.*, 2010). Cette espèce a une longévité allant jusqu'à deux mois (Schaffner *et al.*, 2012). *Anopheles plumbeus* est distribué dans toute l'Europe, le Caucase, le Moyen-Orient, l'Iran et l'Irak et en Afrique du Nord.

Les larves d'*Anopheles plumbeus* peuvent être trouvées dans des trous d'arbres remplis d'eau avec une forte concentration en sel et une carence en oxygène (Becker *et al.*, 2010). Des larves ont été trouvées dans l'eau à des trous de pourriture sur le hêtre, le bouleau, le marronnier, l'orme, le chêne, le sycomore, le charme et les sapins d'argent, de 0,5 à 6 mètres au-dessus du sol (Blacklock & Carter, 1920). Les larves peuvent également être trouvées dans des récipients artificiels, tels que des pneus, des fûts d'eau de pluie et des vases de cimetière. Espèce très majoritairement zoophile (oiseaux, reptiles et mammifères pouvant être vectrice (dans le cadre expérimental) de filaire canine) mais pouvant piquer l'homme (Paludisme: vecteur très occasionnel). Concernant les arboviroses, l'espèce est vectrice à titre expérimental de West-Nile. S'est révélé être un vecteur compétent des souches tropicales et eurasiennes du paludisme. L'adulte d'*Anopheles plumbeus* est caractérisé par ornementation

inter oculaire est avec une touffe de longues écailles blanches. Ornementation de l'antenne verticilles nombreux et longs, ornementation du scutum 1 bande médiane grise et 1 touffe distincte d'écailles sur le prescutum. Port des écailles du palpes maxillaire et écailles plaquées, palpes lisses sur toute la longueur (**Fig.90**). La couleur du tarsomères 2; 3 ; 4 de la troisième patte est sombre, au plus avec un petit anneau apical claire.



Fig. 90 : Les pales d'*Anopheles plumbeus* (Gr: $5,3 \times 10^2$).

3.2.1.11. *Aedes aegypti* Linnaeus 1762

C'est un moustique urbain que ne s'écarte guère des agglomérations. En Afrique du Nord, elle est connue d'Algérie depuis 1903, en effet, cette espèce est assez commune dans toutes les villes de la cote algérienne et même dans quelques localités continentales. *Aedes aegypti* est une espèce d'une grande importance médicale en région intertropicale dans la mesure où elle est le principal vecteur de la fièvre jaune, de la dengue et du Chikungunya dans le monde. La recrudescence de ces maladies en Afrique a poussé les Italiens à prendre des mesures préventives pour l'éradication de cette espèce, vecteur secondaire afin d'éviter les risques de la réintroduction de ces arboviroses (Salvan & Mouchet, 1994 ; Blakmore, 1994; Carrier & Belini, 1994). En Afrique méditerranéenne, elle ne provoque sporadiquement qu'une nuisance mineure en milieu urbain. Hypopygium mâle de cette espèce est caractérisé par: épine du style terminale ; lobe subapical peu développé ou absent ; claspettes à apex arrondi, avec ou sans soies. La couleur d'écailles du scutum est blanches et noire (**Fig.92**). Ornementation du scutum est avec des bandes continues (**Fig.92**). L'ornementation du tergite 1V est avec des taches blanches latérales (**Fig.91**).



Fig. 91: Cerque abdominale d'*Aedes aegypti*
(Gr: $5,3 \times 10^2$)

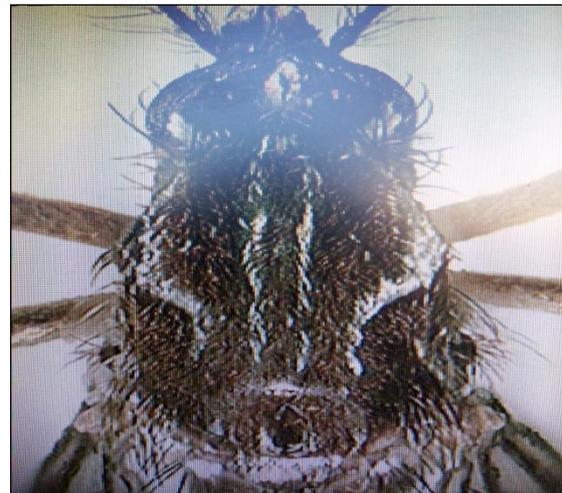


Fig. 92 : Scutum d'*Aedes aegypti*.
(Logiciel Schaffner *et al.*, 2001)

3.2.1.12. *Ochlerotatus atropalpus* Coquillett 1902

Est une espèce multivoltine avec un cycle de vie qui ressemble à *Ae. triseriatus* en termes d'habitats larvaires. Il est le plus souvent associé à des habitats de piscines de rocailles d'eau douce le long des ruisseaux de montagne dans les zones intérieures du nord de l'Amérique. Cependant, il est connu de se reproduire dans une variété de conteneurs artificiels, notamment les pneus non catalogués et autres collections d'eau artificielles comme dans les bateaux (King *et al.*, 1960; Shaw & Maisey, 1961; Berry & Craig, 1984). L'espèce pique l'homme et d'autres mammifères en plein air pendant la journée. L'importance médicale de cette espèce: le moustique a été prouvé être un vecteur de West- Nile, l'encéphalite japonaise. L'encéphalite de La Grosse et quelques autres arbovirus (Turell *et al.*, 2005).

La larve de *Ochlerotatus atropalpus* est caractérisé à l'ornementation du tégument de l'antenne est nettement spiculé. Ornementation dorsale du siphon est absence de soies dorsales. la taille du siphon est court ($a/b \leq 3$) avec en longueur $1570,74 \pm 187,84 \mu\text{m}$ et un largeur $426,34 \pm 95,90 \mu\text{m}$ (Tableau 38). Mentum de *Ochlerotatus atropalpus* (Fig. 93). Cette espèce en se basant sur leurs dents pecten détachées et la touffe siphon insérée dans la rangée pecten, Cependant, le pecten s'étend presque jusqu'à la pointe du siphon (Fig. 94). La forme de la selle est nettement incomplète avec une longueur $522,2 \pm 37,3 \mu\text{m}$ et un largeur $505,62 \pm 46,10 \mu\text{m}$ (Tableau 38).

Les valeurs biométriques relatives aux larves de l'espèce *Ochlerotatus atropalpus* sont mentionnées dans le **tableau (42)**.



Fig.93: Mentum de *Ochlerotatus atropalpus* (Gr: 4000).



Fig.94: Siphon *Ochlerotatus atropalpus* (Agr: $3,18 \times 10^3$).

Tableau 42: Biométrie des mensurations de 12 structures déterminant les larves d'*Ochlerotatus atropalpus*. $m \pm s$ (N= 09; unité: μm).

Biométrie Critères	Longueur $m \pm s$ (v min- v max)	Largeur $m \pm s$ (v min- v max)
Tête	$1330,36 \pm 122,29$ (1119 - 1492)	$1135,57 \pm 193,91$ (932,5 - 1492)
Antenne	$625,81 \pm 151,25$ (522,2 - 857,9)	$91,177 \pm 19,65$ (55,95 - 111,9)
Thorax	$1471,27 \pm 488,86$ (1119 - 2611)	$1106,56 \pm 199,12$ (932,5 - 1305,5)
Abdomen	$3771,44 \pm 152,02$ (3543,5 - 3991,1)	$982,23 \pm 127,85$ (746 - 1230,9)
Siphon	$1570,74 \pm 187,84$ (1119 - 1753,1)	$526,34 \pm 95,90$ (447,6 - 708,7)
Trachée	$522,2 \pm 37,3$ (447,6 - 559,5)	$405,62 \pm 46,10$ (447,6 - 559,5)

3.2.2. Comparaisons biométrique de *Orthopodomyia pulcripalpis* et *Culex laticinctus* récolté à partir de deux zones humide et semi aride (Annaba et Oum El Bouaghi)

3.2.2.1. Analyse statistique des données d'*Orthopodomyia pulcripalpis*

Test 'T' de Student pour échantillons indépendants : l'étude statistique comparative a concerné les spécimens d'*Orthopodomyia pulcripalpis* récoltés respectivement, au niveau d'Annaba et de d'Oum El Bouaghi. Les résultats du test t de student mentionnés dans les suivants tableaux. Chez les femelles elles montrent qu'il existe des différences hautement significatives au niveau de la largeur de la (pronotum, antennes et abdomen) et aussi au niveau de la longueur des palpes maxillaires, cependant il ya une différence très hautement significative au niveau du la largeur des palpes, la longueur de (prenotomes, antennes et abdomen), la longueur et la largeur : la tête, thorax, aille, fémur, tibia et les tarsomères de trios paires des pattes (**Tableau 43**).

Cependant ce test chez les mâles de cette espèce montre des différences non significatives au niveau du largueur : l'abdomen ; le tarsomère de la deuxième patte et du tibia de la troisième patte. La largeur du tarsomère de la première patte, du tibia de la deuxième patte et tarsomère de la troisième patte montre une différence significative. Pour la largeur du tibia de la première patte et aussi la longueur du tarsomère de la première patte montrent une différence hautement significative, les autres critères présente une différence très hautement significative (**Tableau 44**).

Tableau 43: Résultats du test T de Student. Comparaison, entre régions, des moyennes, de chacun des 32 critères déterminant les femelles d'*Orthodomyia pulcralpis*.

Structures	Moyennes par régions		Paramètres statistiques	
	Annaba	Oum El Bouaghi	tobs	P
T L	652,8	1271	13,23	0,000***
T Q	592,1	1111	6,99	0,000***
Pa L	395	580	4,30	0,002**
Pa Q	107,2	175,7	7,91	0,000***
Pr L	2135	4004	16,95	0,000***
Pr Q	100,2	113,6	1,34	0,003**
An L	1594,6	3749	23,77	0,000***
An Q	65,28	47,93	3,96	0,002**
Th L	1347	3470	11,35	0,000***
Th Q	1147	3392	13,26	0,000***
Al L	3632	10756	32,05	0,000***
Al Q	1147	2592	15,62	0,000***
Ab L	2821	7384	21,20	0,000***
Ab Q	802	1292	3,74	0,007**
F p1 L	1753	5027	18,26	0,000***
Fp1 Q	153,21	266,3	12,92	0,000***
Ti p1 L	1772	5666	31,62	0,000***
Ti p1 Q	135,21	241,4	8,34	0,000***
Ter p1 L	3101	7196	16,18	0,000***
Ter p1 Q	106,49	150,88	10,09	0,000***
F p2 L	1940	5510	45,92	0,000***
Fp2 Q	136,15	289,3	22,29	0,000***
Ti p2 L	1972	6333	37,14	0,000***
Ti p2 Q	136,15	230,8	16,86	0,000***
Ter p2 L	3641	7927	10,59	0,000***
Ter p2 Q	106,46	158,7	9,31	0,000***
F p3 L	2112	5517	22,99	0,000***
F p3 Q	133,8	287,6	24,12	0,000***
Ti p3 L	2163	6143	26,92	0,000***
Ti p3 Q	133,8	257,4	22,13	0,000***
Ter p3 L	4373	12106	17,07	0,000***
Ter p3 Q	107,14	158,34	11,65	0,000***

Tableau 44: Résultats du test T de Student. Comparaison, entre régions, des moyennes, de chacun des 32 critères déterminant les mâles d'*Orthopodomyia pulcralpis*.

Structures	Moyennes par régions		Paramètres statistiques	
	Annaba	Oum El Bouaghi	tobs	P
T L	652,8	1271	13,23	0,000***
T Q	592,1	1111	6,99	0,000***
Pa L	395	580	4,30	0,002**
Pa Q	107,2	175,7	7,91	0,000***
Pr L	2135	4004	16,95	0,000***
Pr Q	100,2	113,6	1,34	0,003**
An L	1594,6	3749	23,77	0,000***
An Q	65,28	47,93	3,96	0,002**
Th L	1347	3470	11,35	0,000***
Th Q	1147	3392	13,26	0,000***
Al L	3632	10756	32,05	0,000***
Al Q	1147	2592	15,62	0,000***
Ab L	2821	7384	21,20	0,000***
Ab Q	802	1292	3,74	0,007**
F p1 L	1753	5027	18,26	0,000***
Fp1 Q	153,21	266,3	12,92	0,000***
Ti p1 L	1772	5666	31,62	0,000***
Ti p1 Q	135,21	241,4	8,34	0,000***
Ter p1 L	3101	7196	16,18	0,000***
Ter p1 Q	106,49	150,88	10,09	0,000***
F p2 L	1940	5510	45,92	0,000***
Fp2 Q	136,15	289,3	22,29	0,000***
Ti p2 L	1972	6333	37,14	0,000***
Ti p2 Q	136,15	230,8	16,86	0,000***
Ter p2 L	3641	7927	10,59	0,000***
Ter p2 Q	106,46	158,7	9,31	0,000***
F p3 L	2112	5517	22,99	0,000***
F p3 Q	133,8	287,6	24,12	0,000***
Ti p3 L	2163	6143	26,92	0,000***
Ti p3 Q	133,8	257,4	22,13	0,000***
Ter p3 L	4373	12106	17,07	0,000***
Ter p3 Q	107,14	158,34	11,65	0,000***

Analyse statistique multivariée : La deuxième analyse statistique utilisée est la multivariée (Manova). Les résultats montrent qu'il existe une différence très hautement significative des mensurations concernant les adultes mâles et femelles d'*Orthpodomyia pulcripalpis* (**Tableau 45, 46**), et cela pour l'ensemble des structures biométriques, réalisées sur cette espèce, récoltée dans deux régions de climat et d'environnement différents : Annaba et Oum El Bouaghi.

Tableau 45: Résultats des tests MANOVA appliquée aux 32 critères biométriques caractérisant les femelles d'*Orthpodomyia pulcripalpis*.

Test	Valeur observée du Test	Fobs	P
Wilks'	0,6661	91,086	0,000***
Lawley-Hotelling	14,01322	91,086	0,000***
Pillai's	0,93339	91,086	0,000***

Tableau 46 : Résultats des tests MANOVA appliquée aux 32 critères biométriques déterminant les mâles d'*Orthpodomyia pulcripalpis*.

Test	Valeur observée du Test	Fobs	P
Wilks'	0,19824	74,821	0,000***
Lawley-Hotelling	4,04437	74,821	0,000***
Pillai's	0,80176	74,821	0,000***

3.2.2.2. Analyse statistique des données de *Culex laticinctus*

Test 'T' de Student pour échantillons indépendants : L'étude comparative statistique de *Culex laticinctus* récoltés au niveau d'Annaba et d'Oum El Bouaghi, chez les femelles montrent qu'il existe des différences non significatives au niveau de la largeur de l'abdomen, est aussi il existe une différence significative au niveau de la longueur du tarsomère de la deuxième patte et largeur des (antennes, du tibia et première patte). La largeur et longueur des palpes maxillaires et des ailes, la largeur du tibia de la deuxième patte présentent une différence hautement significative. Le test t de student montre qu'il existe des différences très hautement significatives au niveau d'autres critères (**Tableau 47**).

En qui concerne les larves du *Culex laticinctus*; le test t de student montrent qu'il existe des différences non significative au niveau de la longueur de l'abdomen, et il existe une différence hautement significative au niveau de largeur de thorax et la trachée. Cependant la longueur et la largeur de (tête, antennes, siphon) et aussi au niveau de la longueur de thorax et la trachée et la largeur de l'abdomen présentent une différence très hautement significative (**Tableau 48**).

Tableau 47: Résultats du test T de Student. Comparaison, entre régions, des moyennes, de chacun des 32 critères déterminant les femelles de *Culex laticinctus*.

	Moyennes par régions		Paramètres statistiques	
	Annaba	Oum El Bouaghi	tobs	P
T L	641,6	1152	6,58	0,000***
T Q	529,7	1005	7,91	0,000***
Pa L	395,4	592	3,47	0,005**
Pa Q	123,09	160,5	3,94	0,002**
Pr L	2089	5392	22,78	0,000***
Pr Q	115,63	149,1	5,72	0,000***
An L	1447	3128	7,96	0,000***
An Q	67,14	55,3	2,37	0,031*
Th L	1432	3708	28,18	0,000***
Th Q	1067	3884	15,38	0,000***
Al L	3439	8733	4,27	0,002**
Al Q	1111,5	3500	3,35	0,009**
Ab L	2745	7025	40,76	0,000***
Ab Q	977,3	1018	0,95	0,363 NS
F p1 L	1925	5117	18,34	0,000***
Fp1 Q	129,1	264,9	11,45	0,000***
Ti p1 L	2148	4981	7,41	0,000***
Ti p1 Q	129,1	166,2	2,47	0,036*
Ter p1 L	3215	6636	13,81	0,000***
Ter p1 Q	104,89	146	6,59	0,000***
F p2 L	2089	5494	26,22	0,000***
Fp2 Q	125,3	262,7	7,01	0,000***
Ti p2 L	2216	5955	26,62	0,000***
Ti p2 Q	125,3	167,6	3,32	0,008**
Ter p2 L	3805	2294	2,15	0,060*
Ter p2 Q	98,8	149,7	7,58	0,000***
F p3 L	2141	5454	24,76	0,000***
F p3 Q	129,1	293,9	13,29	0,000***
Ti p3 L	2282,8	5990	35,42	0,000***
Ti p3 Q	129,1	183,2	4,54	0,000***
Ter p3 L	5505	2374	22,44	0,000***
Ter p3 Q	95,8	129,8	6,00	0,000***

Tableau 48: Résultats du test T de Student. Comparaison, entre régions, des moyennes, de chacun des 12 critères déterminant les larves de *Culex laticinctus*.

Variabes	Annaba	Oum El Bouaghi	Tobs	P
T L	1087	751	8,10	0,000***
T Q	705	980	7,73	0,000***
An L	632,2	461	4,44	0,000***
An Q	73,34	54,7	7,78	0,000***
Th L	1516	937	9,71	0,000***
Th Q	1373	1052	3,33	0,002**
Ab L	3644	3576	0,34	0,740 NS
Ab Q	1402	789	12,36	0,000***
Sph L	1486	1208	6,62	0,000***
Sph Q	533,4	326,6	14,52	0,000***
Tr L	533,4	379,1	7,93	0,000***
Tr Q	505,4	455,1	3 ,43	0,002**

Analyse statistique multivariée : La deuxième analyse statistique multivariée (Manova) montre qu'il existe une différence très hautement significative chez les adultes femelles (**Tableau 49**), et une différence très heurtement significative en ce qui concerne les larves de *Culex laticinctus* (**Tableau 50**), et cela pour l'ensemble des critères biométriques mesuré à partir d'une espèce récoltée dans deux régions différentes (Annaba et Oum El Bouaghi).

Tableau 49 : Résultats des tests MANOVA appliquée aux 32 critères biométriques déterminant les femelles de *Culex laticinctus*.

Test	Valeur observée du Test	Fobs	P
Wilks'	0 ,16202	43,962	0,000***
Lawlely-Hotelling	5,17198	43,962	0,000***
Pillai's	0,83798	43,962	0,000***

Tableau 50: Résultats des tests MANOVA appliquée aux 32 critères biométriques déterminant les larves de *Culex laticinctus*.

Test	Valeur observée du Test	Fobs	P
Wilks'	0,35455	33,678	0,000***
Lawley-Hotelling	1,82046	33,678	0,000***
Pillai's	0,64545	33,678	0,000***

3.3. Effet toxique des plantes

3.3.1. Estimation de la quantité du résidu sec des trois plantes testées

Après évaporation de la matière liquide de la préparation des extraits aqueux, les résidus secs ont été estimés pour chaque plante, afin de donner une précision pour la quantité de poudre fine contenue dans chaque solution mère. Le *Daphne gnidium* est estimé par 0,3 g/l, *Ricinus communis* est de 0,2 g/l, le *Thymus vulgaris* par 0,3 g/l, le *Geranium rose* est de 0,2 g/l, *Ciguë maculée* par 0,15 g/l et *Ruta graveollen* est de 0,3 g/l.

3.3.2. Toxicité des extraits aqueux des plantes à l'égard de *Culex pipiens*

3.3.2.1. Plantes médicinales

Daphne gnidium: Les quatre stades larvaires (L1, L2, L3 et L4) de *Cx. pipiens* traités à l'extrait aqueux du *D. gnidium* ont montré une faible activité, suivie par la mort des spécimens, pendant les différents temps d'exposition. L'effet toxique de *D. gnidium* a été exprimé selon les différentes concentrations (0.09 g/l, 0.18 g/l, 0.3 g/l) et le temps de traitements (24h, 48h et 72h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales après 24h, 48h et 72h.

Les résultats mentionnés dans les **tableaux (51, 52, 53, 54)**, montrent que Les stades avancés (L3, L4) étaient plus sensibles aux extraits de *D. gnidium*, avec une concentration létale moyenne (CL50) plus faible après 24 H (0,19 g/l, 0,13 g/l) respectivement. Les stades les plus jeunes L1 et L2 ont présenté une CL50 plus importante de 0,26 g/l et 0,33 g/l respectivement, après 24 H.

Tableau 51: Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L1 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	0,46 [-0,55; 1,49]	0,26 [0.02-0.45]	2,10 [0,009-2,12]
48H	0,20 [-0,47; 0,88]	0,08 [0.04-1.20]	1,17 [0,004-2,82]
72H	0,17 [-0,51;0,86]	0,05 [0.02-1.23]	0,84 [0,037-8,46]

Tableau 52: Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	0,38 [-0,03; 0,80]	0.33 [0.01-0.69]	0,55 [0,060-1,43]
48H	0,48 [-0,072; 1,042]	0.09 [0.02-0.42]	0,86 [0,013-54]
72H	0,57 [0,37;0,78]	0.03 [0.02-0.57]	0,54 [0,031-0,95]

Tableau 53: Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	0,44 [-0,23; 1,12]	0.19 [0.07-0.48]	1,18 [0,026-0,53]
48H	0,50 [0,12;089]	0.10 [0.07-0.15]	0,72 [0,240-2,17]
72H	0,51 [0,43;0,59]	0.06 [0.02-0.13]	0,39 [0,21-0,72]

Tableau 54: Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	0,28 [-0,17; 0,73]	0.13 [0.11-0.15]	1,74 [0,80-3,80]
48H	0,46 [0,23;0,70]	0.05 [0.01-0.20]	0,29 [0,065-1,28]
72H	0,68 [0,18;1,17]	0.07 [0.04-0.10]	0,13 [0,063-0,28]

***Ricinus communis*:** L'extrait aqueux du *R. communis* a été appliqué sur les quatre stades larvaires de l'espèce de moustique *Cx. pipiens*. L'activité des individus traités a été perturbée, le corps a changé de couleur (blanchissement) suivie par la mort des spécimens. Le pourcentage de mortalité a été déterminé en fonction des différentes concentrations du *R. communis* (0.06 g/l, 0.12 g/l, 0.2 g/l) et le temps de traitement (24h, 48h et 72 h). Les différentes concentrations létales, ont été établies selon le logiciel statistique PRISME 6. A partir des mortalités corrigées, on a déterminé la CL 50 et la CL90, ainsi que leurs limites fiduciales, cela après 24h, 48h et 72h et le Slope.

R. communis c'est avéré plus efficace contre les deux premiers stades larvaires (L1, L2) avec une faible concentration létale la CL50 de 0,10 g/l, 0,11 g/l après 24H respectivement. Par contre la CL50 (24H) des stades les plus âgés (L3 et L4) est légèrement plus élevée p (0,15g/l) **Tableaux (55, 56, 57, 58)**.

Tableau 55: Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L1 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	0,51 [0,10; 0,92]	0,10 [0.03-0.29]	1,12 [0,006-1,98]
48H	0,65 [0,25;0,86]	0,03 [0.01-0.12]	0,34 [0,06-1,90]
72H	0,65 [0,23;1,06]	0,03 [0.01-0.09]	0,17 [0,008-0,35]

Tableau 56: Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	0,76 [-0,32; 1,86]	0,11 [0.08-0.18]	0,75 [0,58-0,98]
48H	0,65 [0,17;1,14]	0,05 [0.02-0.10]	0,37 [0,087-1,62]
72H	0,68 [0,20;1,15]	0,04 [0.03-0.05]	0,27 [0,17-0,45]

Tableau 57: Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,23 [-0,55; 3,02]	0,15 [0.03-0.73]	0,78 [0,02-3,01]
48H	0,59 [-0,16;1,35]	0,07 [0.01-0.15]	0,42 [0,05-3,95]
72H	0,67 [0,18;1,15]	0,04 [0.03-0.06]	0,30 [0,16-0,55]

Tableau 58: Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,91 [-1,37; 5,20]	0.15 [0.07-0.18]	0,49 [0,18-0,9]
48H	2,69 [-1,55; 6,93]	0.10 [0.08-0.15]	0,22 [0,001-0,43]
72H	1,63 [-0,08;3,35]	0.06 [0.01-0.20]	0,24 [0,002-2,54]

Thymus vulgaris: Après traitement à l'extrait aqueux au *T. vulgaris* des différents stades larvaires de *Cx. pipiens*, l'activité diminue et la mort survient, pendant les différents temps d'exposition. Le pourcentage de mortalité après traitement a été déterminé en fonction des différentes concentrations *T. vulgaris* (0.0225 g/l, 0.045 g/l, 0.09 g/l) et le temps de traitements (24, 48 et 72 h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales après 24, 48 et 72h.

La valeur de la CL50 enregistrée après 24H pour les larves du troisième stade étaient de 0,03g /l. Cette concentration présente la valeur la plus faible et donc le stade le plus sensible à cet égard. **Tableaux (59, 60, 61, 62).**

Tableau 59: Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L1 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,71 [0,33 ;5,10]	0.04 [0.03 -0.12]	0,09 [0,04 -0,20]
48H	2,009 [0,64 ;3,37]	0.03 [0.02-0.04]	0,09 [0,04 -0,15]
72H	1,97 [0,89 ;3,09]	0.02 [0.01 -0.30]	0,08 [0,04 -0,16]

Tableau 60: Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,88 [2,41 ;3,36]	0,04 [0.01 -0.09]	0,09 [0,08-0,10]
48H	2,67 [2,35 ;3,003]	0,03 [0.01 -0.06]	0,08 [0,07-0,09]
72H	2,19 [1,72 ;2,67]	0,03 [0.01 -0.08]	0,09 [0,07-0,11]

Tableau 61: Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,86 [1,44 ;2,28]	0,03 [0.02 -0.07]	0,15 [0,11 -0,20]
48H	1,79 [1,45 ;2,24]	0,02 [0.01 -0.04]	0,12 [0,09 -0,17]
72H	1,47 [-5,02 ;7,97]	0,03 [0.02 -0.08]	0,15 [0,002 -1,07]

Tableau 62: Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,68 [0,98 ;2,37]	0,05 [0.04 -0.08]	0,19 [0,10 -0,35]
48H	1,40 [-0,94 ;3,74]	0,04 [0.01 -0.10]	0,20 [0 ,01 -3,18]
72H	1,45 [0,89 ;2,009]	0,02 [0.01 -0.10]	0,16 [0,09 -0,29]

3.3.2.2. Plantes toxiques

Geranium rose: Les quatre stades larvaires (L1, L2, L3 et L4) de *Cx. pipiens* traités à l'extrait aqueux du *G. rose* ont montré les même symptômes précédemment observés (Activité faible suivie par la mort). L'effet toxique de *G. rose* a été exprimé selon les différentes concentrations (0.03 g/l, 0.06 g/l, 0.12 g/l) et le temps de traitements (24h, 48h et 72 h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales selon le temps d'expérimentation.

G. rose c'est avéré plus efficace contre les derniers stades larvaires (L2, L3, L4) avec des CL50 après 24H plus faible 0,06 g/l **Tableaux (63, 64, 65, 66).**

Tableau 63: Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L1 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	0,14 [-0,55 ;3,26]	0,07 [0,03; 0,16]	0,38 [0,029; 5,13]
48H	0,35 [-3,26 ;5,79]	0,05 [0,007; 0,34]	0,29 [0,06 ; 1,5]
72H	0,72 [-7,82 ;10,59]	0,04 [0,01,; 1,51]	0,21 [0,08; 5,23]

Tableau 64: Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (Heures); N: 60 individus (Traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,05 [1,25 ;2,84]	0,06 [0,05 ; 0,08]	0,19 [0,12 ;0,31]
48H	1,69 [1,42 ;1,96]	0,05 [0,04 ; 0,07]	0,19 [0,15 ;0,24]
72H	1,79 [-2,09 ;5,67]	0,04 [0,01 ; 0,12]	0,14 [0,10 ;0,20]

Tableau 65: Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,09 [0,95 ;3,23]	0,06 [0,05 ; 0,08]	0,19 [0,10 ;0,37]
48H	1,84 [-1,64 ;5,34]	0,05 [0,02 ; 0,14]	0,18 [0,16 ;0,20]
72H	1,91 [0,54 ;3,27]	0,04 [0,03 ; 0,06]	0,15 [0,06 ;0,36]

Tableau 66: Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,54 [0,34 ;4,75]	0,06 [0,04 ; 0,09]	0,16 [0,07 ; 0,38]
48H	2,35 [-0,56 ;5,27]	0,05 [0,03 ; 0,09]	0,14 [0,04 ; 0,50]
72H	2,59 [-6,18 ;11,38]	0,04 [0,01 ;0,18]	0,10 [0,005 ; 2,37]

Cigue maculée (les fleures): L'extrait aqueux du *C. maculée* a été testé sur les quatre stades larvaires de l'espèce de moustique *Cx. pipiens*. L'activité des individus traités a été perturbée, blanchissement du corps suivie par la mort des spécimens pendant les différents temps d'exposition. Le pourcentage de mortalité a été déterminé en fonction des différentes concentrations du *C. maculée* (0,0225 g/l, 0,045 g/l, 0,09 g/l) et le temps de traitement (24h, 48h et 72 h). Les différentes concentrations létales ont été établi selon le logiciel statistique PRISME 6 et à partir des mortalités corrigées, on a donc déterminé la CL 50 et la CL90, ainsi que leurs limites fiduciales après 24h, 48h et 72h et le Slopp.

Les résultats mentionnés dans les suivants tableaux, elles montrent que les stades plus jeunes (L1, L2) étaient plus sensibles aux extraits de *C. maculée* avec des valeurs de CL50 (24H) plus faible 0,04 g/l que les stades plus anciens avec de CL50 (24H) 0,05 g/l **Tableaux (67, 68, 69, 70).**

Tableau 67: Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L1 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,83 [-3,86 ;7,52]	0,04 [0,009 ; 0,19]	0,14 [0,09 ;0,30]
48H	1,40 [-0,31 ;3,11]	0,03 [0,01 ; 0,05]	0,13 [0,07 ;0,19]
72H	1,47 [-1,61 ;4,56]	0,02 [0,007 ;0,08]	0,11 [0,06 ;0,15]

Tableau 68: Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,65 [1,07 ;2,23]	0,04 [0,03 ; 0,05]	0,16 [0,12 ; 0,22]
48H	1,57 [0,64 ;3,80]	0,03 [0,01 ; 0,07]	0,14 [0,10 ; 0,20]
72H	1,33 [-0,69 ;3,36]	0,02 [0,009 ;0,06]	0,14 [0,09 ; 0,17]

Tableau 69: Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,49 [0,53 ;2,44]	0,05 [0,03 ;0,07]	0,31 [0,15 ; 0,42]
48H	1,11 [-1,011 ;3,23]	0,04 [0,01 ;0,12]	0,26 [0,12 ; 0,37]
72H	1,07 [-1,11 ;3,25]	0,03 [0,01 ;0,10]	0,23 [0,07 ; 0,68]

Tableau 70: Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,57 [-4,39 ;7,54]	0,05 [0,007 ; 0,36]	0,21 [0,14 ; 0,37]
48H	1,26 [-1,65 ;4,18]	0,03 [0,01 ; 0,13]	0,20 [0,12 ;0,28]
72H	1,10 [-0,14 ;2,35]	0,02 [0,01 ; 0,05]	0,18 [0,09 ;0,22]

Ruta graveollen: Les stades pré imaginaux de *Cx. pipiens*, ont été sensible à l'égard des extraits aqueux de *Ruta graveollen* avec une faible activité motrice, suivie par la mortalité. Le pourcentage de mortalité a été déterminé en fonction des différentes concentrations (0,015 g/l, 0,03 g/l, 0,06 g/l) et le temps de traitements (24h, 48h et 72 h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales.

Les résultats mentionnés dans les suivants tableaux, elles montrent que les stades plus jeunes (L1, L2) étaient plus sensibles aux extraits de *R. graveollen* avec des valeurs de CL50 (24h)

plus faible 0,03 g/l que les stades plus anciens avec de CL50 (24h) 0,04g/l, 0,05g/l respectivement **Tableaux (71, 72, 73, 74)**.

Tableau 71: Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L1 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,28 [-3,97 ;8,54]	0,03 [0,009 ; 0,09]	0,07 [0,004 ; 1,45]
48H	1,92 [0,64 ;3,20]	0,02 [0,017 ; 0,03]	0,07 [0,03 ; 0,16]
72H	1,75 [0,89 ;2,61]	0,01 [0,014 ; 0,02]	0,06 [0,03 ; 0,11]

Tableau 72: Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L2 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,07 [1,75 ;2,40]	0,03 [0,02 ; 0,18]	0,10 [0,08 ; 0,12]
48H	2,12 [0,69 ;3,55]	0,02 [0,01 ; 0,09]	0,07 [0,03 ; 0,16]
72H	2,42 [-0,19 ;5,05]	0,02 [0,10 ; 0,06]	0,05 [0,02 ; 0,17]

Tableau 73: Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L3 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,67 [-0,48 ;3,84]	0,04 [0,02 ; 0,06]	0,13 [0,01 ; 0,89]
48H	1,67 [1,45 ;1,89]	0,02 [0,01; 0,024]	0,09 [0,07 ; 0,11]
72H	1,95 [-1,77 ;5,68]	0,02 [0,009 ;0,03]	0,06 [0,004 ; 0,09]

Tableau 74: Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L4 de *Cx. pipiens*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,28 [-3,28 ;8,46]	0,05 [0,01 ; 0,12]	0,10 [0,05 ; 1,923]
48H	1,72 [-0,34 ;3,78]	0,02 [0,008 ; 0,05]	0,09 [0,04 ; 0,13]
72H	1,84 [-0,16 ;3,84]	0,02 [0,009 ; 0,04]	0,08 [0,02 ; 0,10]

3.3.3. Toxicité des extraits aqueux des plantes à l'égard de *Culiseta longiareolata*

3.3.3.1. Plantes médicinales

***Daphne gnidium*:** La toxicité de l'extrait aqueux de *D. gnidium* a été testée sur les quatre stades larvaires de *Cs. longiareolata*. Après 24h de traitement on a constaté que l'activité de déplacement des larves s'est affaiblie. La mortalité des spécimens survient selon le temps d'exposition (24h, 48h et 72 h), et en fonction des concentrations (0.09 g/l, 0.18 g/l, 0.3 g/l).

D. gnidium c'est avéré plus efficace contre les premiers stades larvaires avec une CL50 de 24h plus faible 0,15 g/l par rapport aux autres stades **Tableaux (75, 76, 77, 78)**.

Tableau 75: Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (Traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,81 [-1,44 ;5,06]	0,15 [0.06 -0.35]	0,52 [0,11 -0,86]
48H	1,58 [-2,67 ;5,83]	0,12 [0.03 -0.4]	0,49 [0,015 -1,60]
72H	1,26 [-2,99 ;5,53]	0,09 [0.01 -0.13]	0,56 [0,004 -0,74]

Tableau 76: Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités).

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,36 [-2,20 ;4,94]	0,16 [0.08 -0.56]	5,77 [0,060-14,37]
48H	1,24 [-1,58 ;4,06]	0,12 [0.03 -0.41]	0,86 [0,013-5,46]
72H	0,86 [-4,85 ;6,68]	0,07 [0.03-0.18]	0,54 [0,031-0,95]

Tableau 77: Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités).

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,14 [0,38 ;1,90]	0.18 [0.13 -0.24]	1,24 [0,32 -4,78]
48H	1,20 [0,60 ;1,81]	0.13 [0.10 -0.17]	0,81 [0,69 -1,91]
72H	1,34 [-2,14 ;4,83]	0.12 [0.02 -0.46]	0,60 [0,013 -0,77]

Tableau 78: Dose létales du *D. gnidium* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,60 [-0,01 ;3,23]	0.21 [0.13 -0.34]	0,85 [0,17 -4,09]
48H	1,57 [-0,05 ;3,20]	0.15 [0.09 -0.5]	0,62 [0,14 -2,69]
72H	1,46 [-0,82 ;3,74]	0.13 [0.06 -0.29]	0,62 [0,06 -6,10]

***Ricinus communis*:** L'extrait aqueux du *R. communis* a été testé sur les quatre stades larvaires de *Cs. longiareolata*. Les individus traités ont changé d'activité, leurs mouvements sont devenus longs et leur corp a changé de couleur (Blanchissement) suivie par la mort des spécimens. Le pourcentage de mortalité a été déterminé en fonction des différentes concentrations du *R. communis* (0.06 g/l, 0.12 g/l, 0.2 g/l) et le temps de traitement (24h, 48h et 72 h).

En ce qui concerne les extraits de *R. communis*, on observe que le premier stade larvaire étaient plus sensibles à cet extrait de plante avec concentration létale CL50 plus faible 0,08 g/l après 24h par rapport à autres stades **Tableaux (79, 80, 81, 82)**.

Tableau 79: Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,04 [-0,51 ;2,52]	0.08 [0.05 -0.22]	0,93 [0,034 -25,64]
48H	0,44 [-2,93 ;3,81]	0.03 [0.02. 0.08]	5,56 [2,7 -10,17]
72H	0,47 [-6,13 ;7,07]	0.02 [0.01 -0.08]	2,57 [0,07 -4,23]

Tableau 80: Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L2 de *Cs.longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,30 [-2,49 ;5,10]	0.09 [0.02 -0.12]	0,51 [0,004-0,59]
48H	1,61 [-1,72 ;4,96]	0.07 [0.02 -0.10]	0,28 [0,022 -0,36]
72H	1,73 [1,67 ;1,78]	0.06 [0.05 -0.09]	0,21 [0,20 -0,22]

Tableau 81: Dose létales du *R.communis* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,29 [1,88 ;2,69]	0.11 [0.05 -0.12]	0,30 [0,25 -0,36]
48H	2,19 [-0,03 ;4,42]	0.10 [0.06 -0.15]	0,27 [0,09 -0,78]
72H	1,81 [-2,45 ;6,09]	0.09 [0.03 -0.17]	0,30 [0,018 -4,95]

Tableau 82: Dose létales du *R. communis* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,13 [-2,07 ;6,34]	0.12 [0.05 -0.20]	0,33 [0,038 -2,98]
48H	2,05 [-3,57 ;7,68]	0.09 [0.02 -0.19]	0,27 [0,014 -0,52]
72H	2,18 [-0,22 ;4,59]	0.08 [0.05 -0.13]	0,23 [0,076 -0,70]

***Thymus vulgaris*:** Après traitement à l'extrait aqueux de *T. vulgaris* sur les différents stades larvaires de *Cs. longiareolata*, l'activité diminue et la mort survient, pendant les différents temps d'exposition. Le pourcentage de mortalité après traitement a été déterminé en fonction des différentes concentrations *T. vulgaris* (0.0225 g/l, 0.045 g/l, 0.09 g/l) et le temps de traitements (24, 48 et 72 h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales après 24, 48 et 72h.

Les résultats mentionnés dans les suivants tableaux, elles montrent que les stades plus jeunes (L1, L2) étaient plus sensibles aux extraits de *T. vulgaris* avec des concentrations létales de CL50 plus faible 0,03 g/l après 24h que les stades les plus âgés **Tableaux (83, 84, 85, 86)**.

Tableau 83: Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,78 [-12,18 ;17,74]	0.03 [0.01 -0.50]	0,08 [0,005 -1,42]
48H	2,40 [-2,88 ;7,69]	0.03 [0.01 -0.08]	0,07 [0,009 -0,63]
72H	2,59 [0,21 ;4,97]	0.02 [0.01-0.04]	0,06 [0,03 -0,15]

Tableau 84: Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,71 [-8,65 ;12,08]	0.03 [0.01 -0.07]	0,13 [0,03 -3,77]
48H	1,73 [-5,78 ;9,25]	0.03 [0.01 -0.11]	0,11 [0,05 -2,63]
72H	1,88 [-2,72 ;6,49]	0.02 [0.01 -0.09]	0,09 [0,005 -1,49]

Tableau 85: Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,00 [-1,74 ;5,74]	0.04 [0.01 -0.10]	0,12 [0,01 -1,18]
48H	1,72 [-2,11 ;5,56]	0.03 [0.01 -0.09]	0,13 [0,07 -2,34]
72H	1,83 [1,15 ;2,52]	0.03 [0.02 -0.08]	0,10 [0,06 -0,16]

Tableau 86: Dose létales du *T. vulgaris* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,90 [-1,27 ;5,07]	0,04 [0.02 -0.09]	0,15 [0,01 -1,32]
48H	0,81 [-4,72 ;6,36]	0,06 [0.03 -0.12]	0,94 [0,14 -2,25]
72H	1,61 [-0,72 ;3,96]	0,03 [0.01 -0.06]	0,15 [0,02 -1,14]

3.3.3.2. Plante toxiques

Geranium rose: Les quatre stades larvaires (L1, L2, L3 et L4) de *Cs. longiareolata* traités à l'extrait aqueux du *G. rose* ont montré les mêmes symptômes précédemment observés (Activité faible suivie par la mort). L'effet toxique de *G. rose* a été exprimé selon les différentes concentrations (0.03 g/l, 0.06 g/l, 0.12 g/l) et le temps de traitements (24, 48 et 72 h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales après 24, 48 et 72h.

En ce qui concerne les extraits de *G. rose*, on observe que le premier stade larvaire étaient plus sensibles à cet extrait de plante avec de concentrations létales CL50 plus faible 0,04 g/l après 24h que les autres stades **Tableaux (87, 88, 89, 90)**.

Tableau 87: Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,86 [-2,07 ;5,80]	0,04 [0,01; 0,13]	0,15 [0,01 ; 2,08]
48H	1,81 [-2,61 ;6,23]	0,04 [0,01 ; 0,13]	0,14 [0,007 ; 2,74]
72H	1,79 [-2,90 ;6,50]	0,03 [0,01 ; 0,12]	0,12 [0,006 ;2,42]

Tableau 88: Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,74 [1,48 ;2,00]	0,05 [0,02 ; 0,06]	0,20 [0,16 ; 0,24]
48H	1,77 [-1,65 ;5,21]	0,04 [0,01 ; 0,12]	0,16 [0,14 ; 0,18]
72H	1,91 [-1,33 ;5,15]	0,04 [0,01 ; 0,09]	0,13 [0,19 ; 0,97]

Tableau 89: Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,21 [0,64 ;1,77]	0,08 [0,06 ; 104,1]	0,49 [0,18 ; 1,28]
48H	1,42 [0,68 ;2,17]	0,05 [0,04 ; 73,34]	0,26 [0,11 ; 0,60]
72H	1,54 [0,07 ;3,01]	0,04 [0,02 ; 77,42]	0,19 [0,05 ; 0,76]

Tableau 90: Dose létales du *G. rose* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,32 [-4,40 ;9,06]	0,05 [0,01 ; 0,18]	0,13 [0,07 ; 2,62]
48H	2,65 [-7,57 ;12,88]	0,04 [0,02 ; 0,20]	0,10 [0,03 ; 3,17]
72H	2,38 [-5,47 ;10,24]	0,04 [0,01 ; 0,16]	0,10 [0,04 ; 2,46]

Cigue maculée (les fleurs) : L'extrait aqueux du *C. maculée* a été appliqué sur les quatre stades larvaires de l'espèce de moustique *Cs. longiareolata*. L'activité diminue et la mort survient, pendant les différents temps d'exposition. Le pourcentage de mortalité a été déterminé en fonction des différentes concentrations du *C. maculée* (0,0225 g/l, 0,045 g/l, 0,09 g/l) et le temps de traitement (24h, 48h et 72 h). Les différentes concentrations létales ont été établies selon le logiciel statistique PRISME 6 et à partir des mortalités corrigées, on a donc déterminé la CL 50 et la CL90, ainsi que leurs limites fiduciales après 24h, 48h et 72h et le Slopp .

Le premier stade larvaire est le stade le plus sensible à cet extrait de plante avec CL50 (24H) plus faible 0,03 g/l que la deuxième, troisième et quatrième stades larvaires étaient de CL50 (24H) 0,04 g/l, 0,05 g/l, 0,05 g/l respectivement **Tableaux (91, 92, 93, 94)**.

Tableau 91: Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%) ; Slope ; temps d'exposition (heures); N : 60 individus (traités) :

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,23 [1,47 ;2,99]	0,03 [0,004 ;0,04]	0,09 [0,06 ;0,18]
48H	2,37 [2,28 ;2,45]	0,033 [0,002 ;0,039]	0,08 [0,04 ; 0,15]
72H	2,35 [-0,25 ;4,99]	0,034 [0,002 ;0,036]	0,07 [0,02 ; 0,12]

Tableau 92: Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,94 [0,25 ;3,63]	0,04 [0,02 ;0,06]	0,12 [0,04 ; 0,36]
48H	2,11 [0,82 ;3,39]	0,03 [0,02 ;0,04]	0,09 [0,01 ; 0,18]
72H	2,01 [-2,07 ;6,13]	0,03 [0,01 ;0,07]	0,08 [0,01 ; 0,12]

Tableau 93: Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,98 [-2,90 ;6,86]	0,05 [0,01 ; 0,16]	0,15 [0,12 ; 0,26]
48H	2,18 [0,90 ;3,47]	0,03 [0,009 ; 0,05]	0,10 [0,06 ; 0,19]
72H	2,21 [0,41 ;4,01]	0,03 [0,007 ; 0,04]	0,08 [0,03 ; 0,13]

Tableau 94: Dose létales du *C. maculée* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,86 [-0,08 ;5,81]	0,05 [0,02 ;0,9]	0,17 [0,10 ; 0,37]
48H	1,92 [0,52 ;3,33]	0,03 [0,01 ; 0,07]	0,11 [0,08 ; 0,22]
72H	1,90 [0,35 ;3,45]	0,03 [0,01 ; 0,06]	0,10 [0,06 ; 0,15]

***Ruta graveollen* (Rue fétide)** : Après traitement à l'extrait aqueux de *R. graveollen* sur les différents stades larvaires de *Cs.longiareolata*, les individus ont montré une faible activité, suivie par la mort des spécimens pendant les différents temps d'exposition. Le pourcentage de mortalité après traitement a été déterminé en fonction des différentes concentrations *R. graveollen* (0,015 g/l, 0,03 g/l, 0,06 g/l) et le temps de traitements (24h, 48h et 72 h). Les différentes concentrations létales 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales après 24h, 48h et 72h.

En ce qui concerne les extraits de *R. graveollen*, on observe que les trois premier stade larvaires (L1, L2, L3) étaient plus sensibles à cet extrait de plante avec des concentrations létales CL50 plus faible 0,02 g/l après 24h **Tableaux (95, 96, 97, 98)**.

Tableau 95: Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L1 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,17 [-1,63 ;5,99]	0,02 [0,01 ; 0,04]	0,06 [0,04 ; 0,09]
48H	2,05 [-0,49 ;4,61]	0,01 [0,008 ; 0,03]	0,05 [0,03 ; 0,08]
72H	2,03 [1,69 ;2,37]	0,01 [0,006 ; 0,02]	0,05 [0,01 ; 0,07]

Tableau 96: Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L2 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	1,87 [0,59 ;3,15]	0,02 [0,01 ; 0,08]	0,08 [0,05 ; 0,1]
48H	1,80 [0,63 ;2,96]	0,02 [0,009 ;0,06]	0,06 [0,03 ; 0,09]
72H	2,33 [1,54 ;3,12]	0,01 [0,007 ; 0,04]	0,04 [0,01 ; 0,06]

Tableau 97: Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L3 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (g/l); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (g/l)	cl90 95% FL (g/l)
24H	2,33 [1,36 ;3,29]	0,02 [0,01 ; 0,03]	0,07 [0,04 ; 0,11]
48H	2,11 [1,26 ;2,96]	0,02 [0,009 ;0,03]	0,06 [0,03 ; 0,10]
72H	2,10 [1,79 ;2,41]	0,01 [0,008 ; 0,02]	0,05 [0,02 ; 0,07]

Tableau 98: Dose létales du *R. graveollen* après application orale sur les larves L4 de *Cs. longiareolata*. Concentrations létales CL50 et CL90 (ml); limites fiduciales (95%); Slope; temps d'exposition (heures); N: 60 individus (traités):

Temps	Slope	cl50 95% FL (ml)	cl90 95% FL (ml)
24H	1,69 [0,64 ;2,74]	0,03 [0,02 ; 0,04]	0,13 [0,05 ; 0,3]
48H	1,72 [1,37 ;2,06]	0,02 [0,01 ; 0,03]	0,10 [0,07 ; 0,13]
72H	1,95 [1,02 ;2,88]	0,01 [0,009 ; 0,02]	0,07 [0,04 ; 0,12]

3.3.3. Analyse statistique de la variance des résultats de la toxicité des extraits aqueux des plantes

3.3.3.1. Test de la variance à deux critères de classification (Doses, stades) à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens*

Une étude comparative par le test ANOVA à deux critères de classification (AV2) des moyennes de mortalité corrigée (doses, stades), l'analyse avec le facteur doses a révélé une différence très hautement significative ($p \leq 0,000$) pour les six plantes à l'égard des larves de *Cx. pipiens* exceptionnellement *D. gnidium* après 24H et 72H a été hautement significative ($p < 0,01$). Cependant le facteur stade, *D. gnidium* montre qu'il y a une différence non significative ($P > 0,05$) après 24, 48H et significative ($P < 0,05$) après 72H. L'analyse statistique concernant la plante *R. Communis* la différence était significative ($P < 0,05$) après 24, 72H et très hautement significative ($p \leq 0,000$) après 48H. Par contre l'extrait de *T. vulgaris* et *G. rose* ont présenté une différence non significative ($P > 0,05$) après les trois temps d'exposition. La plante *C. maculée* a présenté une différence hautement significative ($p < 0,01$) après 24H et significative ($P < 0,05$) après 48 et 72H. Alors *R. graveollen* a présenté une différence non significative ($P > 0,05$) après 24, 48H et significative ($P < 0,05$) après 72H (Tableau 99).

Tableau 99: Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification modèle fixe de la comparaison du temps (24h, 48h, 72h), entre les trois doses de six plantes à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens*. Valeur de P.

plantes	Doses			Stades		
	24h	48h	72h	24h	48h	72h
<i>D. gnidium</i>	0,032*	0,000***	0,037*	0,108 NS	0,398 NS	0,011*
<i>R. communis</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,021*	0,000***	0,039*
<i>T. vulgaris</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,075 NS	0,151 NS	0,091 NS
<i>G. rose</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,889 NS	0,944 NS	0,819 NS
<i>C. maculée</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,004**	0,014*	0,022*
<i>R. graveollen</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,304 NS	0,190 NS	0,033*

3.3.3.2. Test ANOVA à deux critères de classification (AV2) (Doses, stades) à l'égard des quatre stades larvaires de *Cs. longiareolata* :

On a appliqué le test ANOVA à deux critères de classification (AV2) sur les moyennes de la mortalité corrigée de *Cs. longiareolata* testé par l'extrait de six plantes. En ce qui concerne le facteur doses les différences sont très hautement significatives ($p \leq 0,000$) pour l'extrait de six plantes après les trois temps d'exposition. Cependant le facteur stade, on ce qui concerne le *D. gnidium* présente une différence non significative pour les temps d'exposition sauf après 48H est très hautement significative. *R. communis* montre qu'il y a une différence non significative ($P > 0,05$) après 24 et 72H et significative ($P < 0,05$) après 48H. Alors *T. vulgaris* présente une différence très hautement significative ($p \leq 0,000$) après 24, est significative ($P < 0,05$) après 48H et hautement significative ($p < 0,01$) après 72H. Par contre *G. rose* présente une différence significative ($P < 0,05$) après 24, 72H et non significative ($P > 0,05$) après 48H. La plante *C. maculée* présente une différence très hautement significative ($p \leq 0,000$) après 24H, significative ($P < 0,05$) après 48H et non significative ($P > 0,05$) après 72H. Alors *R. graveollen* présente une différence très hautement significative ($p \leq 0,000$) après 24H, 48H et significative ($P < 0,05$) après 72H (**Tableau 100**).

Tableau 100: Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification modèle fixe de la comparaison du temps (24h, 48h, 72h), entre les trois doses de six plantes à l'égard des quatre stades larvaires de *Cs. Longiareolata*. Valeur de P.

plantes	Doses			Stades		
	24h	48h	72h	24h	48h	72h
<i>D. gnidium</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,099 NS	0,000***	0,175 NS
<i>R. communis</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,084 NS	0,021*	0,006**
<i>T. vulgaris</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,011*	0,004**
<i>G. rose</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,012*	0,106 NS	0,033*
<i>C. maculée</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,025*	0,441 NS
<i>R. graveollen</i>	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,012*

3.3.3.2. Test ANOVA à deux critères de classification (AV2) (Temps, doses) à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens*

Les résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification (Dose, temps) mentionné dans le **tableau 101**. Concernant le facteur temps, *D. gnidium* présente une différence très hautement significatives ($p \leq 0,000$) pour les premier stades (L1, L2), significative ($P < 0,05$) pour L3 et hautement significative ($p < 0,01$) pour le dernier stade. La plante *R. communis* présente une différence très hautement significative ($p \leq 0,000$) pour les quatre stades larvaires. La comparaison au niveau de *T. vulagaris* révèle une différence hautement significative ($p < 0,01$) pour L1, L4, concernant les L2 et L3 est non significative ($P > 0,05$). Par contre la différence au niveau de *G. rose* est hautement significative ($p < 0,01$) pour L1, très hautement significative ($p \leq 0,000$) pour L2, L4 et non significative ($P > 0,05$) pour L3. Alors *C. maculée* montre qu'il ya une différence significative ($P < 0,05$) pour L1 et très hautement significative ($p \leq 0,000$) pour les autres stades. La plante *R. graveollen* révèle une différence très hautement significative ($p \leq 0,000$) pour les trois premiers stades et significative ($P < 0,05$) pour L4. En ce qui concerne le facteur dose, les différences révèlent très hautement significative ($p \leq 0,000$) pour les six plantes à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens*, exceptionnellement la plante *D. gnidium* présente une différence hautement significative ($p < 0,01$) pour L2 et non significative ($P > 0,05$) pour L3 et L4.

Tableau 101: Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification modèle fixe de la comparaison du stade de *Cx. pipiens*.(L1, L2, L3, L4), entre les trois doses de six plantes et les trois temps d'exposition. Valeur de P.

Facteur	Temps				Dose			
	L1	L2	L3	L4	L1	L2	L3	L4
<i>D.gnidium</i>	0,000***	0,000***	0,035*	0,001**	0,000***	0,005**	0,675 NS	0,127 NS
<i>R.communis</i>	0,000***	0,000***	0,001**	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***
<i>T.vulgaris</i>	0,001**	0,124 NS	0,088 NS	0,004**	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***
<i>G. rose</i>	0,002**	0,000***	0,071NS	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***
<i>C. maculée</i>	0,011*	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***
<i>R.graveollen</i>	0,000***	0,000***	0,003**	0,031*	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***

3.3.3.3. Test ANOVA à deux critères de classification (AV2) (Temps, doses) a l'égard des quatre stades larvaires de *Cs. longiareolata*

Les résultats des moyennes de mortalité corrigée, obtenus à partir des différents tests réalisés à l'égard de *Cs. longiareolata*, ont été analysés par le test ANOVA à deux critères de classification (AV2). L'étude comparative de la toxicité de *D.gnidium* concernant le facteur temps, on a obtenu une différence hautement significative ($p < 0,01$) pour L1 et L2, et pour L3 et L4 elle était non significative ($P > 0,05$). Par contre la toxicité de *R.communis* été très hautement significative ($p \leq 0,000$) pour les quatre stades larvaire. L'extrait aqueux de *T.vulgaris* a présenté une différence non significative ($P > 0,05$) pour les deux premiers stades (L1, L2) et significative ($P < 0,05$) pour les deux derniers stades. La toxicité de *G. rose* a été significative ($P < 0,05$) pour les trois premiers stades et hautement significative ($p < 0,01$) pour le dernier stade. Les deux extraits *C. maculee* et *R.graveollen* révèlent une différence hautement significative ($p < 0,01$) pour L1 et très hautement significative ($p \leq 0,000$) pour L4.

Les résultats de cette analyse statistique nous a permis de conclure, que le facteur dose a révélé une différence très hautement significative ($p \leq 0,000$) pour les six plantes, à l'égard des quatre stades larvaires de *Cs. Longiareolata* (**Tableau 102**). Par rapport au facteur temps, l'espèce a réagi différemment, présentant ainsi les trois catégories de différences.

Tableau 102: Résultats de l'analyse de la variance à deux critères de classification modèle fixe de la comparaison du stade de *Cs. Longiareolata* (L1, L2, L3, L4), entre les trois doses de six plantes et les trois temps d'exposition. Valeur de P.

Facteur	Temps				Dose 2			
	L1	L2	L3	L4	L1	L2	L3	L4
<i>D.gnidium</i>	0,011**	0,009**	0,086 NS	0,007**	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***
<i>R.communis</i>	0,008**	0,000***	0,003**	0,000***	0,001***	0,000***	0,000***	0,000***
<i>T.vulgaris</i>	0,162 NS	0,060 NS	0,011*	0,028*	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***
<i>G. rose</i>	0,013*	0,035*	0,015*	0,007**	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***
<i>C. maculée</i>	0,002**	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***
<i>R.graveollen</i>	0,002**	0,002**	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***	0,000***

3.3.3.1. Test ANOVA à trois voies (Concentrations, extraits, espèces de moustiques) pour chaque stade larvaire et temps d'exposition.

Les données sur l'activité toxicologique des extraits aqueux des six plantes à l'égard des deux espèces de moustiques ont subi une analyse de la variance à trois facteurs (Concentrations, extraits de plantes, espèces de moustiques). Les résultats du test (ANOVA) sont récapitulés dans le **tableau 103**. Ils ont révélé une différence très hautement significative ($P < 0,001$) pour le facteur concentrations concernant tous les stades et les temps d'exposition. Suivant le même test d'analyse, les deux espèces de moustique sont présentés une différence non significative ($P > 0,05$), à l'exception des stades larvaires L1 et L2 après 24 H; L 2 après 48H et L4 après 72H qui ont présenté une différence très hautement significative ($P < 0,001$). Cependant le facteur plante a révélé une différence non significative ($P > 0,05$) pour les larves L3 après 24H et 72H. D'autre part les extraits aqueux des six plantes ont révélé une différence significative ($P < 0,05$) contre les stades larvaires L1 après 72H et L4 après 24H. L'analyse a présenté une différence hautement significative ($p < 0,01$) à l'égard du deuxième stade larvaire après 24H et L1 et L3 après 48H. Cependant les stades L1 après 24H; L2 et L4 après 48H et 72h ont présenté une différence très hautement significative.

Tableau 103: ANOVA à trois voies (concentrations, extraits aqueux des six plantes, espèces de moustiques) pour chaque stade larvaire et temps d'exposition: valeur P des différents facteurs considérés, Fobs: valeur F de Fisher.

Stade/ Temps	Concentrations		Espèces		Plantes	
	Fobs	P	Fobs	P	Fobs	P
Larve 1-24 H	456,58	0,000***	47,82	0,000***	4,84	0,001***
Larve 2-24 H	482,14	0,000***	29,84	0,000***	3,63	0,006**
Larve 3-24 H	195,95	0,000***	2,44	0,122 NS	1,36	0,248 NS
Larve 4-24 H	328,18	0,000***	0,88	0,352 NS	2,38	0,047*
Larve 1-48 H	305,27	0,000***	0,43	0,514 NS	3,58	0,006**
Larve 2-48 H	297,89	0,000***	8,68	0,000***	5,99	0,000***
Larve 3-48 H	196,00	0,000***	0,35	0,554 NS	3,41	0,008**
Larve 4-48 H	327,54	0,000***	0,02	0,898 NS	8,03	0,000***
Larve 1-72 H	204,99	0,000***	0,51	0,476 NS	3,16	0,012*
Larve 2-72 H	341,54	0,000***	0,09	0,768 NS	8,13	0,000***
Larve 3-72 H	152,69	0,000***	0,03	0,859 NS	1,81	0,118 NS
Larve 4-72 H	300,92	0,000***	13,27	0,000***	10,92	0,000***

3.4. Toxicité du *Bti*

3.4.1. Toxicité du *Bti* à l'égard des larves de *Culex pipiens*

Les larves traitées par la CL50 du *Bti* évaluée à 350 µl qui a été déterminée par Mansouri, (2015) ont montré une faible activité suivie par la mort et le noircissement du corp. Le pourcentage de mortalité après traitement a été déterminé en fonction du temps de traitements (24h, 48h et 72 h) Tableaux (104, 105, 106, 107).

Le taux de mortalité a augmenté en fonction des temps d'exposition. Le premier stade est le plus sensible au *Bti* que les autres stades (Fig. 95, 96, 97, 98).

Tableau 104: Effet de *B.t.i.* (CL50) sur le premier stade larvaire de *Cx. pipiens* N: 60 individus (Traités):

Temps/Rép	Tém	R1	R2	R3
24H	5	90	75	85
48H	15	90	80	95
72H	30	95	90	100
M±S	16,66± 12,58	91,66±2,88	81,66±7,63	93,33±7,63

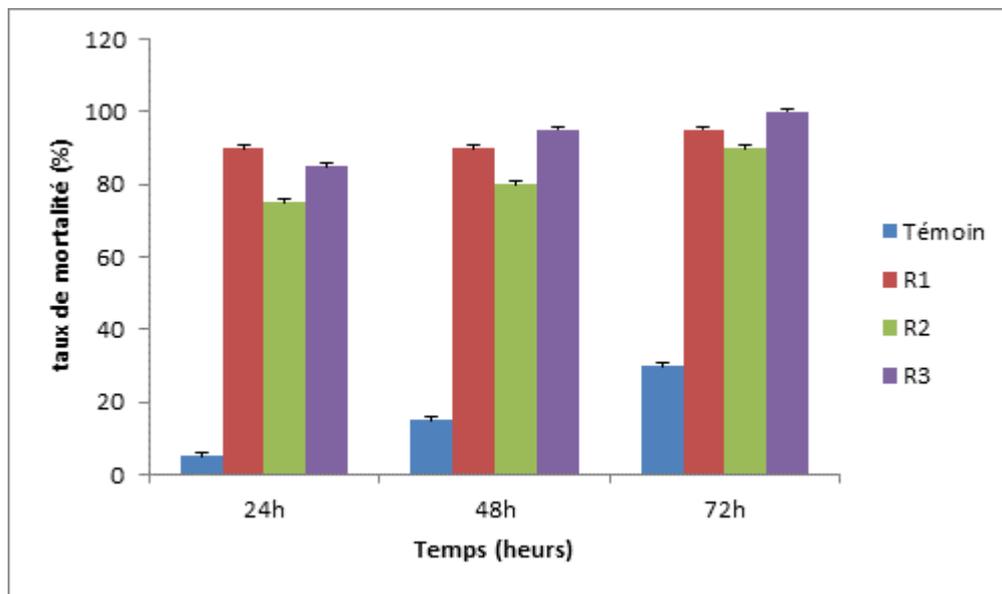


Fig. 95: Effet de la CL50 du *Bti* sur les L1.

Tableau 105: Effet de *B.t.i* (CL50) sur le deuxième stade larvaire de *Cx. pipiens* N: 60 individus (Traités):

Temps/Rép	Tém	R1	R2	R3
24H	10	55	70	55
48H	10	85	80	75
72H	10	95	95	90
M±S	10± 0	78,33±12,81	81,66±12,58	73,33±17,55

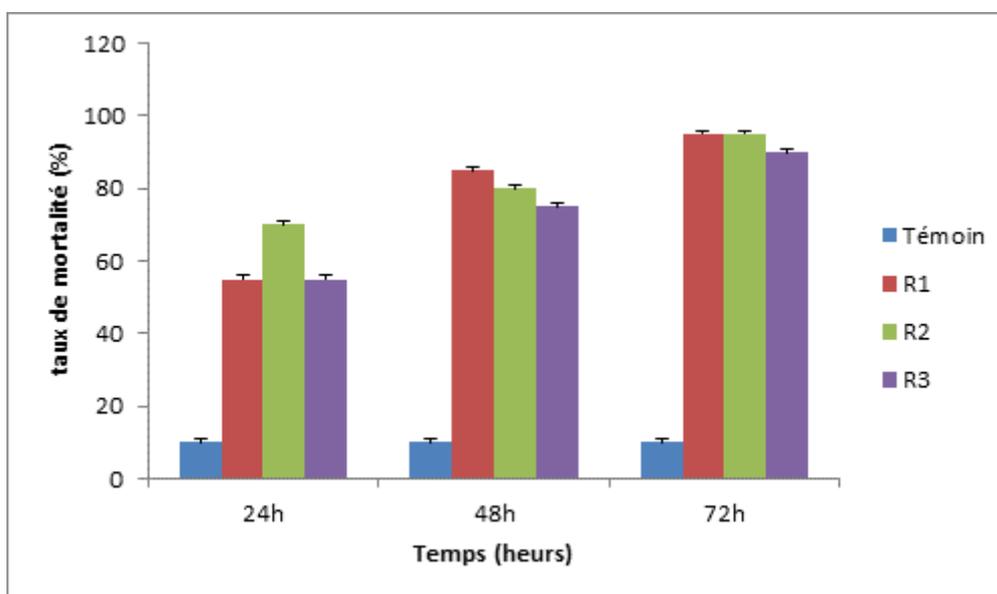


Fig. 96: Effet de la CL50 du *Bti* sur les L2.

Tableau 106: Effet de *B.t.i* (CL50) sur le troisième stade larvaire de *Cx. pipiens* N: 60 individus (Traités):

Temps/Rép	Tém	R1	R2	R3
24H	0	25	25	20
48H	5	50	45	35
72H	10	60	60	40
M±S	5± 5	45±18,02	43,33±13,22	31,66±10,40

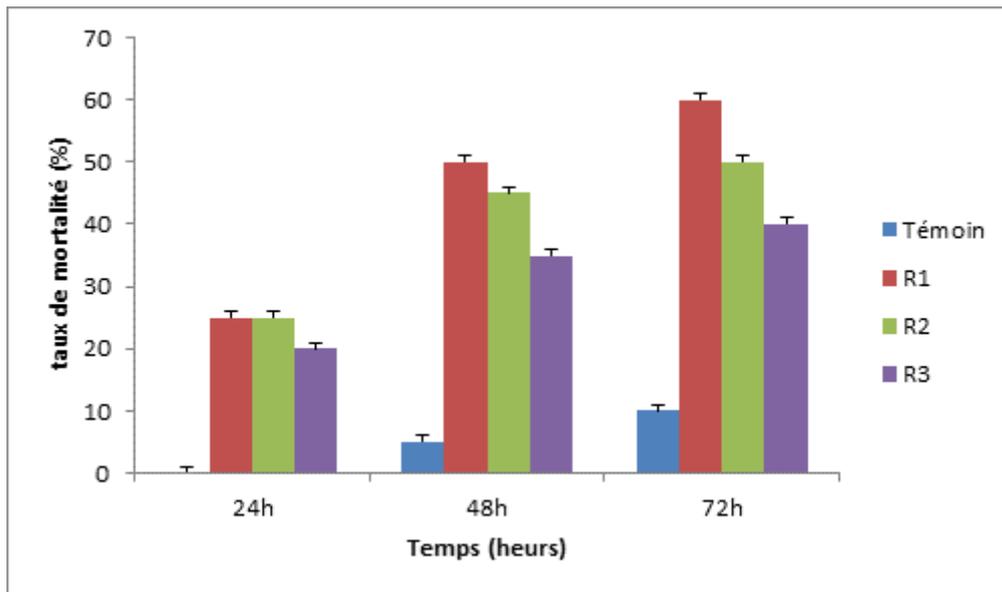


Fig. 97: Effet de la CL50 du *Bti* sur les L3.

Tableau 107: Effet de *B.t.i* (CL50) sur le quatrième stade larvaire de *Cx. pipiens* N: 60 individus (Traités):

Temps/Rép	Tém	R1	R2	R3
24H	0	35	40	60
48H	0	70	65	60
72H	5	75	75	65
M±S	1,66± 2,88	60±21,79	60±18,02	61,66±2,88

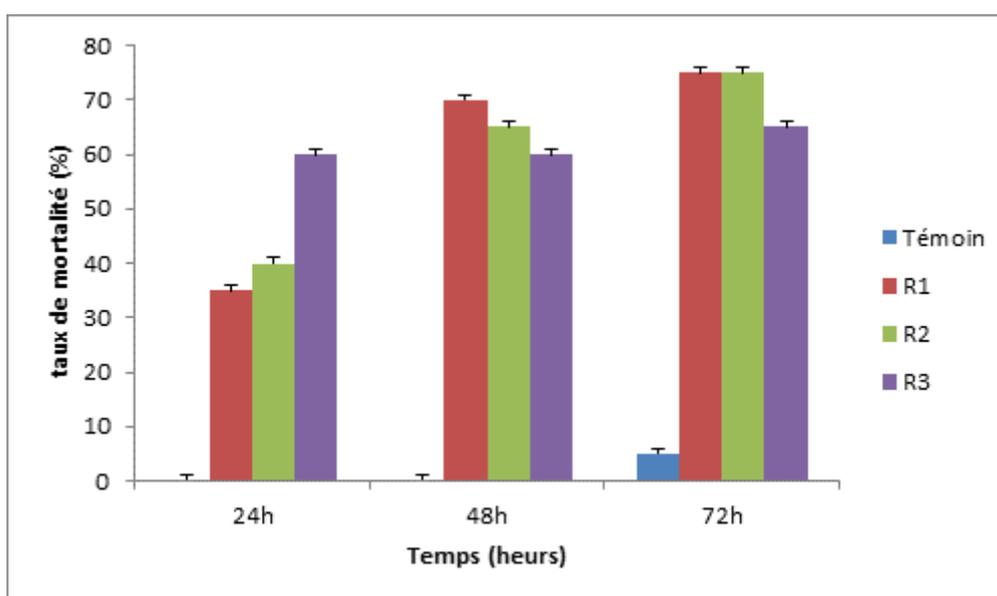


Fig. 98: Effet de la CL50 du *Bti* sur les L4.

3.4.2. Toxicité du *Bti* à l'égard des larves de *Culiseta longiareolata*

Les larves de *Cs. longiareolata* traités au *Bti* ont présenté également une sensibilité traduite par une mortalité en fonction du temps. Le pourcentage de mortalité après traitement a été déterminé en fonction du temps de traitements (24h, 48h et 72 h) **Tableau (108, 109, 110, 111)**.

Le taux de mortalité est plus élevé chez le quatriième stade il présente donc le stade le plus sensible (**Fig. 99, 100, 101, 102**).

Tableau 108: Effet de *B.t.i* (CL50) sur le premier stade larvaire de *Cs. Longiareolata* N: 60 individus (Traités):

Temps/Rép	Tém	R1	R2	R3
24H	20	40	40	25
48H	30	60	65	40
72H	35	70	70	50
M±S	28,33±7,63	56,66±15,27	58,33±16,07	38,33±12,58

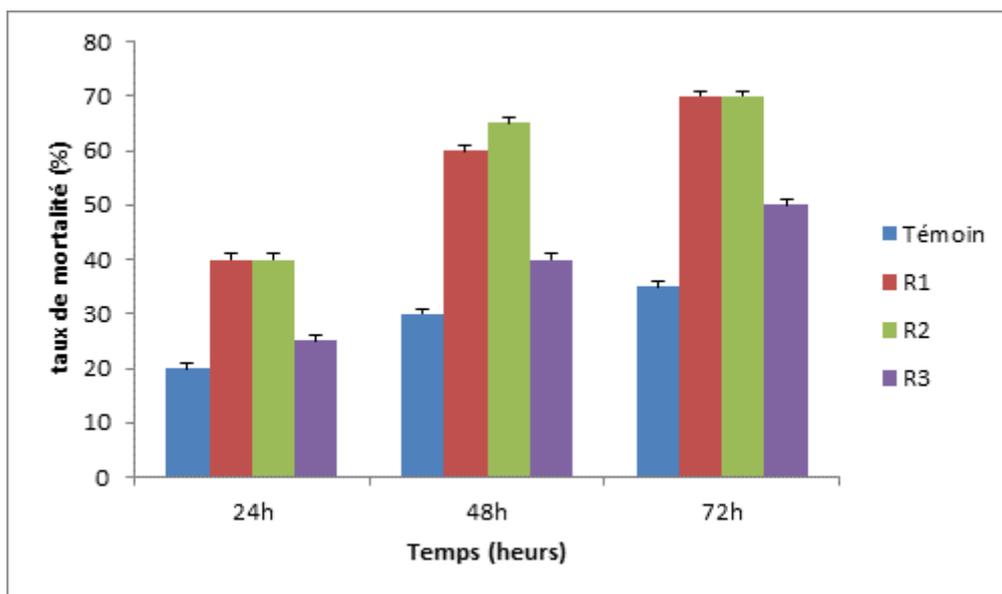


Fig. 99: Effet de la CL50 du *Bti* sur les L1 de *Cs. Longiareolata*.

Tableau 109: Effet de *B.t.i* (CL50) sur le deuxième stade larvaire de *Cs. Longiareolata* N: 60 individus (Traités):

Temps/Rép	Tém	R1	R2	R3
24H	10	35	40	25
48H	15	50	45	50
72H	20	65	50	60
M±S	15±5	50±15	45±5	45±18,02

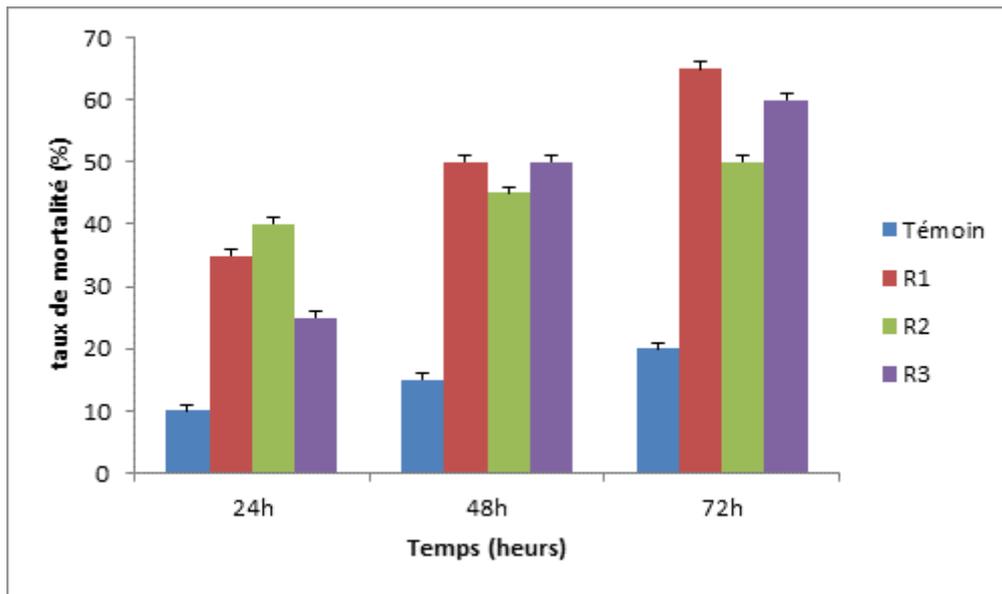


Fig. 100: Effet de la CL50 du *Bti* sur les L2 de *Cs. Longiareolata*.

Tableau 110: Effet de *B.t.i* (CL50) sur le troisième stade larvaire de *Cs. Longiareolata* N: 60 individus (Traités):

Temps/Rép	Tém	R1	R2	R3
24H	15	30	35	25
48H	30	60	55	45
72H	30	65	65	55
M±S	25±8,66	51,66±18,92	51,66±15,27	41,66±15,27

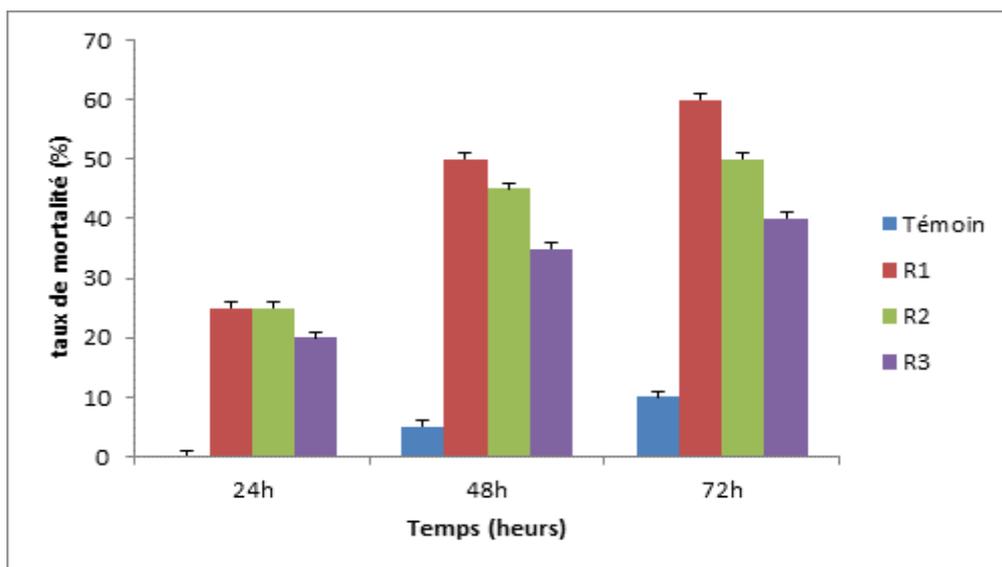


Fig. 101: Effet de la CL50 du *Bti* sur les L3 de *Cs. Longiareolata*.

Tableau 111: Effet de *B.t.i* (CL50) sur le quatrième stade larvaire de *Cs. Longiareolata* N: 60 individus (Traités):

Temps/Rép	Tém	R1	R2	R3
24H	10	50	45	35
48H	20	50	55	45
72H	25	60	65	50
M±S	18,33±7,63	53,33±5,77	55±10	43,33±7,63

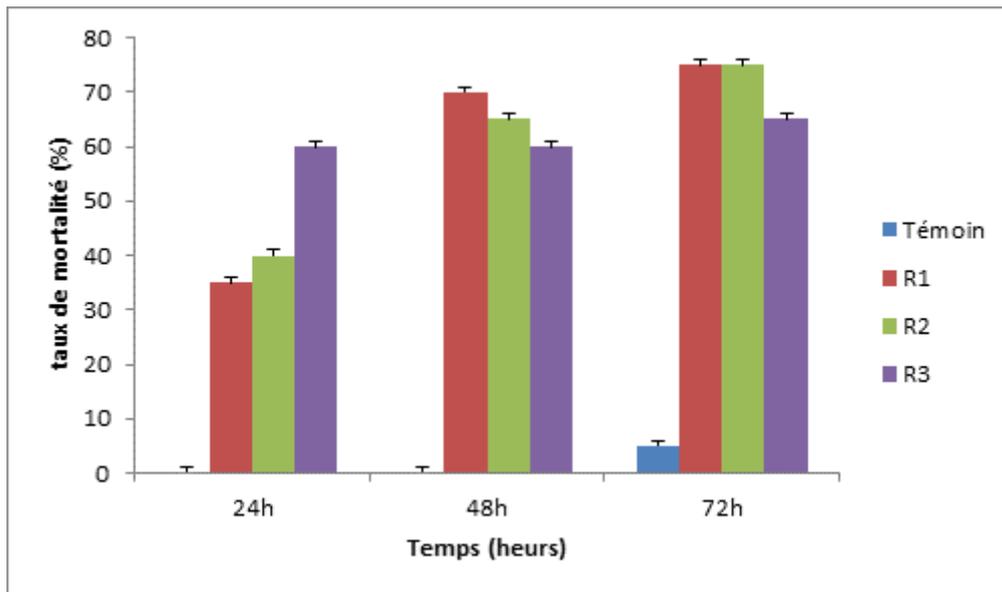


Fig. 102: Effet de la CL50 du *Bti* sur les L4 de *Cs. Longiareolata*.

3.4.3. Analyse statistique de la variance des résultats de la toxicité de *Bti*

3.4.3. 1. Test ANOVA à trois voies (Temps, stades, espèces de moustiques) et test de Tuckey

Les données toxicologiques du *Bti* à l'égard des deux espèces de moustiques, ont été soumises à une analyse de la variance à trois facteurs (Temps, stades, Espèces de moustiques). Les résultats du test ANOVA effectuées pour les trois facteurs considérés, sont résumés dans le **tableau 112**. Ils ont révélé une différence très hautement significative ($P < 0,001$) par rapport aux quatre stades larvaires, des deux espèces de moustiques, selon les temps d'exposition.

Le test de Tuckey a été utilisé pour déterminer les groupes de moyennes qui sont identiques ou en d'autres termes les groupes de mortalité qui sont aussi homogènes que possible, c'est-à-dire, la mortalité qui ont le même effet sur des moustiques. Les résultats du test de Tuckey, donnent 2 groupes de mortalité, sauf pour le facteur stade où il existe trois groupes. Le test nous permet de conclure que les trois facteurs ne sont pas identiques. En ce qui concerne le nombre de mortalité n'est pas égaux (**tableau 113**).

Tableau 112: ANOVA à trois voies (Temps, Stades, espèces de moustiques): valeur P des différents facteurs considérés, Fobs: valeur F de Fisher.

Facteurs	Temps		Stade		Espèces	
	Fobs	P	Fobs	P	Fobs	P
Mortalité	28,85	0,000*** AB	24,94	0,000*** ABC	163,48	0,000*** AB

Tableau 113: Test de Tuckey.

Facteurs	Moyenne de mortalité et groupes de moyennes	Nombre de groupes et moyennes de mortalité
Temps	59,1 52,5 38,2 <hr style="width: 100%; border: 1px solid blue;"/>	2
Stade	59,9 56,5 49,3 34,1 <hr style="width: 100%; border: 1px solid blue;"/>	3
Espèces	36,6 35,2 <hr style="width: 100%; border: 1px solid blue;"/>	2

4. DISCUSSION

4.1. Etude écologique et inventaire des Culicidae:

La conservation de la biodiversité passe obligatoirement par une parfaite connaissance de la distribution de la faune et de la flore. La classification Zoologique est l'arrangement hiérarchique des catégories taxonomiques en ordre naturel, c'est l'objet d'une discipline particulière: la systématique, qui repose sur un ensemble de principes et de règles constituant la taxonomie. La grande diversité observée dans la structure morphologique des règnes animaux et végétaux a conduit à les subdiviser en un certains nombres d'embranchements, Classes, Ordres et Familles. L'identification des individus se fait d'après des caractères morphologiques externes et fait donc appel à des clés dichotomiques, dont il faut connaître le principe et les modalités d'utilisation. La taxonomie est une discipline qui a pour principale objet la reconnaissance des espèces, de leurs caractéristiques et de leurs fonctions. Il s'agit donc d'une fonction essentiellement descriptive dont le but est de définir et de nommer l'espèce (Guitsevitch *et al.*, 1974). Un des buts de la taxonomie est évidemment de produire des outils qui permettent la reconnaissance des espèces, en l'occurrence des clefs d'identifications séquentielles qui sont le plus souvent dichotomiques (Alarie, 1990). On peut donc connaître les caractéristiques de toutes les espèces, leurs races et leurs familles.

L'identification d'espèces nécessite le plus souvent d'appréhender la diversité des arthropodes dans sa globalité et de raisonner au niveau des communautés. Cela implique la réalisation d'inventaires à des échelles plus ou moins grandes. Ainsi des inventaires sont réalisés sur divers groupes d'arthropodes (Moustiques, phlébotomes...) dans différents contextes écologiques. La famille des Culicidae présente une importance considérable de par le nombre d'espèces qu'elle comporte et d'autre part le rôle épidémiologique que jouent certains éléments de ces représentants. Cette dernière est l'un des soucis des scientifiques, dans ce contexte plusieurs travaux ont été réalisées dans le monde et selon le temps (Stone *et al.*, 1959; Theobald, 1901-1910; Guitsevitch *et al.*, 1974; Seguy, 1955; 1951a; 1951b) en Afrique (Senevet, 1954; 1958; 1960; 1966; Himmi & Trari, 2003) en Algérie a fait l'objet d'un grand nombre de travaux qui s'intéressent plus particulièrement à la systématique, la biochimie, la morphométrie, la lutte chimique et biologique. Dans la région d'Annaba des travaux de plusieurs auteurs ont été signalés (Bendali-Saoudi, 1989; Abouzeitoune, 1991; Laouabdia- Sellami, 1992; Rehim, 1993; Soltani *et al.*, 1999; Rehim & Soltani, 1999; Bendali-Saoudi *et al.*, 2001; Boudjellida *et al.*, 2005; Bendali-Saoudi, 2006; Berrezig, 2007; Boudjellida *et al.*, 2008; Tine-Djebbar & Soltani, 2008; Benmalek, 2010; Merabet-Nouri, 2010; Soltani *et al.*, 2010; Serradj, 2010; Bouaziz *et al.*, 2011; Rehim *et al.*, 2011; Djebbar-

Tine *et al.*, 2011; 2012; Bendali-Saoudi *et al.*, 2013; Amira *et al.*, 2013; Allouani, 2013; Djeghader *et al.*, 2013; 2014; Houari & Rehimi, 2014). Dans la région d'El Kala (Aouati, 2005; Bendali-Saoudi, 2006; Berrezig, 2007; Berrak, 2009; Tahraoui, 2012). Dans la région de Skikda (Boulkenafet, 2006; Merabet-Nouri, 2010; Boudemagh *et al.*, 2013). Dans la région de Constantine les travaux de (Berchi, 2000a; Messai *et al.*, 2011; Berchi *et al.*, 2012). Dans la région de Tébessa , Guelma et Oum El Bouagui (Hamaidia, 2004; 2014; Salmi, 2007; Bouaouina, 2008; Tine-Djebbar, 2009; Bouabida *et al.*, 2012; Bouaziz, 2012; Bendali *et al.*, 2013; Aissaoui, 2014; Oudainia, 2015). Dans la région de Biskra (Merabeti & Ouakid, 2011; Benhissen *et al.*, 2014). Dans la région Ouest du pays, des études bioécologiques ont été menées sur les moustiques de Tlemcen (Gourmala, 1991; Metge & Hassaine, 1998; Hassaine, 2002) et plus au Nord dans la région d'Alger et Tizi-Ouzou les travaux de (Lounaci, 2003; Lounaci & Doumandji, 2012) reste d'incontournables ouvrages.

La composition du peuplement Culicidien échantillonné dans notre région d'étude, révèle l'existence de deux sous familles: les Culicinae et les Anophelinae avec six genres: *Culex*; *Uranotaenia*; *Orthopodomyia*; *Culiseta* ; *Aedes*; *Anopheles* ; *Ochlerotatus*, et 12 espèces: *U. unguiculata* Edwards 1913; *Or. pulcripalpis* Rodani 1872; *Cx. pipiens* Linnaeus 1758; *Cx. laticinctus* Edwards 1913; *Cx. torrentium* Martini 1925; *Cs. glaphyoptera* Schiner 1864; *An. plumbeus* Stephens 1828; *An. maculipennis* Meigen 1818; *An. claviger* Meigen 1804; *An. sergentii* Theobald 1907; *Oc. atropalpus* Coquillett 1902; *Ae. aegypti* Linnaeus 1762.

Parmi les travaux réalisés sur la faune culicidienne d'Algérie, ceux de Senevet & Andrelli, (1960) réalisés dans la région d'Alger, qui ont recensé 27 espèces. De son côté Brunhes *et al.*, (2000), rapportent que la faune culicidienne d'Algérie est riche avec 48 espèces. Dans la région d'Annaba, les travaux de Bendali *et al.*, (2006) ont révélé la présence de 17 espèces appartenant à cinq genres. Cependant, les travaux de Benmalek, (2010) réalisés à Annaba et El Kala, révèlent l'existence de 11 espèces appartenant à 2 sous familles celle des Culicinae (*Cs. longiareolata*, *Cx. pipiens*, *U. unguiculata*, *Cx. theileri*, *Or. pulcripalpis*, *Cx. pusillus*, *Cx. laticinctus*, *Cs. ochroptera*) et celle des Anophelinae (*An. labbranchiae*, *An. sacharovi*, *An. algeriensis*). D'autre part, dans la région de Constantine, (Berchi, 2000b) a noté la présence de 7 espèces de Culicidae appartenant à 2 sous familles, les Anophelinae et les Culicinae, il s'agit de *Cx. pipiens*, *Cx. theileri*, *Cx. hortensis*, *Cs. longiareolata*, *An. Labbranchiae* et *U. unguiculata*. Par contre dans la région de Mila (Ouest de Constantine), l'inventaire réalisé par Messai *et al.*, (2011), ont noté la présence de 12 espèces de Culicidae appartenant à 2 sous familles, celle des Anophelinae et celle des Culicinae. Il s'agit de *Cx. pipiens*, *Cx. modestus*,

Cx. theileri, *Cx. hortensis*, *Cx. antennatus*, *Cx. laticinctus*, *Cx. deserticola*, *Cx. sp.*, *Cs. longiareolata*, *An. labranchiae*, *An. pharoensis* et *U. unguiculata*. D'autre part dans la région Ouest d'Algérie (Tlemcen), [Hassaine, \(2002\)](#) a noté la présence de 20 espèces de Culicidae. Alors que [Lounaci & Doumandji, \(2013\)](#) ont confirmé l'existence de 12 espèces, appartenant à deux sous familles: Anophelinae avec une seule espèce (*An. labranchiae*) et Culicinae représentée par 4 genres: le genre *Culex* est le plus abondant avec 8 espèces (*Cx. mimeticus*, *Cx. perexiguus*, *Cx. pipiens*, *Cx. theileri*, *Cx. modestus*, *Cx. hortensis*, *Cx. impudicus* et *Cx. territans*), le genre *Aedes* (*Ae. caspius*), le genre *Culiseta* (*Cs. longiareolata*) et enfin le genre *Uranotaenia* a renfermé une seule espèce: *U. unguiculata*.

Dans la région de Tébessa, [Djabbar, \(2009\)](#), a noté la présence de 10 espèces de Culicidae appartenant à une seule sous-famille celle des Culicinae; *Ad. caspius*, *Cx. pipiens*, *Cx. theileri*, *Cx. hortensis*, *Cx. perexiguus* et *Cx. laticinctus*, *Cs. longiareolata*, *Cs. Annulata* et *Cs. subochrea*. Alors que dans la même région (Tébessa) [Bouabida et al.,\(2012\)](#) a révèlè la présence de 9 espèces appartenant à une seule sou- famille (Culicinae) et trois genres, *Culex* avec 5 espèces (*Cx. pipiens*, *Cx. theileri*, *Cx. hortensis*, *Cx. perexiguus* et *Cx. laticinctus*), *Culiseta* et *Ochlerotatus*. De plus, les résultats de [d'Aissaoui, \(2014\)](#) effectués dans la même région, ont révélé l'existence de 24 espèces, réparties en quatre groupes; le groupe des *Culex* qui est représenté essentiellement par l'espèce *Cx. pipiens*, Le groupe 2 de *Culiseta* constitue en majeure partie de *Cs. longiareolata*. Le groupe 3 qui est le moins représenté, comprenant le genre *Aedes*. Le groupe 4 est le moins faible représenté par *U. unguiculata* et *An. labranchiae*.

Selon les résultats des travaux réalisés sur les Culicidae d' Algérie, plusieurs espèces ont été citées par les auteurs, et qui n'ont pas été identifiées dans notre région d'étude. D'après [Merabet, \(2010\)](#) a signalé la présence de deux espèces dans le milieu urbain de la région Skikda (*Cs. fumipennis* et *Cs. longiareolata*). Dans la même région [Boudemag et al ., \(2013\)](#) a révélé la présence des espèces à Collo (*Cx. impudicus*; *Cx. pusillus*; *Cx. hortensis*; *Cx. theileri*; *Cs. annulata*; *Cs. ochroptera*; *Cs. longiareolata* ; *An. maculipennis sacharovi*). [Hamaidia, \(2014\)](#) a signalé la présence de 16 espèces dans la région de Souk-Ahras appartenant à trois sous familles, Culicinae, représentée par 4 genres ; *Culex* avec 6 espèces (*Cx. theileri*, *Cx. modestus*, *Cx. simpsoni*, *Cx. quinquefasciatus*, *Cx. hortensis* et *Cx. arbieeni*) ; *Aedes* avec 3 espèces (*Ae. punctur* ; *Ae. Quasirusticus* et *Ae. pulcritarsis*); *Culiseta* avec 2 espèces dont une n'a pas pu être identifiée (*Cs. longiareolata*, *Cs. fumipennis*) et enfin le genre *Anopheles* représenté par 2 espèces (*An. Algeriensis* et *An. labranchiae*). Les travaux de

Oudainia, (2015) réalisés dans la région d'Oum El Bouagui ont révélé l'existence 9 espèces: *Cx. pusillus*; *Cx. territans*; *Cx. impudicus*; *Cx. hortensis maderensis*; *Cs. ochroptera*; *Cs. longiareolata*; *Co. richiardi*; *An. algeriensis*; *An. Maculipennis sacharovi*, appartenant à deux sous familles: les Culicinae et les Anophelinae.

Cependant, quelques inventaires ont été entrepris dans les zones arides du Sud Algérien (Sahara), comme les travaux de [Bebba, \(2004\)](#) à Oued Righ (Touggourt & Djamâa) et ceux de [Merabeti & Ouakid, \(2011\)](#) réalisés à Biskra, et qui ont mentionné 22 espèces de Culicidae appartenant aux six genres (*Aedes*, *Anopheles*, *Culex*, *Culiseta*, *Uranotenia*, *Orthopodomyia*). De même, les travaux de [Benhissen et al., \(2014\)](#) ont recensé 9 espèces, réparties en deux sous-famille: les Culicinae et les Anophelinae et à quatre genres: *An. multicolor* ; *Ae .caspius*; *Ad. vexans*; *Cx.theileri*; *Cx. deserticola*; *Cx. modestus*; *Cx. pusillus*; *Cx. antennatus* ; *Cs. longiareolata*. Ainsi, [Boukaa et al., \(2013\)](#) dans leur étude morphotaxonomique des larves des Culicidae, dans la région du M'Zab-Ghardaïa, ont identifié 6 espèces : *Oc. caspius*, *Cx. deserticola*, *Cx. theileri*, *Cx. hortensis*, *Cs. longiareolata*, *Cs. Subochrea*.

L'analyse de la structure du peuplement Culicidien dans notre région d'étude à révéler que le mois d'Aout présente l'abondance la plus importante avec 887 individus répartis avec cinq (5) espèces et le mois de Février présente l'effectif le plus faible avec 120 individus répartis avec six (6) espèces. Selon les valeurs de la richesse spécifique, le site urbain prend la première place, avec 09 espèces et une abondance de 5 475 individus. Alors que le site rural représente 08 espèces avec une abondance de 309 individus. Cependant la richesse totale est représentée par 12 espèces. La richesse maximale est obtenue au niveau de la ville avec 608,33. Alors que le site rural est en seconde position avec une valeur de 38,62.

L'espèce *Cx pipiens*, est la plus fréquente en Algérie et en Afrique du Nord. Cette espèce est le principal moustique domestique, entophile qui pique la nuit dans les agglomérations et pose problèmes aux services d'hygiène urbaine. Les larves de cette espèce sont rencontrées dans les gîtes les plus divers comme, les gîtes permanents ou temporaires à eau douce pauvre et riche en végétations. Cette espèces montre une plasticité au niveau de tous les gîtes prospectés, elle a été rencontré par plusieurs auteurs dans les mêmes types de gîtes dont l'eau est fraîche et pure, encombrés en végétation ([Senevet & Andarelli, 1960](#); [Berner, 1974](#); [Cousserans et al., 1976](#) ; [Mas, 1977](#); [Brunhes et al., 1999](#); [Berchi, 2000](#)). Notre étude révèle que le genre *Culex* est dominant avec trois espèces (*Culex pipiens*, *Culex laticinctus*, *Culex torrentium*). L'espèce *Cx. pipiens* est la mieux représentées et la plus fréquente avec un taux

de 93,57% dans le site urbain et 27,5% dans le site rural, ce qui va de même avec les résultats des auteurs suivant (Karboua & Merniz, 1997; Boudrihem, 2001; Lounaci, 2003; Hamaidia, 2004; Bebbi 2004; Boudemag *et al.* , 2013; Oudainia 2015).

Cependant, le genre *Anopheles* est représenté dans région d'étude par une quatre espèces: *Anopheles maculipennis* *An. claviger*; *An. sergentii* et *An. plumbeus* ce genre a un grand intérêt médical et vétérinaire, c'est le vecteur principal du paludisme, de la dengue et d'un grand nombres de parasitoses humaines et animales. Nous avons enregistré que l'espèce *An. Maculipennis* est abondante dans le site rural avec 58,25 %. Cette espèce a fait l'objet de plusieurs travaux: depuis Guy, (1959); Senevets & Andarelli, (1960) qui rapportent la présence de cinq espèces d'*Anopheles*, en passant par les travaux de Berchi, (2000a) qui a collecté quatre espèces d'*Anopheles* dans la région de Constantine et de l'Aurès, et ceux de Hassaine, (2002) dans la région Ouest d'Algérie , et au niveau de l'extrême Nord-est ceux de Bendali-Saoudi, (2006), qui rapportent la présence du complexe *Anopheles maculipennis* avec deux sous espèces *Anopheles maculipennis labbranchie* dans la région d'El kala et *Anopheles maculipennis sacharovi* dans la plaine Ouest d'Annaba ce qui convient avec les travaux de Benmalek, (2010). Nos résultats conviennent avec ceux de Bouaouina, (2008) réalisés à Guelma et Tine-Djebbar (2009) et Bouabida *et al.*,(2011) réalisés dans la région de Tébessa. Les résultats obtenus de la part de Boudemag *et al.* , (2013), Oudainia, (2015) ont confirmé la présence des Anophelinae représentées par *Anopheles maculipennis sacharovi* au niveau de Collo, Oum El Bouaghi respectivement.

4.2. Les caractéristiques physicochimiques de l'eau et la répartition des espèces inventoriées :

Les composantes physico-chimiques d'une eau peuvent jouer un rôle primordial, non seulement dans la biologie d'une espèce mais aussi dans la structure et la dynamique de la biocénose toute entière (Berchi, 2000). Donc, il est nécessaire de connaître les exigences de l'être vivant en terme de température, de salinité, de transparence, d'Oxygène dissous et de différents xénobiotiques présents dans l'environnement. Les éléments physico-chimiques généraux interviennent essentiellement comme facteurs explicatifs des conditions biologiques. Pour les moustiques, la nature de l'eau est un élément caractérisant le milieu dans lequel évoluent les stades préimaginaux. En effet, le gîte larvaire des Culicidae lié aux caractéristiques physico-chimiques de l'eau est déterminant dans la distribution et l'abondance des espèces à l'échelle du biotope (Doby & Mouchet, 1957; Herrel *et al.*, 2001;

El Ouali Lalami, 2010). L'installation de fortes populations Culicidiennes en milieu aquatique dépend essentiellement des caractéristiques physico-chimiques de l'eau (Herrel *et al.*, 2001). Ils interviennent aussi dans l'induction de pontes des femelles de chaque espèce. Dans la présente étude sept (7) paramètres physico-chimiques de l'eau ont été mesurés, au niveau de deux gîtes d'étude: le pH; la conductivité; la température; Turbidité; Salinité; titre alcalimétrique complet; titre hydrométrique. D'après les résultats, Les valeurs du PH varient de 7,02 à 8,04 montrent que l'eau est alcaline. L'eau du deuxième site est la plus fortement alcaline par rapport au premier site, ce qui est dû à la dégradation de la matière organique (végétaux, selles d'animaux...). Adebote *et al.*, 2006 ont montré que le pH à des valeurs moins de 5 et plus que 7,4 provoque des effets létaux sur les populations des larves de moustiques. Egalement, il a été montré que les larves de moustiques peuvent survivre dans une eau neutre ou légèrement alcaline (Abdullah & Merden, 1995; Pelizza *et al.*, 2007). D'autre part, Mac Gregor, (1929) a rapporté que les moustiques vivant dans les trous d'arbres, en une valeur de pH de 4,4 se développent mieux que les moustiques des cours d'eau avec un pH de 8,2-8,4.

La température de l'eau peut être un facteur important, car elle agit sur la vitesse de développement des larves et des nymphes, notamment chez les Culicidae, elle joue un rôle important dans le contrôle du métabolisme, et dans la répartition biogéographique de l'ensemble des espèces directement (Kirkpatrick, 1925; Seguy, 1951 a & b; Gaud, 1953; El Kaim, 1972). De ce fait, le développement des Culicidae est conditionné par la température et par la composition biologique ou chimique de l'eau (Messai *et al.*, 2011). Les degrés de températures ne présentent pas de variations au niveau des deux stations d'étude c'est 25C°.

La conductivité est également en fonction de la température de l'eau, elle est plus importante lorsque la température augmente. Elle sert aussi d'apprécier la quantité de sels dissous dans l'eau (Rodier, 1984; Pescod, 1985). La conductivité électrique (C.E.) de notre région d'étude varie de 127,9 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 482 $\mu\text{S}/\text{cm}$, le deuxième site révèle la valeur maximale, traduit généralement soit des pH faible, soit une salinité élevée. Ce qui concorde avec les travaux de Belghiti *et al.*, (2013) et ceux de Ghazali & Zaid, (2013). En ce qui concerne le titre alcalimétrique complet (T.A.C), qui s'étendent de 25,5 mg/l à 16,2 mg/l, le premier site affiche la valeur maximale. Alors que, le titre hydrométrique (T.H) varie entre 21,9 mg/l et 25 mg/l dont le premier site est la plus dure, ce paramètre varie en fonction de la conductivité (Lagnika *et al.*, 2014). Ainsi, la turbidité varie de 1,25 à 9,3. Le premier site présente les valeurs les plus élevées. D'autre part, les valeurs de la salinité varient entre 2,5 à 3,3. Le

premier site affiche la valeur maximale. Par ailleurs au niveau du lac l'évaporation intense, accroît la salinité des eaux, ceci a été confirmée par l'étude isotopique réalisée par [Habes et al., 2011](#) et par [Djabri et al., 1996](#). Les résultats de [Hamaidia, \(2014\)](#) montrent que la conductivité présente une corrélation positive avec les densités larvaires. D'autre étude ont montré une corrélation négative entre la conductivité de l'eau et la densité larvaire ([Gopalakrishnan et al., 2013](#)), ce qui concorde avec les résultats obtenus dans le premier site, qui présente, une conductivité élevée et un pH acide, l'effectif était le plus faible. Le deuxième site présente une conductivité faible et un pH alcalin, affiche une forte abondance d'individus pendant les mois d'études. Egalement, il a été montré que les larves de moustique peuvent survivre dans une eau neutre ou légèrement alcaline ([Abdullah & Merden, 1995](#); [Pelizza et al., 2007](#)). Cependant, [Mac Gregor, 1929](#) a rapporté que les moustiques vivant dans les trous d'arbres, à une valeur de pH de 4,4 se développent mieux, que les moustiques des cours d'eau avec un pH de 8,2-8,4.

4.3. Description et morphométrie des espèces inventoriées

Les Culicidae présentent des caractéristiques morphologiques généralement distinctes, conduisant à identifier facilement cette famille. D'autre part, leur regroupement en sous-familles, genre, ou en sous-genre est beaucoup plus difficile ([Linard, 2008](#)). Seulement plusieurs caractéristiques déterminent les sous-espèces et les espèces jumelles. Devant l'impossibilité d'utiliser les critères morphologiques utilisés dans la clé, on doit avoir recours à d'autres techniques plus élaborées. La biométrie est le seul moyen de résoudre ce problème ([Bendali- Saoudi, 2006](#)). Notre étude biométrique a porté sur les larves et les adultes mâles et femelles, de toutes les espèces inventoriées dans la région Ouest de la ville d'Annaba, à concerner différents descripteurs morphologiques au niveau de la tête, les antennes, les palpes, le thorax, l'abdomen et les trois pattes avec tous les segments, est cela pour les adultes mâles et femelles, en ce qui concerne les larves du quatrième stade on a mesuré la longueur et la largeur du la tête, du thorax, du l'abdomen et du siphon. D'autre part une étude comparative de la biométrie de deux espèces *Orthpodymyia pulcripalpis* et *Culex laticinctus* récoltées de deux régions écologiquement et climatiquement différentes Annaba (humide) et Oum El Bouaghi (semi aride).L'analyse statistique par la variance multivariée (Manova),a montré qu'il existe une différence très hautement significative des mensurations concernant les adultes mâles et femelles d'*Orthpodymyia pulcripalpis* et une différence très hautement significative entre les adultes femelles et les larves de *Culex laticinctus*. Nos résultats sont similaires à ceux de [Oudainia, \(2015\)](#) qui a révélé la présence des différences hautement et

très hautement significatives pour l'ensemble des critères biométriques mesurés chez deux espèces ornitophile *Culex pipiens* et *Culiseta longiareolata* récoltées dans deux régions: Annaba et Oum El Bouaghi malgré qu'il s'agisse de la même espèce. La biométrie réalisée par Boudemag, (2015) sur les adultes mâles et femelles de trois espèces du genre *Culiseta* *Culiseta longiareolata*, *Culiseta ochroptera* et *Culiseta glaphyroptera*, a montré des différences significatives, hautement significatives et très hautement significatives. Alors que, l'analyse de la variance multivariée (Manova) a montré qu'il existe des différences très hautement significatives, pour l'ensemble des variables étudiées, chez les adultes femelles, et des différences très hautement significatives en ce qui concerne les longueurs et les largeurs des structures mesurées chez les adultes mâles.

4.4. Toxicité des plantes

Le contrôle des moustiques courant est l'utilisation d'insecticides chimiques de synthèse, comme le chlorpirifos, dichlorvos, Cypermethrine, d'où une forte toxicité pour la santé publique, ainsi que pour l'environnement. Les méthodes alternatives ont été développées; notamment la lutte biologique qui est actuellement la plus favorable, parce qu'elle agit sur le vecteur et ne produit pas de dangereux déséquilibres faunistiques ni de graves problèmes environnementaux (Amonkar *et al.*, 1988; Pantuwatana *et al.*, 1989; Lacey & Orr, 1994; Woodring Davidson, 1996; Becker, 2006; Becker *et al.*, 2010; Fontenille, 2010; Braks *et al.*, 2011). D'où l'intérêt mondiale de produire et de développer des composés naturels qui remplacent les insecticides de synthèse. Ou même des biopesticides botaniques tels que le Spinozad, Azadirachtin, les huiles essentielles et les extraits végétaux (Pavela, 2009; Rehimi *et al.*, 2011; Arya *et al.*, 2011; Zoubiri & Baaliouamer, 2011; Kjanijou *et al.*, 2012; Maiza *et al.*, 2013). D'après Jacobson, (1989), plus de 2 000 espèces végétales possédant une activité insecticide sont déjà identifiées. Nous citons à cet effet, les travaux de Jang *et al.*, (2002 a) sur *A. aegypti* et *Cx. pipiens* en testant l'activité larvicide de certaines légumineuses, et les travaux de Alaoui Slimani, (2002) dans lesquels la toxicité de *Mentha pulegium* (Labiée) a été confirmée sur des larves de culicidés. L'activité larvicide des extraits de plantes médicinales aromatiques a aussi été confirmée dans les travaux de (Jang *et al.*, 2002 b; Papachristos & Stamopoulos, 2002; Roy & Limonoids, 2006; Ould El Hadj *et al.*, 2006; Zouiten *et al.* , 2006 ; Lucia *et al.*, 2007 ; Michaelakis *et al.*, 2008; Idrissi & Hermas, 2008; Eleni *et al.*, 2009; Kemassi *et al.*, 2010; 2012; 2013; 2014). De multiples travaux en concernent l'application de

plusieurs espèces de plantes contre *Cx. pipiens* sous forme d'extraits aqueux, cette dernière a présenté une sensibilité spécifique selon les plantes et les différents stades larvaires: *Quercus lusitania* (Bouallam, 2001), *Mentha pulegium* (Alaoui Slimani, 2002), *Myrtus communis* L., *Eucalyptus camaldulensis* et le *Nerium oleander* (Mansouri, 2015), *Azadirachta indica* (Alouani *et al.*, 2009). Ces auteurs ont considéré les plantes ainsi testées comme biopesticides naturels qui pourrait être une alternative aux pesticides chimiques.

Nos tests ont porté sur l'effet des extraits aqueux des six plantes d'intérêt économique, médicinal et toxiques *D. gnidium*, *R. communis*, *T. vulgaris*, *G. rose*, *C. maculee* et *R. graveollens*. Les extraits aqueux des six plantes testées ont révélé une activité insecticide vis-à-vis les quatre stades larvaires de *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata*. La plante toxique *R. graveollens* a présenté une toxicité plus élevée avec de faibles doses létales, à l'égard des différents stades larvaires des deux espèces de Culicidae étudiées. D'après nos résultats, les stades les plus jeunes (L1, L2) sont les plus sensibles aux extraits aqueux des six plantes, avec de faibles concentrations létales (CL50) après 24h que les stades les plus âgés. Le classement des plantes selon leurs toxicités est successivement : *R. graveollens*, *T. vulgaris*, *C. maculee*, *G. rose*, *R. communis* et dernièrement la plante *D. gnidium*.

La plante *R. graveolens* a révélé plusieurs aspects dans le domaine pharmaceutique actuel. D'après les études, les applications pharmaceutiques supplémentaires lui ont prouvé plusieurs caractéristiques comme un antioxydant, un anti-inflammatoire (Ratheesh & Hélène, 2007), antidiabétiques (Toserkani *et al.*, 2011), antibactérien, antifongique (Meepagala *et al.*, 2005), antiandrogène (Khouri & El-Akawi, 2005), insecticide (Barbosa *et al.*, 2011), et bien d'autres effets. Des extraits de *R. graveolens* ont été utilisés comme antidote pour des toxines telles que les venins de serpents et de scorpions (Sallal & Alkofahi, 1996). Depuis longtemps, *R. graveolens* a été utilisé comme médicament folklorique pour le traitement de diverses affections comme les problèmes oculaires, les rhumatismes, la dermatite, la douleur et de nombreuses maladies inflammatoires (Ratheesh & Helen, 2007). Miguel, (2003) suggère que cette plante agit comme un emménagogue, qui stimulent le flux sanguin dans la région pelvienne et l'utérus, par l'effet de la rutine et stimule la fibre basale utérine. Selon l'étude de Ratheesh *et al.*, (2010) sur une espèce proche, *R. graveolens* a révélé aussi une activité antioxydante remarquable, en plus de l'activité anti-inflammatoire et prévention contre les maladies cardiaques chez des rats obèses. Ribeiro *et al.*, (2008) ont étudié l'effet des extraits foliaires d'*Ageratum conyzoides* (Asteraceae), de *Mentha piperita* (Lamiaceae), de *R. graveolens* (Rutaceae) et de *Cordiaverbenacea* (Boraginaceae) qui se sont avéré aussi toxiques par contact direct sur les ouvrières d'*Attasexdens rubropilosa* et *Acromyrmex*

subterraneus molestans. D'autre part l'effet, de l'extrait de feuilles de *R. graveolens* réduit significativement l'éclosion des différentes espèces de *Meloidogyne* (Sasanelli & D'Addabbo, 1993; Sasanelli, 1997). Cependant la zone, les conditions climatiques, et l'attaque de ravageurs affectent les antioxydants dans les plantes (Miliauskas *et al.*, 2004; Liu *et al.*, 2008).

D'après Tchoumboungang *et al.*, (2009), *T. vulgaris* est dotée d'une activité larvicide, utilisée sous forme d'extrait aqueux ou bien sous forme d'huiles essentielles. Cette dernière est obtenue par hydrodistillation des feuilles sèches, son application a induit un pourcentage de mortalité des larves du dernier stade d'*An. gambiae* (Diptera, Culicidae) de 100% à une concentration de 200 ppm/ml. Selon Roman, (2009), les huiles essentielles obtenues à partir de *T. vulgaris* ont été testés contre les larves de *Cx. quinquefasciatus*. Cette dernière espèce a été trouvée sensible, à une CL50 de 33 µg/ml (33 ppm). El-Akhal1 *et al.*, (2014) ont montré également que l'huile essentielle testée de *T. vulgaris* demeure la plus efficace, avec une valeur de 103 ppm pour la CL50 et 178 ppm pour la CL90. Pavela, (2011) a étudié l'activité insecticide des huiles essentielles de neuf plantes aromatiques sur adultes *Meligethes aeneus* et ont démontré que les huiles essentielles obtenues à partir de *Carum carvi* et *T. vulgaris* étaient plus efficace. Selon l'étude de Khosravi *et al.*, (2013), l'huile essentielle de *T. vulgaris* possède des effets toxiques sur la chrysomèle orme *Xanthogaleruca luteola* et provoque un retard dans le développement des larves et des pupes, et des adultes malformés. En outre, ces composés présents dans l'huile essentielle affectent l'activité des enzymes digestives chez ce ravageur. Cette plante est doté par de nombreuses activités biologiques, antispasmodiques, antimicrobiennes, antioxydantes, antiplaquettaires, analgésiques et anti-inflammatoires, antivirales, antifongiques (Van Den Broucke & Lemli, 1983; Meister *et al.*, 1999; Marino *et al.*, 1999; Ismaili *et al.*, 2002; Miura *et al.*, 2002; Okazaki *et al.*, 2002; Soliman & Badaea, 2002; Faleiro *et al.*, 2003; Ismaili *et al.*, 2004; Tepe *et al.*, 2005; Dob *et al.*, 2006; Elhabazi *et al.*, 2008; Hazzit *et al.*, 2009; Dandlen *et al.*, 2010; Grosso *et al.*, 2010; Jamali *et al.*, 2012; El Bouzidi *et al.*, 2013). D'après nos résultats, *T. vulgaris* a présenté la plus faibles CL50, à l'égard du premier stade larvaire des deux espèces étudiées.

Cependant les feuilles et les fleurs de *C. maculee* (*Conium maculatum*) étaient utilisées en thérapeutique. Les extraits des fleurs étaient employés sous forme d'emplâtres ou de pommade contre les névralgies et les douleurs cancéreuses et aussi utilisée dans le traitement des faiblesses musculaires. Ces extraits étaient analgésiques par leurs actions sur le nerf pneumogastriques et sur les terminaisons nerveuses (Iuchi, 2004). On utilisait aussi sous

forme de pilules, teinture de feuille ou de fleurs, extrait alcoolique, poudre de semence. Aujourd'hui, elle n'est plus guère utilisée, en raison de sa grande toxicité (Bruneton *et al.*, 1984; Anonyme, 2015). L'extrait de *C. maculee* soignerait aussi les cancers.

En ce qui concerne l'utilisation de la plante *G. rose* selon Lis-balchin, (2002) elle a été référencée par la médecine traditionnelle et supposant ainsi d'intéressantes activités biologiques (antimicrobienne, anti-inflammatoire, antifongique, propriété répulsive vis-à-vis des insectes comme les moustiques, hémostatique et cicatrisante).

Govere *et al.*, (2000) ont étudié l'extrait alcaloïdes de *L. javanica* qui a fourni 76.7% de protection contre *An. Arabiensis*, cependant les deux plantes *C. excavatus* et *G. rose* ont fourni respectivement 66,7% et 63,3% de protection. Les résultats de cette étude indiquent que *L. javanica*, *G. rose* et *C. excavatus* protègent contre *An. Arabiensis* avec un effet répulsif de *L. javanica* qui dure beaucoup plus longtemps que celui des deux autres plantes.

D'autre part, Jeyabalan *et al.*, (2003) ont examiné des extraits de feuille de *G. rose* (*Pelargonium graveolens*) sur leur activité biologique, répulsive contre *Anopheles stephensi*. La mortalité des larves était dépendante de la dose, la dose la plus élevée étant de 4% d'extrait de plante, ce qui a provoqué une mortalité de 98%. Les extraits ont affecté l'activité pupicide et adulticide et diminué significativement la fécondité et la longévité d'*A. stephensi*. Le développement des larves, des pupes et des adultes a été complètement inhibé par le traitement. A 4%, les extraits ont provoqué une forte action répulsive. Ils interféraient également avec la ponte, l'éclosion des œufs, et présentaient un effet inhibiteur de croissance contre les larves et une bonne répulsion contre les adultes de *A. stephensi*. Comme insecticides naturels, ces matériaux dérivés des plantes pourraient être utiles comme une alternative pour les insecticides synthétiques contrôlant les populations de moustiques sur le terrain. Selon Deepa *et al.*, (2015), l'activité larvicide des plantes médicinales indiennes, *Commiphora berryi*, *Ceiba pentandra*, *geranium rose*, *Thevetia peruviana*, *Sesamum indicum*, *Ficus microcarpa*, *Melia dubia*, *Croton bonplandianus*, *Ficus religiosa* et *Coix lacryma* a été testée contre le moustique *Aedes aegypti*. Le résultat de cette recherche a montré que les valeurs les plus élevées de CL50 des extraits de méthanol de *F. microcarpa* contre *Ae. Aegypti* ont été de 91,63 ppm, suivis par les valeurs de CL50 des extraits de *C. lacryma*, *G. rose*, *C. berryi* et *M. dubia* contre *Ae. Aegypti* ont été respectivement de 92,77, 95,65, 96,52 et 100,12 ppm. Seulement le *geranium*, la lavande, et les huiles de la menthe poivrée, à la concentration de 100%, repoussent *Ae. Aegypti* pendant 1 h (Knipling *et al.*, 1947; USDA, 1954; 1967). Des études sur le géranium, le bois de cèdre, le clou de girofle, la menthe

poivrée et le thym contre *Ae. Aegypti* (Barnard, 1999) appuient ces observations: 5 et 10% des concentrations ont fourni une protection de 0 h, alors que 100% pour l'huile de menthe poivrée et 75% pour l'huile de géranium c'est la plus répulsive, qui fournit à seulement 0,75 pour 2 h de protection. Abbas *et al.*, (2013) ont montré une activité insecticide des composés purs d'huiles essentielles contre *Stephanitis pyrioides* et *Aedes Aegypti*. Le haut mordant l'activité de dissuasion de l'acide geranique souligne la nécessité de poursuivre la recherche. Les huiles essentielles de géranium ont tué *S. pyrioides* plus vite que le malathion ($t = 3.26$, $P < 0,0014$) à une dose de 10 000 ppm. Nos résultats montrent que *G. rose* c'est avéré plus efficace contre les derniers stades larvaires (L2, L3, L4) pour *Cx. pipiens* et le premier stade larvaire pour *Cs. longiareolata*.

Cependant l'extrait méthanolique de *R. communis*, montre une activité anti-inflammatoire importante contre des inflammations aiguës et chroniques chez les rats. Cet extrait a montré également une importante activité dans le piégeage des radicaux libres par inhibition de la peroxydation lipidique (Ilavarasan *et al.*, 2005) et peuvent être utilisés comme des biocides naturels (Ghnimi *et al.*, 2014). En se référant à une étude sur les extraits aqueux de (*R. communis* L.) et (*Tetraclinis articulata* (Vahl), réalisée au Maroc par Aounty *et al.*, (2006), il semblerait que l'efficacité des extraits pourrait dépendre du type de plante. Le *R. communis* constituent des larvicides prometteurs pour la lutte contre les moustiques nuisibles (*Cx. pipiens*, *Ad. caspius*, *Cs. longiareolata* et *An. maculipennis*) avec un taux de mortalité de 100% pour une concentration de 1%. Ils sont en effet plus efficaces sur les larves du deuxième stade (L2) que sur celles du quatrième stade (L4), avec des CL50 après 24 h plus faibles, oscillant entre 110 et 370 mg.l⁻¹. Effectivement les larves du stade (L2) de la deuxième espèce de notre étude *Cs. longiareolata* se sont montrées, plus sensibles et vulnérables aux extraits, par rapport aux autres stades. D'autre part Mandal, (2012) dans ces conclusions suggèrent que les extraits de graines de *R. communis* ont un effet larvicide, et fournissent donc un excellent potentiel contre les vecteurs comme *Cx. quinquefasciatus*, *An. stephensi* et *Ad. albopictus*.

D'autre part l'extrait alcoolique des feuilles de *D. gnidium* agit comme un anti-inflammatoire in vitro par inhibition des macrophages des souris et des lymphocytes activés. Il a présenté également une activité antibactérienne contre *Bacillus lentus* et *Escherichia coli*. *D. gnidium* était inactive contre les champignons (Cottigli *et al.*, 2001; Harizi *et al.*, 2011). L'extrait de méthanol obtenu à partir des feuilles de *D. gnidium* possède des activités antibactériennes et

antimycosiques (Iauk *et al.*, 1996; Iauk *et al.*, 1997), alors que l'extrait d'écorce induit des dommages photochimiques de la peau (Rapisarda *et al.*, 1998). Cependant, certains composés comme daphnoretin et apigénine existant dans les feuilles de cette plante (Deina *et al.*, 2003) ont montré une activité anti tumorale (Hall *et al.*, 1982; Mak *et al.*, 2006). Après 72h la mortalité indique un taux allant jusqu'à 100% pour la dose la plus élevée, ceci traduit une mortalité corrélée aux doses utilisées et au temps d'exposition (Tahraoui, 2012). Les travaux de (Benhissen & Madi, 2009) confirment l'efficacité de *D. gnidium* sur les larves de *Cx. pipiens*. La mortalité atteint plus de 60% pour les doses les plus fortes, cette mortalité est enregistrée 24h après de traitement. Les substances bioactives contenues dans l'extrait méthanolique du *D. gnidium* provoquent l'inhibition totale de la souche aflatoxinogène *Aspergillus flavus*. De plus les potentialités des extraits ne se limitent pas à une action antifongique mais vont jusqu'à une action anti aflatoxinogène dont le *D. gnidium* reste le plus puissant. Ces substances peuvent constituer une alternative aux substances chimiques nocives pour l'environnement et la santé dans le bio-contrôle de la flore fongique et mycotoxique (Mohammedi, 2013). La somme considérable des travaux et les résultats obtenus sur l'effet de *D. gnidium*, nous ont incités à étudier son efficacité à l'égard des deux espèces de notre étude et d'évaluer sa toxicité. Les larves de *Cx. pipiens* les plus vulnérables à l'extrait aqueux de cette plante, sont celles du stade (L4) avec la plus faible dose létale LC50 après 24 h. Par ailleurs pour l'espèce *Cs. longiareolata* les larves les plus sensibles sont celles du stade L1. Donc l'utilisation de *D. gnidium* montre un effet larvicide sur les deux espèces testées.

4.5. Toxicité de *Bti*

Une méthode alternative à la lutte chimique est l'utilisation d'organismes vivants, autrement dit la lutte biologique, contre les moustiques, soit par prédation, soit par infection. La définition officielle de l'OILB-SROP stipule que la lutte biologique est l'utilisation d'organismes vivants pour prévenir ou réduire les dégâts causés par des ravageurs. Celle-ci s'illustre de différentes manières. La lutte par entomophage, qu'il soit parasitoïde ou ravageur, s'effectue par l'introduction d'un animal ravageur de l'organisme cible. La lutte microbiologique est l'utilisation de microorganismes (Champignons, bactéries) qui infectent la cible souvent par ingestion. Si l'organisme antagoniste doit être lâché ou inoculé (en grand nombre) à chaque fois que l'effectif du ravageur croît dangereusement, c'est la lutte biologique inondative. Enfin, aux frontières de la lutte biologique ; la lutte autocide (encore dénommée lutte par mâles stériles) a pour principe l'introduction en grand nombre,

dans une population naturelle, d'individus mâles de la même espèce rendus stériles mais au comportement sexuel intact.

Deux grands types de luttes biologiques ont été utilisés à l'encontre des moustiques. La première méthode biologique est l'utilisation d'un poisson prédateur, la gambusie (*Gambusia holbrooki*), qui a souvent été utilisée mais avec plus ou moins de succès (Pates & Curtis, 2005). Ce poisson est un prédateur généraliste à utiliser avec grande précaution pour éviter les dommages sur les autres organismes aquatiques. D'autres formes de contrôles biologiques ont été tentées avec d'autres espèces de poissons, de champignons, de bactéries, de nématodes, des parasites protozoaires, des insectes prédateurs... mais peu d'entre elles ont été concluantes et donc adoptées et les Hydrachnidia qui se sont avérés efficaces à l'égard des stades les plus jeunes de *Culex pipiens*; *Culiseta longiareolata* et *Anopheles maculipennis* (Bendali, 1989 ; 2006). La deuxième méthode est l'utilisation d'organismes microbiens tels que le *Bacillus sphaericus* (*Bs*) et le *Bacillus thuringiensis var. israelensis* (*Bti*) (Bendali, 1989; 2006). Ces bacilles sont d'ailleurs considérés comme des agents de contrôle biologique efficace (Becker, 1993). Ils agissent sur les larves des moustiques, des simuliides et des diptères en général et sont aujourd'hui utilisés dans un large panel de gîtes larvaires, du fait de leur efficacité et leur spécificité qui respectent largement la faune compagne. D'ailleurs, le *Bti* est le micro-organisme le plus utilisé comme bio-insecticide et représentent plus de 90% du marché des bioinsecticides, mais seulement 2% à peine du marché global des insecticides (Fargues & Bourguet, 2005).

Cependant pour assurer une meilleure intervention, tout en préservant au maximum le milieu naturel, de nouvelles méthodes préventives ainsi que de nouveaux produits sont constamment recherchés (Miura *et al.*, 1980; Charbonneau *et al.*, 1994). Ainsi, pour contribuer à une gestion durable de l'environnement, la mise en place de nouvelles alternatives de contrôle des Culicidae, ces espèces sont très répandues dans le monde et en Algérie est d'avantage encouragée (Bendali-Saoudi, 1989; Bendali-Saoudi, 2006; Bouabida *et al.*, 2012; Bendali-Saoudi *et al.*, 2013; Boudemagh *et al.*, 2013). Les bactéries, acaricides, Les substances naturelles qui présentent un large spectre d'action en pharmacologie comme anti-malaria, fongicides etc.... peuvent être aussi utilisées comme insecticide de remplacement, et plusieurs travaux de lutte chimique contre ces agents nuisibles ont été menés (Boudjelida *et al.*, 2002; Rehimy & Soltani, 2002; Tine-Djebar & Soltani, 2008; Soltani *et al.*, 2010; Djeghader *et al.*, 2013; Djeghader *et al.*, 2014). De ce fait, l'utilisation de la lutte biologique est devenue une alternative essentielle, grâce à son efficacité contre un large spectre d'insectes nuisibles (Boudjelida & Soltani, 2010).

Le *Bacillus thuringiensis israelensis* est une bactérie qui vit naturellement dans les sols; elle est utilisée depuis plus de 20 ans comme agent de lutte biologique ou bio pesticide. D'après les bibliographies de l'OMS, (1979) et de Maffei, (1997), près de 300 références existent dont 191 concernent des tests d'impact sur les Culicidae et les Simulidae (Diptères cibles). Le *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* a été utilisé en grande échelle grâce à sa spécificité pour les Culicidae. Après traitement au biocide, nos résultats montrent un effet toxique du *Bti* à l'égard des larves *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata* représentent les plus importants moustiques en Algérie. Le premier stade de *Cx. pipiens* est le plus sensible au *Bti* que les autres stades, cependant pour *Cs. longiareolata* le taux de mortalité est plus élevé chez le quatrième stade il présente donc le stade le plus sensible. Dans la présente étude, nous concluons que *Bti* est un bon agent larvicide contre *Cx pipiens* et *Cs. longiareolata* en laboratoire et aussi réduit la longévité des différents stades de développement. A concorde les résultats de Aissaoui & Boudjelida, (2014) montre que le potentiel larvicide de *Bti* a été démontré sur diverses espèces nuisibles, comme les larves de *Culex pipiens* et *Culesita longiareolata*. Les larves de *Aedes geniculatus* (Damiens *et al.*, 2011), *Aedes aegypti* (Goldberg & Margalit, 1977; de Barjac, 1978), *Anopheles sergentii* (Goldberg & Margalit, 1977), *Anopheles stephensi* (de Barjac, 1978), *Culex pipiens*, *Culex univittatus* et *Uranotaenia unguiculata* (Goldberg & Margalit, 1977). Les travaux de Ate, (2008) sur les larves du quatrième stade des *Cx. pipiens* montre l'efficacité de la bactérie *Bti* qui provoque une mortalité très hautement significative. D'après Benmalek, (2010) a concerné le traitement des néonates avec trois doses de *B.t.is.* ainsi que les adultes femelles d'*An. maculipennis labbranchiae* et *An. maculipennis sacharovi* avec deux substrats support de la Bactérie (Raisin sec et miel) ; les résultats montrent qu'il n'y a pas de différence entre les deux substrats qui ont été utilisés. Donc les deux substrats miel et raisin sec, peuvent être utilisée comme substrat support au *Bacillus thuringiensis israelensis* H14 dans la lutte biologique à l'égard des Anophèles adultes.

Les mêmes résultats mentionnés lorsque le *Bacillus sphaericus* a été testé contre le vecteur du paludisme *An. stephensi* (Kumar *et al.*, 2013). De nombreux rapports montrent des changements dans la fécondité après traitement avec *B. thuringiensis* (Murugan, 2002; Poopathi, 2002; Murugan, 2003).

Dans d'autres études, Östman *et al.*, (2008) ont observé une réduction de l'abondance des larves de moustiques suite au traitement au *Bti*. Le *Bti* qui agit spécifiquement sur les Culicidae, contient les spores et les cristaux parasitociaux du sérotype de *Bti* H-14 qui doivent être ingérés par les larves de moustique afin de causer la mortalité. Après l'ingestion, les

cristaux paras poraux sont solubilisés dans l'intestin moyen larvaire alcalin, suivi de l'activation protéolytique des protéines en cristaux solubles. La toxine se lie à un récepteur au mur des cellules de l'intestin moyen pour former des pores dans la cellule, qui mènent à la mort larvaire (Gill *et al.*, 1992; Bauer, 1995). D'où sa spécificité qui réduit les possibilités pour que la bactérie survive en dehors de l'environnement aquatique. Les études sur la croissance de *Bti* en dehors du milieu favorable de l'insecte indiquent une très faible multiplication en dehors de l'hôte (Meadows, 1993).

5. Conclusion et perspectives

La première partie de notre étude a été consacrée à l'identification des espèces de moustiques échantillonnés dans la région Ouest de la ville d'Annaba de la période: Octobre 2013 à Septembre 2014. Des inventaires ont été effectués dans deux sites (Urbain & rural) et chaque site est divisé en station. Les prospections menées sur terrain, ont permis d'inventorier 14 espèces de Culicidae appartenant à six genres (*Culex*; *Uranotaenia*; *Orthopodomyia*; *Culiseta*; *Aedes*; *Anopheles*). Afin de caractériser le peuplement Culicidien de cette région des paramètres écologiques ont été calculés à connaître l'abondance, la richesse, la fréquence centésimale et la distribution d'abondance, des différentes espèces composant ce peuplement. Nos résultats montrent un équilibre entre les deux sites, concernant la richesse totale avec 12 espèces. Pour ce qui est de la richesse moyenne et le nombre total d'individus, la ville de Berrahal marque les valeurs les plus supérieures. Lors de notre échantillonnage au niveau des sites aquatiques, sept paramètres physico-chimiques ont été mesurés: le pH; la conductivité; la température; Turbidité; Salinité ; titre alcalimétrique complet; titre hydrométrique. Ces paramètres montrent des variations spatiotemporelles. L'analyse montre que le site caractérisé d'une conductivité faible et un pH alcalin, affiche une forte abondance d'individus pendant les mois d'études.

La deuxième partie a concerné une étude morphométrique de 56 structures, des adultes mâles et femelles, et 12 critères pour les larves du quatrième stade cela, pour toutes les espèces inventoriées. Ensuite une étude comparative de la biométrie de deux espèces ornitophiles *Orthopodomyia pulcripalpis* et *Culex laticinctus* récoltées à partir de deux régions: humide et semi aride (Annaba & Oum El Bouaghi), a été réalisée. L'analyse statistique de la variance multivariée (Manova), a montré qu'il existe une différence très hautement significative des mensurations concernant les adultes mâles et femelles d'*Orthopodomyia pulcripalpis* et une différence très hautement significative entre les adultes femelles et les larves de *Culex laticinctus*.

Les extraits aqueux des six plantes testées *D. gnidium*, *R. communis*, *T. vulgaris*, *G. rose*, *C. maculee* et *R. graveollens* ont révélé une activité insecticide vis-à-vis les quatre stades larvaires de *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata*. La plante toxique *R. graveollens* a présenté la toxicité la plus élevée avec de faibles doses létales, à l'égard des différents stades larvaires des deux espèces de Culicidae étudiées. D'après nos résultats, les stades les plus jeunes (L1, L2) sont les plus sensibles aux extraits aqueux des six plantes, avec de faibles concentrations

létales (CL50) après 24h que les stades les plus âgés. Le classement des plantes selon leurs toxicités est successivement : *R. graveollens*, *T. vulgaris*, *C. maculee*, *G. rose*, *R. communis* et dernièrement la plante *D. gnidium*.

Selon une autre optique, nous avons étudié l'effet toxique du *Bti* à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata*. Le premier stade de *Cx. pipiens* est le plus sensible au *Bti* que les autres stades. Cependant le quatrième stade de *Cs. longiareolata* a présenté le taux de mortalité le plus élevé, il présente donc le stade le plus sensible. Dans la présente étude, nous concluons que le *Bti* est un bon agent larvicide contre *Cx pipiens* et *Cs. longiareolata* en laboratoire, comme il réduit la longévité des différents stades de développement. A partir de nos résultat, on conclut que *Cs. longiareolata* est l'espèce la plus sensibles aux extraits aqueux des six plantes et au *Bti*.

Dans nos perspectives, nous proposons d'actualiser chaque année l'inventaire des Culicidae, dans la région de Berrahal, c'est une région marécageuse et humide, favorable au développement du moustique. De tester l'effet des huiles essentielles des plantes toxiques et médicinales, dont leur extrais aqueux ont présenté un effet larvicide. D'autre part, il faut tester plus de plantes, en tenant compte des différentes parties aériennes et terrestres.

6. Résumés

Résumé

Les résultats obtenus sont utiles pour élaborer un programme de lutte, pour diriger les opérations et pour en évaluer l'efficacité. Nous avons contribué, pendant une période de 12 mois, d'Octobre 2013 à Septembre 2014, à l'élaboration d'un inventaire de la faune culicidienne de la région Ouest de la ville d'Annaba. La commune de Berrahal considérée comme zone humide et classée par RAMSAR le 04 juin 2003.

Notre travail a été réalisé dans des sites urbains et ruraux de la région d'étude. Il a établi la détermination de 12 espèces et 7 genres. La tribu des Aedini est représentée par deux espèces: *Ochlerotatus atropalpus*, *Aedes aegypti*, la tribu des Culicini est formée par trois genres, celui de *Culex* qui contient trois espèces: *Culex pipiens*, *Culex torrentium* et *Culex laticinctus*. Le genre *Orthpomyia* présente une seule espèce *Orthpomyia pulcripalpis* et le genre *Uranotaenia* est présenté par *Uranotaenia unguiculata*. La tribu des Culisetini est formée par une seule espèce, il s'agit de *Culiseta glaphyroptera*. La tribu des Anophelinae est formée par quatre espèces: *An. plumbeus*, *An. maculipennis*, *An. claviger* et *An. sergentii*. L'espèce *Culex pipiens* est la mieux représentée par son abondance et la plus fréquente dans les différents sites, les autres espèces sont très rares. Cependant, nous enregistrons qu'*Anopheles maculipennis* est abondante dans le site rural.

Une analyse de sept paramètres physico-chimique de l'eau des gîtes, a été réalisée pour déterminer l'influence de ces derniers sur la biodiversité et l'effectif des moustiques. Les résultats montrent que le gîte qui affiche une plus faible abondance larvaires, est caractérisé par la conductivité les plus élevés et le pH moins alcalin. Le deuxième site présente une conductivité faible; un pH alcalin avec l'effectif le plus élevé.

D'autre part une étude comparative de la biométrie de deux espèces *Orthpomyia pulcripalpis* et *Culex laticinctus* récoltées de deux régions écologiquement et climatiquement différentes Annaba (humide) et Oum El Bouaghi (semi aride). L'analyse statistique par la variance multivariée (Manova), a montré qu'il existe une différence très hautement significative des mensurations concernant les adultes mâles et femelles d'*Orthpomyia pulcripalpis*. Une différence très hautement significative entre les adultes femelles et les larves de *Culex laticinctus* des deux régions a été révélé.

Une autre partie de nos essais consiste à étudier la toxicité des extraits aqueux des six plantes à l'égard des quatre stades larvaires de *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata*. Le classement des plantes selon leurs toxicités est successivement : *R. graveollens*, *T. vulgaris*, *C. maculee*, *G. rose*, *R. communis* et dernièrement la plante *D. gnidium*. *Cs. longiareolata* l'espèce la plus sensible aux extraits aqueux des six plantes que *Cx. pipiens*.

L'effet toxique du *Bti* à l'égard des larves *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata*. Le premier stade de *Cx. pipiens* est le plus sensible au *Bti* que les autres stades, cependant pour *Cs. longiareolata* le taux de mortalité est plus élevé chez le quatrième stade il présente donc le stade le plus sensible. *Cs. longiareolata* l'espèce la plus sensible aux extraits aqueux des six plantes par rapport *Cx. pipiens*.

Mots clés : Culicidae; systématique; biodiversité; morphométrie; région aride; région semi-aride; toxicité; plante médicinale; plante toxique.

Abstract

The results obtained are useful for developing a control program, to direct operations and evaluate their effectiveness. We contributed, for a period of 12 months, from October 2013 to September 2014, To the development of an inventory of the culicidal fauna of the West region of the city of Annaba. The commune of Berrahal considered as a wetland and classified by RAMSAR on 04 June 2003. Our work was carried out in urban and rural sites in the study area. He was established the determination of 12 species and 7 genera. The Aedini tribe is represented by two species: *Ochlerotatus atropalpus*, *Aedes aegypti*, the Culicini tribe is formed by three genera, that of *Culex* which contains three species: *Culex pipiens*, *Culex torrentium* et *Culex laticinctus*. The genus *Orthpodomyia* has a single species *Orthpodomyia pulcripalpis* and the genus *Uranotaenia* is presented by *Uranotaenia unguiculata*. The Culisetini tribe is formed by a single species, It is *Culiseta glaphyroptera*. The tribe of *Anophelinae* is formed by four species: *An. plumbeus*, *An. maculipennis*, *An. claviger* and *An. sergentii*. The species *Culex pipiens* is best represented by its abundance and most frequent in the various sites, the other species are very rare. However, we note that *Anopheles maculipennis* is abundant in the rural site.

An analysis of seven physicochemical parameters of the water of the deposits, Was carried out to determine their influence on biodiversity and mosquito numbers. The results show that the deposit which displays a high abundance of larvae, is characterized by a higher conductivity and a less alkaline pH with the lowest strength. The second site has a low conductivity; An alkaline pH.

On the other hand a comparative study of the biometry of two species *Orthpodomyia pulcripalpis* and *Culex laticinctus* collected from two ecologically and climatically different regions Annaba (humid) and Oum El Bouaghi (semi arid). Statistical analysis by multivariate variance (Manova), Showed that there is a very highly significant difference in the measurements for adult male and female *Orthpodomyia pulcripalpis*. A very highly significant difference between female adults and *Culex laticinctus* larvae of both regions was revealed.

Another part of our experiments is to study the toxicity of the aqueous extracts of the six plants to the four larval instars of *Cx. pipiens* and *Cs. longiareolata*. The classification of the plants according to their toxicities is successively: *R. graveollens*, *T. vulgaris*, *C. maculee*, *G.*

rose, *R. communis* and lately the *D. gnidium* plant. *Cs. longiareolata* the species most sensitive to the aqueous extracts of the six plants that *Cx. pipiens*.

The toxic effect of Bti on larvae *Cx. pipiens* and *Cs. longiareolata*. The first stage of *Cx. pipiens* is the most sensitive to Bti than the other stages, However for *Cs. longiareolata* the mortality rate is higher in the fourth stage so it presents the most sensitive stage. *Cs. longiareolata* the most sensitive species to the aqueous extracts of the six plants by supply *Cx. pipiens*.

Keywords: Culicidae; systematic; Biodiversity; Morphometric; Arid region; Semi-arid region; toxicity; medicinal plant; Toxic plant.

ملخص

كانت النتائج مفيدة لوضع برنامج مراقبة وتوجيه العماليات وتقييم فعاليتها. ساهمنا لمدة 12 شهرا من أكتوبر 2013 إلى سبتمبر 2014, الى اعداد قائمة جرد البعوضات في المنطقة الغربية من مدينة عنابه. بلدية بالرحال تعتبر من الأراضي الرطبة والمحمية عالميا حسب رامسار بتاريخ 4 جوان 2003.

وقد اجري عملنا في المواقع الريفية والحضرية في منطقة الدراسة. ولقد تم تحديد 12 نوعا من البعوضات و7 أجناس قبييلة Aedini تتكون من نوعين : *Ochlerotatus atropalpus* و *Aedes aegypti*, قبييلة Culicini تتكون من

ثلاثة اجناس, واحد منها *Culex* يحتوي على ثلاثة انواع من البعوض : *Culex pipiens*, *Culex torrentium* و *Culex laticinctus*. الجنس *Orthpodomyia* يحتوي على نوع واحد هو *Orthpodomyia pulcripalpis*.

والجنس *Uranotaenia* يتمثل في النوع *Uranotaenia unguiculata*. الجنس *Culisetini* يتشكل من نوع

واحد وهو *Culiseta glaphyoptera*. قبييلة Anophelinae تتشكل من اربعة انواع : *An. plumbeus*,

An. sergentii و *An. maculipennis*, *An. claviger*

النوع *Culex pipiens* هو الأفضل وفرة والأكثر شيوعا في المواقع المختلفة, والأنواع الأخرى نادرة جدا .

و مع ذلك نسجل نوع *Anopheles maculipennis* وفيرة في الموقع الريفي .

تم إجراء تحليل الخصائص الفيزيائية و الكيميائية للمياه التي تتواجد فيها يرقات البعوض لتحديد تأثير هؤلاء علا التنوع البيولوجي و عدد اليرقات , حيث أظهرت النتائج أن المكان يحتوي على عدد كبير من اليرقات يتميز بناقليه و درجة حموضة منخفضة.

قمنا بدراسة نوعين من البعوض *Culex laticinctus* و *Orthpodomyia pulcripalpis* من منطقتين مختلفتين مناخيا عنابه (رطبة) و أم البواقي (شبه قاحلة) .

نتائج التحليل الاحصائي متعدد المتغيرات (MANOVA) تظهر وجود فارق كبير لمجمل المعايير لذكور وإناث النوع

Orthpodomyia pulcripalpis. و فارق كبير أيضا بين إناث و يرقات النوع *Culex laticinctus* للمنطقتين المختلفتين.

جزء سمية مستخلص مائي من ست نباتات على الأربعة مراحل نمو اليرقات من آخر من تجاربنا هو دراسة

Culex pipiens و *Culiseta longiareolata* .

ترتيب النباتات حسب درجة سميتها : *D. gnidium*, *G. rose*, *C. maculee*, *T. vulgaris*, *R. graveollens*. و أخيرا

النبتة *R. communis* .

Culiseta longiareolata هو الأكثر نوع حساس للنباتات السنة المستعملة.

التأثير السمي ل *Bti* اليرقات من *Culex pipiens* و *Culiseta longiareolata*. المرحلة الأولى من

Culex pipiens هي المرحلة الاكثر حساسية *Bti* مقارنة بباقي المراحل. كذلك من اجل *Culiseta longiareolata*

معدل الوفيات مرتفع عند المرحلة الرابعة من النمو اذن هي المحلة الاكثر حساسية.

Culiseta longiareolata هو الأكثر نوع حساس لـ *Bti*.

الكلمات المفتاحية : البعوضيات, منهجي, التنوع البيولوجي؛ المورفولوجية, المنطقة القاحلة؛ المنطقة شبه القاحلة ؛سمية, النباتات الطبية, النباتات السامة.

7. Références bibliographiques

(A)

Abdullah M.A. & Merden A.J. 1995. Distribution and ecology of the mosquito fauna in South western Soudib Arabia. *J. Egypt.Soc.Parasitol.*25(3):815-837.

Abouzeitoun M.H. 1991. Evaluation de la lutte biologique des larves de *Culex pipiens pipiens* (Diptère: Culicidae) à l'aide de *Gambusia affinis* (Poisson Téléostéen). Effet de *Simotéphalus vitalus* (Crustacea: Cladocera). Thèse de magistère en Biologie et physiologie des Invertébrés, option Arthropodologie, Université d'Annaba.

Adebote D.A., Oniye S.J., Ndams I.S. & Nache K.M. 2006. The breeding of mosquitoes (Diptera : Culicidae) in peridomestic containers and implication in yellow fever transmission in villages around Zaria, Northern Nigeria. *J.Entomol.*3(2):180-188.

Adisso D.N. & Alia A.R 2005. Impact des fréquences de lavage sur l'efficacité et la durabilité des moustiquaires à longue durée d'action de types Olyset Net ® et Permanet ® dans les conditions de terrain. *Mémoire de fin de formation en. ABM-DITEPAC-UAC, Cotonou.* 79p. Adja, E K N'Goran, B G Koudou, I Dia, P Kengne, D Fontenille, F Chandre, 2011. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology* 105: 13-24.

AFEPM . 2014. Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie (ANOFEL) 2014, Filarioses humaines, Université Médicale Virtuelle Francophone.

Ahmed M. A. I., Cornel A. & Hammock B. 2012. Monitoring of Insecticide Resistance of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) Colonies-Collected from California. *International Journal of Environmental Science and Development*, 3: 346-349.

Ahn Y. J., Lee S.B., Lee H.S. & Kim G.H. 1998. Insecticidal and acaricidal activity of carvacrol and o-thujaplicine derived from *Thujopsis dolabrata* var. *hondai* sawdust. *Journal of Chemical Ecology*, 24(1): 81-90.

Aissaoui L. 2014. Etude écophysiological et systématique des Culicidae dans la région de Tébessa et lutte biologique. Thèse de doctorat en Biologie animale, Université d'Annaba.

Aissaoui L. & Boudjelida H. 2014. Larvicidal activity and influence of *Bacillus thuringiensis* (Vectobac G), on longevity and fecundity of mosquito species. *European Journal of Experimental Biology*, 4 (1): 104-109.

Alarie Y. 1990. Taxonomie assistée par ordinateur. Annale. Université de Laurentienne.(1) : 153-159.

Alaoui Slimani N., Joud N., Benhoussa A. & Hajji K. 1999. Typologie des habitats d'*Anopheles* dans une zone urbaine (Diptera Culicidae). *Entomologiste*, 55(5): 181-190.

Alaoui Slimani N. 2002. Faune culicidienne d'une zone marécageuse de Rabat-Salé : Biotypologie et contribution à la lutte par des substances naturelles. Thèse Doct. es Sci. Biol., Fac., Sci. Univ. Mohammed V., Rabat, Maroc, 192.

Allouani A. 2013. Activité biologique comparée de l'azadirachtine et *Bacillus thuringiensis* sur *Culex pipiens pipiens* et *Culiseta longiareolata* sur divers aspects: toxicologique, biochimique et reproduction. Thèse de doctorat en Biologie Animale, Université Badji Mokhtar, Annaba. 247p.

Alouani A., Rehim N. & Soltani N. 2009. Larvicidal activity of a Neem tree extract (Azadirachtin) against mosquito larvae in the republic of Algeria. *Jordan Journal of Biological Sciences*, 2(1): 15- 22.

Alves J.B., Gomes R., Rodrigues J., Silva A.P., Pinto A.J. & Sousa C.A. 2010. Mosquito fauna on the Cape Verde Islands (West Africa): an update on species distribution and a new finding. *Vect. Ecol.*, 35: 307-312.

Amiot J. 2005. *Thymus vulgaris*, un cas de polymorphisme chimique pour comprendre l'écologie évolutive des composés secondaires. *Thèse de doctorat-Ecole nationale supérieure d'Agronomie demontpellier.*

Amira K., Boudjelida H. & Farine J.P. 2013. Effect of an insect growth regulator (halofenozide) on the cuticular hydrocarbons of *Culex pipiens* larvae. *Afr. Entomol.*, 21(2): 343–348.

Amraoui F. 2012. Le moustique *Culex pipiens*, vecteur potentiel des virus West Nile et fièvre de la vallée du Rift dans la région du Maghreb .2012. L'UNIVERSITE MOHAMMED V-AGDA. Maroc.

Andi . 2013. Agence Nationale de développement de l'Investissement (ANDI)-2014.

Andreadis T.G., Anderson J.F & Vossbrinck C.R. 2001. Mosquito surveillance for West Nile virus in Connecticut, 2000: isolation from *Culex pipiens*, *Cx. restuans*, *Cx. salinarius*, and *Culiseta melanura*. *Emerg Infect Dis*, 2001, 7, 670-674.

Andreo S. 2003. L'effet anti-gorgement sur chien d'un shampoing a 0,07% de deltamethrine sur un moustique du complexe *Culex pipiens*. Th.: Med. Vet. : Toulouse, 128. 63 pp.

Anonyme 1. 2009. Ministère de l'agriculture et du développement rural direction des forets « Fiche descriptive sur les zones humides de RAMSAR » lac Fetzara.

Aouati A. 2005. Etude de la biodiversité des Culicidae du marais Lac des oiseaux. Mémoire d'ingénieur. Univ. Annaba.

Aouinty B., Oufara S., Mellouki F. & Mahari S. 2006. Evolution préliminaire de l'activité larvicide des extraits aqueux des feuilles du ricin (*Ricinus communis* L.) et du bois de thuya (*Tetraclinis articulata*(Vahl) Mast.) sur les larves de quatres moustiques culicidae: *Culex pipiens* (Linné), *Aedes caspius*(Pallas), *Culiseta longiareolata* (Aitken) et *Anopheles maculipennis* (Meigen). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, 10 (2): 67-71.

Arya N., Chaurasia S., Shakya A., Bharti M. & Sahai N. 2001. Efficacy of ageratum conyzoides against the control of mosquitoes. *Internat. J. pharm. Sci. Res.*, 2(12): 3235-3237.

Ati S. 2008. Activité biologique du *Bacillus thuringiensis israelensis* sur les larves de *Culex pipiens*. Effet sur plusieurs aspects biochimiques et reproduction. Thèse de Magistère en Biologie et Physiologie Animale, Option : Reproduction Animale, Université d'Annaba.

Ayitchedji A.M. 1990. Bioécologie d'*Anopheles melas* et d'*Anopheles gambiae* s.s. Comportement des adultes vis-à-vis de la transmission du paludisme en zone côtière lagunaire, République du Bénin. *Mémoire de fin de formation en TLM-DETS-CPU-UNB, Cotonou. 76p.*

(B)

Balenghien T. 2006. De l'identification des vecteurs du virus West Nile a la modélisation du risque d'infection en Camargue. Thèse d'université en ligne a <http://tel.archives-ouvertes.fr>.

Balenghien T.M., Vazeille M., Grandadam F., Schaffner H., Zeller P., Reiter P., Sabatier S., Fouque F., Bicout D. J. 2008. Vector competence of some French *Culex* and *Aedes* mosquitoes for West Nile virus. *Vector Borne Zoonot., Dis.*, 8: 589-595.

Barbault R. and Celecia. J. 1981. The notion of guild: theoretical and methodological aspects. In Ecology of the Chihuahuan Desert.. R. Barbault and G. Halffter (Eds). 19-34. Mexico: Instituto de Ecologia.

Barbosa FS., Leite GLD., Alves SM., Nascimento AF., D'Ávila VA., Costa CA. 2011. Insecticide effects of *Ruta graveolens*, *Copaifera langsdorffii* and *Chenopodium ambrosioides* against pests and natural enemies in commercial tomato plantation. *Maringa*, 33(1): 37-43.

Bauer L.S. 1995. Resistance: A threat to the insecticidal crystal proteins of *Bacillus thuringiensis*. *Florida Entomol.*, 78(3): 414- 442.

Bauer L.S. 1995. Resistance: A threat to the insecticidal crystal proteins of *Bacillus thuringiensis*. *Florida Entomol.*, 78(3): 414- 442.

Bebba N. 2004. Etude comparative des effets des insecticides sur les populations larvaires de Culicidae de Constantine et Oued Righ (Touggourt et Djamâa). Mém Mag., Université de Constantine, 179p.

Becker E. 1938. The mouth apparatus of the *Anopheles* larva and its movements in feeding upon organisms of the surface films -water. *Zool. Zh.*, 17 (13): 427-440 (en russe).

Becker N. & Margalit J. 1993. Use of *Bacillus thuringiensis israelensis* against mosquitoes and blackflies. In: Entwistle P. F., Cory J. S., Bailey J. M., Higg S. (Eds.), *Bacillus thuringiensis*, an Environmental Biopesticide: Theory and Practice. *John Wiley and Sons, Ltd*, p149-170.

Becker N. 2001. Contexts and systems in studies of maternal and child health. Volume 24, Issue 3; Pages: 155–156.

Becker N. 2006. Biological control of mosquitoes: Management of the upper thine mosquito population as a model programme. J. Eilenberg and H.M.T. Hokkanen (eds). *An Ecological and Societal Approach to Biological Control*, 227-245

Becker N., Petric D., Zgomba M., Boase C., Madon M., Dahl C. & Kaiser A. 2010. Mosquitoes and their control. Springer, Heidelberg, Dordrecht, New York, 577p.

Becker N., Huber K., Pluskota B. & Kaiser A. 2011. *Aedes japonicus japonicus* – anewly established neozoan in Germany and a revised list of the German mosquito fauna. *European Mosquito Bulletin* 29, 88-102.

Belghiti M.L., Chahlaoui A., Bengoumi D. & El Moustaine R. 2013. Etude de La qualité physico-chimique et bactériologique des eaux souterraines de la nappe Plio-Quaternaire dans la région de Meknès (Maroc). *Larhyss Journal*, ISSN 1112-3680, n°14, pp. 21-36.

Belhamra A. 2001. Contre de la salinité des eaux du Lac Fetzara jusqu'à la mer. Mémoire de Magister, option : Biologie et Physiologie des Organismes Marins. Univ. Annaba, 110 p.

Benayad. 2008. Les huiles essentielles extraites des plantes medicinales marocaines : moyen efficace de lutte contre les ravageurs des denrees alimentaires stockees. Université Mohammed V – Agdal. pp.1-63.

Bendali-Saoudi F. 1989. Etude de *Culex pipiens pipiens* anautogène. Systématique, biologie, lutte (*Bacillus thuringiensis israeliensis* serotype H14, *Bacillus sphaericus* 1953) et deux espèces d'hydracariens. Thèse de Magister en Arthropodologie, Univ. d'Annaba.

Bendali-Saoudi F., Djebbar F. & Soltani N. 2001. Efficacité comparée de quelques espèces de poissons à l'égard de divers stades de *Culex pipiens L.* dans des conditions de laboratoire. *Parasitica*, 57 (4): 255- 265.

Bendali-Saoudi F. 2006. Etude bioécologique, Systématique et Biochimique des Culicidae (Diptera- Nematocera) de la région d'Annaba. Lutte Biologique anticulicidienne. Thèse de Doctorat d'Etat en Science Naturelle, Université Badji Mokhtar Annaba, Algérie.

Bendali-Saoudi F., Oudainia W., Ben-Malek L., Tahar A. & Soltani N. 2013. Morphometry of *Culex pipiens pipiens* (Linneus, 1758) (Dipterae; Culicidae) principal vector of West Nile Virus, harvested from 2 zones, humid, semiarid (East of Algeria). *Ann. Biol. Res.*, 4 (10): 79-86.

Bendali-Saoudi F., Gacem H. & Soltani N. 2014. Inventaire des hydracariens dans le lac Tonga (Algérie). *Entomologie Faunistique – Faunistic Entomology*, 67: 109-117.

Benhissen S. & Madi H. 2009. Inventaire de la faune Culicidienne dans un écosystème aride (Ouled-Djellal) et dans un écosystème semi-aride (Souk-Ahras). Mem. Master en écophysiologie Animale. Univ. Annaba.

Benhissen S., Habbachi W., Masna F., Mecheri H., Ouakid M. L. & Bairi A.M. 2014. Inventaire des Culicidae Des Zones Arides: Cas Des Oasis d'Ouled (Biskra ; Algérie) Inventory Culicidae dry lands: Inventory Culicidae dry lands: The case of Oasis Ouled Djellal (Biskra, Algeria). *Revue ElWahat pour les Recherches et les Etudes. Revue ElWahat pour les recherches et les Etude*, ISSN : 1112 -7163. Vol.7. n°2.

Benkhalfate El-Hassar C. 1991. Cartographie de *Culex pipiens* (Diptera, Culicidae) en milieu urbain (ville de Tlemcen) ; recherche des causalités de la dynamique démographique des stades préimaginaux. Thèse de magister, Univ. Tlemcen: 143 pp.

Ben-Malek L. 2010. Etude bioécologique des Culicidae des zones urbaines et rural de l'extrême Nord-est Algérien. Lutte bactériologique par le *Bacillus thuringiensis israelensis* sérotype H14 à l'égard des adultes femelles et des larves néonates d'*Anopheles maculipennis labranchiae*.

Berticat C., Boquien M., Raymond M. & Chevillon C. 2002. Insecticide resistance genes induce a mating competition cost in *Culex pipiens* mosquitoes. *Genet. Res. Camb.*, 79: 41-47.

Berchi S. 2000 a. Bioécologie de *Culex pipiens* (Diptera, Culicidae) dans la région de constantine et perspective de lutte. Thèse Doc. Es. Science. Université de constantine.

Berchi S. 2000b. Bioécologie de *Culex pipiens* L. (Diptera : Culicidae) dans la région deConstantine et perspectives de luttés. Thèse doc. Es – science, Université de Constantine,Algérie: 133p.

Berchi S., Aouati A. & Louadi K. 2012. Typology of favourable biotopes to the larval development of *Culex pipiens* L. 1758 (Diptera-Culicidae), source of nuisance at Constantine (Algeria). *Ecologia mediterranea*, Vol. 38 (2) - 2012.

Berrak H. 2009. Inventaire des moustiques et des hydracariens dans le lac des oiseaux: lutte biologique. Thèse de Magistère en ecologie animale. Option: interactions negatives dans les communautés animals, Parasitisme et prédation, Université d'Annaba.

Berrezig W. 2007. Inventaire des Culicidae dans les subérais de Brabtia au niveau du Parc National d'El-Kala..

Berry W.J. & Craig G.B. 1984. Bionomics of *Aedes atropalpus* breeding in scrap tires in northern Indiana. *Mosquito News*, 44, 476-484.

Blacklock B. & H.F. Carter. 1920. Further experiments with *Anopheles plumbeus*, Stephens; its infection with *P.falciparum* in England, also notes on the apparatus and technique employed. *Ann. Trop. Med. Parasitol.* 14: 275-283.

Blakemore D. 1994. Echo questions: A pragmatic account. *Lingua* 4. 197-211.

Blondel J. 1975. L'analyse des peuplements d'oiseaux. Element d'un diagnostique écologique. La méthode d'échantillonnages fréquentiels progressifs (E.F.P.). *Rev. Ecol. Terre et vie*, 29 (4): 533-589.

Boisvert J. & Lacoursiere J.O. 2004. Le *Bacillus thuringiensis israelensis* et le contrôle des insectes piqueurs au Québec. *Envirodoq No. ENV/2004/0278. Ministère de l'Environnement, Quebec.*

Bosser J., Cadet Th., Guénot J. & Marais W. 1987. Flore des Mascareignes » Office de la recherche scientifique et technique d'outre mer.

Bouaziz A. 2012. Inventaire et lutte contre les moustiques dans une région semi-aride (Tebessa). Thèse de doctorat en Biologie Animale, université d'Annaba, 150 p.

Bouabida H., Djebbar F. & Soltani N. 2012. Etude systématique et écologique des Moustiques (Diptera: Culicidae) dans la région de Tébessa (Algérie). *Faun. Entomol.*, 65: 99-103.

Bouallam T.S. 2001. Ecologie des diptères culicidés de la région de Marrakech: Contribution à l'amélioration des moyens de lutte chimique et biologique., Thèse. Doct. Es Sci., Fac. Sci. Semlalia., Unv.Cadi Ayyad., Marrakech, Maroc. 148p.

Bouaouina A. 2008. Inventaire des Culicidés dans la région de Guelma, effet d'un agoniste de l'hormone de mue métoxyfenozone (RH-2485) sur les larves de *Ochlerotatus nigripes* L.: étude biochimique, enzymatique et sur le potentiel reproducteur. Mémoire de Magister en

Physiologie Animale, Option: Reproduction et Développement. Département de Biologie, Université d'Annaba.

Boudemagh N., Bendali-Saoudi F. & Soltani N. 2013. Inventory of *Culicidae* (Diptera: Nematocera) in the region of Collo (North-East Algeria). *Ann. Biol. Res.*, 4 (2): 94-99.

Boudemagh N. 2015. Etude bioécologique de quelques espèces de *Culicidae* et hydracariens dans la région de Collo. Essais de lutte biologique anticulicidienne par les hydracariens. Thèse de Doctorat L.M.D (3^{ème} cycle) en Biologie animale environnementale. Option: Reproduction et développement. Département de Biologie. Faculté des Sciences. Université Badji Mokhtar Annaba.

Boudjelida H., Bouaziz A., Smaghe G. & Soltani N. 2002. Insecticidal activity of a nonsteroidal molting hormone agonist on mosquito larvae and effects on ecdysteroid amounts. *Med. Fac.Landbouww. Univ. Gent*, 67 (3): 657-663.

Boudjelida H., Bouaziz A., Thomas S., Smaghe G. & Soltani N., 2005. Effects of ecdysone agonist halofenozide against *Culex pipiens*. *Pest. Bioch. and Physiol.*, 83: 115- 123.

Boudjelida H., Aïssaoui L., Bouaziz A., Smaghe G. & Soltani N. 2008. Laboratory evaluation of *Bacillus thuringiensis* (Vectobac WDG) against mosquito larvae, *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. *Commun Agric Appl Biol Sci.*, 73 (3): 603-9.

Boudjelida H. & Soltani N. 2010. Lutte biologique avec un champignon entomopathogène *Metarhizium anisopliae* Metch. À l'égard de *Cydia pomonella* L. *travaux de l'institut scientifique, série Zoologie, Rabat*, 47: 113-116.

Bouchet R. & Bouchet C. 2009. Dictionnaire thérapeutique des plantes. Trajectoire.

Boudrihem R. 2001. Contribution à l'étude d'un inventaire systématique des *Culicidae*(Diptera, Nematocera) dans quelques gites situés dans la région de Touggourt. Mém. de DES. Univ. Constantijne, 20p.

Boukraa S., Baba Aïssa N., Abdelaziz B., Ali Ben Ali-Lounaci Z., Doumandji S. & Frédéric F. 2013. Les moustiques (Diptera : Culicidae) de la région du M'Zab-Ghardaïa, Algérie : biodiversité et importance médico-vétérinaire. Conference Paper. In proceeding of: 11ème journée entomologique de Gembloux, At Gembloux, Belgique.

Boulkenafet F. 2006. Contribution à l'étude de la biodiversité des Phlébotomes (Diptera: Psychodidae) et appréciation de la faune Culicidienne (Diptera: Culicidae) dans la région de Skikda. Mém.Mag. en entomologie.Option: application agronomique et médicale. Université mentouri constantine faculté des sciences de la nature et de la vie département des sciences de la nature et de la vie.

Boustié J., Caubet A. & Paris M. 2002. Atlas des intoxications d'origine végétale. *Pathologie professionnelle et de l'environnement*. 16-065-A-10.

Braga J.M. 1931. Culicideos de Portugal Instituto de Zoologia da Universidade do Porto. Porto, Portugal.

Braks M., Van Der Giessen J., Kretzschmar M., Van Pelt W., Scholte E. J., Reusken C., Zeller H., Van Bortel W. & Sprong H. 2011. Towards an integrated approach in surveillance of vector-borne diseases in Europe. *Parasites & Vectors.*, 4, 192.

Bruneton J. 1993. Pharmacognosie; Phytochimie- plante médicinales.Ed. Lavoisier: 863-865.

Bruneton J. 1999. Pharmacognosie et phytochimie des plantes médicinales. *3ème Ed Tec & Doc. Paris*.

Brunhes J., Rhaim A., Geoffroy B., Angel G. & Hervy J. P. 1999. Les Culicidés d'Afrique Méditerranéenne. Liste et répartition des espèces. *Bull. Soc. Entomol. Fr.*, 8, 91-100.

Brunhes J., Rhaim A., Geoffroy B., Angel G. & Hervy J.P. 1999. Les Culicidae d'Afrique méditerranéenne. Logiciel de l'institut de recherche et de développement de Montpellier (France).

Brunhes J., Hassaine K., Rahaim A. & Hervy J.P. 2000. Les Culicidae d'Afrique méditerranéenne. Liste et répartition des espèces. *Bulletin de la société Entomologique de France.*, 8 (2): 91-100.

Brunhes J., Rhaim A., Geoffroy B., Angel G. & Hervy J.P. 2001. Les moustiques de l'Europe. Logiciel d'identification et d'enseignement. IRD édition.

Bunch T D., Panter K E. & James L F. 1992. Ultrasonnd study of the effects of certain poisonous plants on uterine function and fetal development in livestock. *Journal of animal science.* 70: 1639-1643. (<http://ja.fass.org>)

Bussieras J. & Chermette R. 1991. Parasitologie Vétérinaire, Entomologie, Service de Parasitologie, ENVA, 58-61.

(C)

Cabrera E. & García-Granados A. 1981. Phytochemistry of Thymelaeaceae – III. Flavonoids and coumarins from *Daphne gnidium* L. *An. Quim. Series C* 77, 31-34.

Cachareul A. I. 1997. Les moustiques: cycle de développement, aspects anatomophysiologiques et régulation du cycle ovarien. 131 pp.

Carnevale P. & Robert V. 2009. Les anophèles: biologie, transmission du plasmodium et lutte antivectorielle, Marseille, 391p.

Casida J.E. & Quistad G.B. 1998. Golden age of insecticide research: Past, present, or future. *Annual Review of Entomology* 43: 1-16.

Centre de la protection des forêts de Berrahal. 2013.

Chandra G., Bhattacharjee I., Chatterjee S.N. & Ghosh A. 2008. Mosquito control by larvivorous fish. *Indian J. Med. Res.*, 127: 13–27.

Chandre F., Darriet F., Manga L., Akogbeto M., Faye O., Mouchet J. & Guillet P. 1999. Status of pyrethroid resistance in *Anopheles gambiae sensu lato*. *Bull. World Health Org.*, 77: 230-234.

Chaouki W, Leger DY, Liagre B, Cherrah Y, Beneytout JL, Hmamouchi M. 2009. Roots of *Daphne gnidium L.* inhibit cell proliferation and induce apoptosis in the human breast cancer cell line MCF-7. *Pharmazie*. 64(8):542-6.

Charles J. F. & de Barjac H. 1982. Sporulation et cristallogénèse de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* en microscopie électronique. *Ann. Inst. Pasteur Mic.*, 133: 425-442.

Charles J. F. & de Barjac H. 1983. Action of crystals of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on the midgut of *Aedes aegypti L.* larvae, studied by electron microscopy. *Ann. Microbiol.*, 134 A(2):197- 218.

Charbonneau C. S., Drobney R. D. & Rabeni C. F. 1994. Effects of *Bacillus thuringiensis* on non target benthic organisms in a lentic habitat and factors affecting the efficacy of the larvicide. *Environ. Toxicol. Chem.*, 13: 267-279.

Chaudonneret J. 1962. Quelques dispositifs remarquables dans les organes de l'ingestion chez la larve de moustique (Diptera, Nematocera). *Ann. Sci. Nat., Zool.*, 4 (3): 473- 488.

Chilcott C. N., Kalmakoff J. & Pillai J. S. 1983. Characterization of proteolytic activity associated with *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* crystals. *FEMS Microbiol. Lett.*, 18: 37-41.

Chouahda S. & Soltani N. 2009. Impact du cadmium et du halofenozide sur les indices métriques des femelles adultes d'un poisson culiciphage, *Gambusia affinis*. *Sciences & Technologie C*, N°29, pp. 9-14. Université Mentouri de Constantine.

Chouahda S. & Soltani N. 2013. Toxicité aiguë et chronique du cadmium chez un poisson culiciphage: *Gambusia affinis*. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, 2012, 138 (1-4): 115-126.

Christophers G.M. 1915. The male genitalia of *Anopheles*. *Indian j. med.Res.*, 3:371.

Christophers S.R. 1922. The development and structure of the terminal segments and hypopygium of the mosquito with observations on the homologies of the terminal segments of the larva. *India J. Med. Res.*, 10: 530-572.

Christophers S.R. 1923. The structure and development and of the female genital organs and hypopygium of the mosquito. *Indian J. Med. Res.*, 10: 698-720.

Christophers S. R. & Barraud P.J. 1931. The eggs of Indian Anopheles, with descriptions of the hitherto undescribed eggs of a number of species. *Rec. Malar. Surv. Indian*, 2: 161-192.

Christophers S. R. 1933. The fauna of British India, including Ceylon and Burma. Diptera 4. Culicidae. *Tribe Anophelini*, 371p., *illus. London*.

Christophers S. R. 1960. *Aedes aegypti* (L.), the yellow fever Mosquito. Its life history, Bionomics and structure. *Cambridge Univ.Press*, 739PP.

Cloutier C. & Cloutier C. 1992. Les solutions biologiques de lutte pour la répression des insectes et acariens ravageurs des cultures. In Vincent, C. et Coderre, D. (réd.), *La lutte biologique*. Boucherville (Québec), *Gaëtan Morin Éditeur*. Chap. 2: 19-88.

Cordell G.A. 1984. Studies in the Thymelaeaceae. NMR spectral assignments of daphnoretin. *JNat Prod.* 47, 84-88

Cottigli F, Loy G, Garau D, Floris C, Caus M, Pompei R, Bonsignore L. 2001. Antimicrobial evaluation of coumarins and flavonoids from the stems of *Daphne gnidium* L. *Phytomedicine*. 8(4):302-305.

(D)

Daget P. 1976. *Les modèles mathématiques en écologie*. (ed). Masson. Paris. P 172.

Dagnélie P. 1970. Théorie et méthodes statistiques : applications agronomiques(vol. 2). Gembloux, Pesses agronomiques, 451 p.

Dagnélie P. 1986. Analyse statistique à plusieurs variables. Gembloux, Pesses agronomiques, 362 p.

Dagnélie P. 2006. Statistique théorique et appliquée. Tomme 2 : Inférences à une et à deux dimensions. Bruxelles-université DE BOECK et LARCIER : 659 p.

Dagnélie P. 2009. Statistiques descriptives et bases de l'inférence statistique. Bruxelles-université. DE BOECK et LARCIER, 511p.

Dajoz R. 1971. Précis d'écologie. (ed). Duno. Paris, P 434.

Damiens D., Martin G., Deswattines P., Hance T. 2011. Toxicité et rémanence d'une nouvelle formulation du *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* sur les larves de *Culex pipiens* L. et *Aedes geniculatus* (Oliver) (Diptera: Culicidae) en eaux usées. *Faunistic Entomology*, 63 (3):157-163.

Dandlen S.A., Lima A.S., Mendes M.D., Miguel M.G., Faleiro M.L., Sousa M.J., Pedro L.G. Barroso J.G. & Figueiredo A.C. 2010. Antioxidant activity of six Portuguese thyme species essential oils. *Flavour Frag. J.* 25. 150–155.

Darriet F. 1998. La lutte contre les moustiques nuisants et vecteurs de maladies, Khartala-orstom, Paris. 91 p.

Davis N.C. 1926. Notes on the female hypopygia of Anopheline mosquitoes, with special reference to some Brazilian species. *American. J Hyg.*, 6: 1-22.

De Barjac H. 1978a. Une nouvelle variété de *Bacillus thuringiensis* très toxique pour les moustiques : *B. thuringiensis* var. *israelensis* sérotype 14. *Cr. Acad. Sci.*, (Paris), 286: 797-800.

De Barjac H. 1978. Toxicité de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* pour les larves d'*Aedes aegypti* et d'*Anopheles stephensi*. *C. R. Acad. Sci.*, (Paris) 286: 1175-1178.

DeBelaire. 1990. Structure et fonctionnement et perspective de gestion de quatre complexes lacustres et marécageux (El-Kala et Algérien). Thèse Doct-Univ.U.S.T.L.Montpellier France.

Deina M., Rosa A., Cottiglia F., Bonsignore L., & Dessi M.A. 2003. Chemical composition and antioxidant activity of extracts from *Daphne gnidium* L. *Journal of the American Oil Chemists Society* 80, 65–70.

Delaunaya P., Hubicheb T., Blanc V., Perrin dY., Martya P. & Del Giudice P. 2012. *Aedes albopictus* en France métropolitaine *Aedes albopictus* in metropolitan France. *Annales de dermatologie et de vénéréologie. Elsevier masson.*, 139, 396-401.

Demarne F.E. 1985. « Le géranium rosat ». Parfums, Cosmétiques et Arômes, n°62.

Déthiollaz S. 2003. La ricine, une arme biologique. *Proline* Numéro 8, pp 1-4.

Dhadialla T.S. & Raikhel A.S. 1994. Endocrinology of mosquito vitellogenesis. In: Davey K. G., Peter R. E., Tobe S. S. (Eds), *Perspectives in comparative Endocrinology. Nat. Res. Council of Canada*, Ottawa, pp: 275-281.

Djabri L., Mania J., Messadi D., Hani A. & Souag M. 1996. *Apport des isotopes pour la connaissance de l'origine des eaux de la vallée de la Seybouse (est. Algérien)*. *Revista Hidrogeología (Espagne)*, 12, pp 3-14.

Djehader N.E.H., Boudjelida H., Bouaziz A. & Soltani N. 2013. Biological effects of a benzoylphenylurea derivative (Novaluron) on larvae of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *Adv. in Appl. Scien. Res.*, 4 (4): 449-456.

Djehader N. E. H., Aissaoui L., Amira K. & Boudjlida H. 2014. Impact of a chitin synthesis inhibitor, Novaluron, on the development and the reproductive performance of Mosquito of *Culex pipiens*. *World applied science Journal*, 29 (7) : 954-960.

Dob T., Dahmane D., Benabdelkader T. & Chelghoum C. 2006. Studies on the essential oil composition and antimicrobial activity of *Thymus algeriensis* Boiss. *Int. J. Aromather.*, 16, 95–100.

Doby J.M. & Mouchet J. 1957. Ecologie larvaire dans la region de Yaoundé (Sud-Cameroun). *Bull. Soc. Path. Exot.*, 50: 945-957.

Dohm D.J. & Turell M.J. 2011. Effect of incubation at overwintering temperatures on the replication of West Nile Virus in New York *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *J Med Entomol*, 2001, 38, 462-464.

Dohm D.J., Guinn M.L. & Turell M.J. 2002a. Effect of environmental temperature on the ability of *Culex pipiens* (Diptera- Culicidae) to transmit West-Nile virus. *J Med Entomol* 39 (1) :221-5.

Dahl C. 2000. Feeding in nematoceran larvae: ecology, behavior, mechanisms and principles. Proc 13th Europ SOVE Meeting, Ankara , Soci Vector Ecol, pp 21–27.

Duchauffour P. 1976. Atlas Écologique des sols du monde. Masson, Paris. 178 p.

(E)

Eckhoff A. P. A. 2011. Malaria transmission-directed model of mosquito life cycle and ecology. *Eckhoff Malaria Journal*, 10: 303.

Edwards F. W. 1913. Diptera of the Lake of Tiberias and Damascus. *Journal of the Asiatic Society of Bengal*, (N. S.), 9, 48 - 51.

Edwards F. W. 1941. Mosquitoes of the Ethiopian Region, part III: Culicinae adults and pupae, *Brit.Mus. Nat. Hist.*, London, 449p.

El-Akhal1., Greche., Ouazzani Chahdi., Guemmouh. & El Ouali Lalami1. 2014. Composition chimique et activité larvicide sur *Culex pipiens* d'huile essentielle de *Thymus vulgaris* cultivées au Maroc Chemical composition and larvicidal activity of *Culex pipiens* essential oil of *Thymus vulgaris* grown in Morocco .6 (1) (2015) 214-219

Al-Barwani F M. & Eltayeb E A. 2004. Antifungal compounds from induced *Conium maculatum* L. plants. *Biochemical Systematics and Ecology*. 32 (12): 1097-1108.

El Bouzidi L., Alaoui Jamali C., Bekkouche K., Hassani L., Wohlmuth H., Leach D. & Abbad A. 2013. Chemical composition, antioxidant and antimicrobial activities of essential oils obtained from wild and cultivated Moroccan *Thymus* species. *Ind. Crop. Prod.* 43 (2013) 450– 456.

Eleni M., Antonies M. & George K. 2009. Alexios-Leandos S., Prokopios M., “High quality bergamot oil from Greece: Chemical analysis using chiral gas chromatography and larvicidal activity against the West Nile virus vector”, *Molecules*.14(2): 839-849.

Elhabazi K., Ouacherif A., Laroubi A., Aboufatima R., Abbad A., Benharref A., Ziad A., Chait A. & Dalal A. 2008. Analgesic activity of three thyme species, *Thymus satureioides*, *Thymus maroccanus* and *Thymus leptobotrys*. *Afr. J. Microbiol. Res.*, Vol.(2) pp. 262-267.

El Kaïm B. 1972. Contribution à l'étude écologique et biologique des Culicides *Aedes detritus* Halyday, *Aedes caspius* Pallas. *Soc. Nat. et Phy.*, Maroc 52 (3-4):197-204.

El Ouali Lalami A., El Hilali O., Benlamlah M., Merzouki M., Raiss N., Ibensouda Koraichi S. & Himmi O. 2010. Étude entomologique, physico-chimique et bactériologique des gîtes larvaires de localités à risque potentiel pour le paludisme dans la ville de Fès. *Bulletin de l'Institut scientifique*, Rabat, section Sciences de la vie no 32 (2): 119-127.

Emberger L. 1955. Travaux botanique et d'écologie. Monsson et Compagnie. Paris p 469.

(F)

Faleiro M.L., Miguel M.G., Ladeiro F., Venâncio F., Tavares R., Brito J.C., Figueiredo A.C., Barroso J.G. & Pedro L.G. 2003. Antimicrobial activity of essential oils isolated from Portuguese endemic species of *Thymus*. *Lett. Appl. Microbiol.* 36. 35–40.

Farajollahi A., Crans W. J., Bryant P., Burkhalter K. L. & Godsey M. S. 2005. Detection of West Nile viral RNA from an overwintering pool of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) in New Jersey, 2003. *J. Med. Entomol.*, 42: 490-494.

Farah w. 2005. -Qualité physico-chimique des eaux sont arrivais du lac Fetzara. (Nord-Est Algérien, diplôme d'ingénieur d'état en écologie et environnements. Université Badji Mokhtar, Annaba, Algérie.

Faran M.E. & Nthicum K.L. 1981. *Mosq. Syst.*, 13,(1), 12.

Fargues J. & Bourguet D. 2005. La lutte microbiologique contre les insectes ravageurs descultures: cintraintes, bilan et perspectives. *Enjeux phytosanitaires pour l'agriculture et l'environnement*. E. T. DOC. Paris-Londres-New-York, Lavoisier: 1013.

Flesch F. 2005. Intoxications d'origine végétale. *Médecine*. 2 (5) : 532-546.

Fontenille D. 2010. Vecteurs d'arbovirus et indicateurs de lute (WN, RVF, YF, DEN, CHIK). IRD, UR 016. Caractérisation et contrôle des populations de vecteurs, Département Sociétés et Santé, IRD, Montpellier.

(G)

Gaillard Y., Cheze M. & Pépin G. 2001. Intoxications humaines par les végétaux supérieurs. *Annales de Biologie Clinique*. 59 (6) : 764-5.

García-Granados A. & Sáenz de Buruaga J M. 1980. The ¹³C NMR spectrum of 5- O-β-Dprimeverosyl genkwanine. *Organic Magnetic Resonance*. 13(6), 462–463.

Gaud J. 1953. Notes biogéographiques sur les Culicides du Maroc. Archives Institut Pasteur, Maroc, IV (7): 443-490.

Ghasemi AG. 2009. [Medicinal plants used in Chaharmahal and Bakhtyari districts of Iran](#). *Herba Polonica* 55 (2), 69-77

Ghazali D. & Zaid A. 2013. Etude de la qualité physico-chimique et bacteriologique des eaux de la source ainSalama-jerri (region de meknes –maroc). *Larhyss Journal*, n° 12, pp. 25-36

Ghosh S.K., Tiwari S.N., Sathyanarayan T. S., Sampah T.R., Sharma V.P., Nanda N., Joshi H., Adak T. & Subbarao S.K. 2005. Larvivorous fish in wells target the malaria vector sibling species of the *Anopheles culicifacies* complex in villages in Karnataka, India. *Trans. Roy. Soc. Trop. Med. Hyg.*, 99: 101-105.

Ghniemi W., Dicko A., Khouja M.L. & El Ferchichi O.H. 2014. Larvicidal activity, phytochemical composition, and antioxidant properties of different parts of five populations of *Ricinus communis* L. *Ind. Crop. Prod.* 56, 43-51.

Ghosh S., Shashi S., Anil K., Sachin D.D., Ray A.K. & Rawat S. 2013. Acaricidal properties of *Ricinus communis* leaf against organophosphate and pyrethroids resistant *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. *Veterinary Parasitology* 192 (2013) 259–267.

Gill S.S., Cowles E.A. & Pietrantonio P.V. 1992. The mode of action of *Bacillus thuringiensis* d- endotoxins. *Ann. Rev. Entomol.*, 37: 615-636.

Gilly G. 1997. Les plantes à parfum et huiles essentielles à Grasse. L'HARMATTAN, Paris, pp : 11-19.

Gingrich J.B. & Williams G.M. 2005. Host Feeding patterns of suspected West Nile virus mosquito vectors in Delaware 2001-2002 –J Am Mosq Control Assoc 21 (2) :194-200.

Goldberg L. & Margalit J. 1977. A bacterial spore demonstrating rapid larvicidal activity against *Anopheles sergentii*, *Uranotaenia unguiculata*, *Culex univittatus*, *Aedes aegypti* and *Culex pipiens*. *Mosquito News*, 37: 355-358.

Gopalakrishnan R., Das M., Baruah I., Veer V. & Dutta P. 2013. Physiocochemical characteristics of habitats in relation to the density of container-breeding mosquitos in Assam, India. *J. Vector Borne Dis.* 50(3):215-219.

Gourmala S. 1991. Principe et élaboration d'une carte écologique du peuplement de Culicidae (*Aedes*, *Culex*, *Culiseta*) sur la wilaya de Tlemcen (Algérie).

Govere J., Durrheim DN., Du Toit N. & Hunt RH. 2000. [The Central African Journal of Medicine](#). 46(8):213-216.

Gravot A., Larbat R., Hehn A., Lièvre K., Gontier E., Goergen JL. & Bourgauda FEE. 2004. Cinnamic acid 4-hydroxylase mechanism-based inactivation by psoralen derivatives: cloning and characterization of a C4H from a psoralen producing plant-*Ruta graveolens*-exhibiting low sensitivity to psoralen inactivation. *Arch. Biochem. Biophys.*, 422: 71-80.

Gregbine A. 1966. Biologie et taxonomie des Anophelinae de Madagascar et des îles voisines. *Impression Laure*. 487p.

Grosso C., Figueiredo A.C., Burillo J., Mainar A.M., Urieta J.S., Barroso J.G., Coelho J.A. & Palavra A.M.F. 2010. Composition and antioxidant activity of *Thymus vulgaris* volatiles: comparison between supercritical fluid extraction and hydrodistillation. *J. Sep. Sci.*, 33. 2211–2218.

Guerere M. & Demarne F. 1985. (Caractérisation de l'huile essentielle de <(G éranium Bourbon >> par chromatographie en phase gazeuse sur colonne capillaire. » Ann. Fals. Exp. Chim.78, N0837, pp. 18 3-1 88.

Guillaumot L. 2006. Les moustiques et la dengue. Institut Pasteur de Nouvelle Calédonie. 15 p. Article. Site: Institut Pasteur. Date de consultation : 04.07.2008.

Guillén M. D. & Manzanos M. J. 1998. Study of the composition of the different parts of a Spanish *Thymus Vulgaris* L. *plqnt. Food chemistry*. 63 (3) : 373-383.

Guitsevich A.V., Monchadski A. S. & Shtakelberg A. A. 1974. Fauna of the U. S.S.R., Diptera Family Culicidae, III, 4, 408p.

Guy Y. 1959. Les *Anopheles* du Maroc. Mém. Soc. Sc. Nat. Phys. Maroc, Zool., Nouv. Série, 7, pp. 1-235.

(H)

Habes S. 2006. Pollution saline d'un lac, cas du lac Fedzara "Est algérien". Mémoire de Magister, Université d'Annaba, 105 p.

Habes S., Djabri L. & Djabri Y. 2011. Qualité des eaux d'un lac dans une région côtière de l'Est algérien : cas du lac Fetzara. Revue Paralia, édit. 2, Conférence Méditerranéenne Côtière et Maritime, Tanger (Maroc), pp. 331-334.

Hale AL., Meepagala K., Oliva A., Aliotta G. & Duke SO. 2004. Phytotoxins from the Leaves of *Ruta graveolens*. J. Agric. Food Chem., 52: 3345-3349.

Hall S.M. & Medlow G.C. 1975. Identification of IAA in phloem and roots pressure saps of *Ricinus communis* by mass spectrometry. *Plant physiol.*, 56, p 177.

Hall I.H., Tagahara K. & Lee K.H. 1982. Antitumor agents LIII: the effects of daphnoretin on nucleic acid and protein synthesis of Ehrlich ascites tumor cells. *Journal of Pharmaceutical Sciences* 71, 741–744.

Hamaidia H. 2004. Inventaire et biodiversité des Culicidae (Diptéra-Nématocéra) dans la région de Souk Ahras et de Tébessa (Algérie). Thèse de Magister. Université de Constantine.

Hamaidia K. & Soltani N. 2014. Laboratory evaluation of a biorational insecticide, Kinoprène, against *Culex pipiens* larvae: effects on growth and development. *Annual Research and Review in biology*, 4(14): 2263-2273.

Harbach R.E. & Knight K. L. 1980. Toxonomists glossary of mosquito anatomy. *Plexus publishing*, Inc new-gersy 415 pp.

Harbach R.E., Rattanarithikul R., Howard T.M., Linton Y. M. & Kitching I. J. 2007. Systematics of a new genus and cavernicolous species of the mosquito tribe *Aedini* (Diptera: Culicidae) from Thailand. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 109, 469–488.

Harborne J. B. 1993. Introduction to Ecological Biochemistry. *4th edition Academic Press. New York.*

Harborne J.B. 1994. The flavonoids: advances in research since 1986. London: Chapman & Hall, pp. 448–449.

Harizi H., Chaabane F., Ghedira K. & Chekir-Ghedira L. 2011. Inhibition of proinflammatory macrophage responses and lymphocyte proliferation *in vitro* by ethyl acetate leaf extract from *Daphne gnidium*. *Cellular Immunology*. 2011; 267 (2): 94-101.

Harrack M E., LE Guenno B. & LE Gounon P. 1997. Isolement du virus West Nile au Maroc. *Virologie*, 1, 248-249.

Harrat N. 2007. Qualité des eaux de surface de l'Est algérien et leur réactivité vis-à-vis du chlore. Thèse de Magister en géologie, Option: Hydrochimie, Faculté des Sciences de la Terre, Département de géologie, Université d'Annaba.

Harrys P.L. 1980. Pachytene chromosome morphology with reference to sex invisibility in *Ricinus communis* L. pp 320-322. Hashemi KSM, Sadeghpour HM, Gholampour AI, Mirzaei JH (2011).

Hashemi K.S.M., Sadeghpour H.M., Gholampour A.I & Mirzaei J.H. 2011. Survey the antifungal effect of root ethanolic extract of *Ruta graveolens* on *Saprolegnia*. Spp. Int. Con. Biotech. Environ. Manage., 18: 19-23.

Hassain K. 2002. Biogéographie et biotypologie des Culicidae (Diptera: Nématocera) de l'Afrique méditerranéenne. Bioécologie des espèces les plus vulnérantes (*Ae. caspius*, *Ae. mariae* et *Cx. pipiens*) de la région occidentale Algérienne. Thèse doc D'état. Univ Tlemcen. 203p.

Hazzit M., Baaliouamer A., Veríssimo A.R., Faleiro M.L. & Miguel M.G. 2009. Chemical composition and biological activities of Algerian Thymus oils. Food Chem. 116. 714–721.

Hceflcd. 2006. Etude sur la pisciculture au barrage Almassira, CR dar CHAFAAI, Cercle d'ELBROUGE, Province de Settat, 201p.

Herrel N., A Merasinghe F.P., Ensink J., Mukhtar M., Van Der Hoek W. & Konradsen F. 2001. Breeding of *Anopheles* mosquitoes in irrigated areas of south Punjab, Pakistan. *Medical and Veterinary Entomology*, 15: 236-248.

Himmi O. 1991. Culicidae (Diptera) du Maroc: Clé de détermination actualisée et étude de la dynamique et des cycles biologiques de quelques populations de la région de Rabat-Kénitra. Thèse 3ème cycle. Univ. Med V, Fac. Sci; Rabat, 185 pp.

Himmi O., Dakki M., Trari B. & Elagbani M.a. 1995. Les Culicidae du Maroc. Clés d'identification avec données biologiques et écologiques. *Trav. Inst. Sci., Zool.*, 44, Rabat: 50 p.

Himmi O., Trari B., Dakki M. & El Agbani M. A. 2003. Mosquitoes (Diptera: Culicidae) of Morocco. Bibliographic review (1916-2001) and inventory of the species. Manuscrit n°2405 & 2552. "Entomologie médicale". *Bull Soc Pathol Exot*, 95, 4, 329-334.

Himmi O. 2007. Les Culicidae (Insectes, Dipteres) du Maroc: Systématique, Ecologie et Etudes Epidémiologiques Pilotes. Thèse de doctorat d'état en Biologie spécialité écologie. Univ. Mohamed V- Agdal, Faculté des sciences Rabat.

Holstein M. 1949. Guide pratique de l'anophélisme en A.O.F. Dakar, Direction générale de la Santé publique, 55 p.

Honnée G. & Visser B. 1993. The mode action of *Bacillus thuringiensis* crystal proteins. *Entomologie Expérimentale et Appliquée*, 96: 145-155.

Houari Abderrahim J. & Rehim N. 2014. Biological and reproduction activities of mosquito larvae of *Culiseta morsitans* (Theobald) after treatment by ecdysone agonist methoxyfenozide. *Annual Research and Review in biology*, 4(24): 4152-4165.

Howard L. O., Dyar H. G. & Knab F. 1912. The mosquitoes of North and Central America and the West Indies. Vol. I. A general consideration of mosquitoes, their Habitat and their relations to the human species. Carnegie Inst. Of Wash. p. 172-75.

Herrera J. 1987. Flower and fruit biology in southern Spanish Mediterranean shrublands. *Ann. Mo. Bot. Gard.* 74: 69- 78.

Herrera C.M. 1992. Historical effects and sorting processes as explanations for contemporary ecological patterns: character syndromes in mediterranean woody plants. *Am. Nat.* 140: 421-446.

Huang Y.M. & Ward A. 1981. A Pictorial Key for the Identification of the mosquitoes Associated with Yellow Fever in Africa. *Mosquito systematics* 13, 138-149.

Huberty C J. 1994. Applied discriminate analysis. New York, Wiley, 466p.

(I)

Idrissi Hassani L. M. & Hermas J. 2008. Effet de l'alimentation en *Peganum harmala* L. (Zygophyllaceae) sur le tube digestif du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* Forsk. (Orthoptera, Acrididae). *Zool. Baetica*, vol. 19: 71-84.

Ilavarasan R., Moni M. & Subramanian V. 2005. Anti-inflammatory and free radical scavenging activity of *Ricinus communis* L. root extract. *J. Ethnopharmacol.*, 103, pp 478-480.

Ismaili H., Sosa S., Brkic D., Fkih-Tetouani S., Ildrissi A., Touati D., Aquino R. & Tubaro A. 2002. Topical anti-inflammatory activity of extracts and compounds from *Thymus broussonettii*. *J. Pharm. Pharmacol.*, 54, 1137–1140.

Ismaili H., Milella L., Fkih-Tetouani S., Ildrissi A., Camporese A., Sosa S., Altinier G., Della Loggia R. & Aquino R. 2004. In vivo topical anti-inflammatory and in vitro antioxidant activities of two extracts of *Thymus satureioides* leaves. *J. Ethnopharmacol.* 91 (1):31-6.

Iuchi Mushu. 2004. Petit traité d'herboristerie.

(http://www.scenariotheque.org/pdf/3221_Petit_traite_en_herboristerie.pdf)

Ivanovaa A., Kostovaa I., Navasb HR. & Villegasc J. 2003. Volatile Components of Some Rutaceae Species. *Z. Naturforsch.*, 59c: 169-173.

(J)

Jacobson M. 1989. Botanical pesticides, past present and future In Arnason JT. et al. (Ed.). Insecticides of plant origin. Washington, D.C. : American Chemical Society Symposium, series 387, p. 1-10.

Jamali C.A., El Bouzidi L., Bekkouche K., Lahcen H., Markouk M., Wohlmuth H., Leach D. & Abbad A. 2012. Chemical composition and antioxidant and anticandidal activities of essential oils from different wild Moroccan Thymus species. Chem. Biodivers., 9(6):1188-97.

Jang Y. S., baek B. R., Yang W. C., Kim M. K. & Lee H. S. 2002a. Larvicidal activity of leguminous seeds and grains against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens pallens*. J. AM. Mosq. Cntrol. Assoc., 18(3): 210-213.

Jang Y. S., Kim M. K., Ahn Y. J. & Lee H. S. 2002b. Larvicidal activity of Brazilian plants against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens pallens* (Diptera : Culicidae). Agric. Chem. Biotechnol., 45(3): 131-134.

Jeyabalan D., Arul N. & Thangamathi P. 2003. Studies on effects of Pelargonium citrosa leaf extracts on malarial vector, *A. stephensi* Liston. Bioresour. Technol. 89, 2:185-9

Jolivet P. 1980. Les Insectes et l'homme. Insecte d'importance médicale .Masson . *edspestic.Sci* .55 :909-918.

Jones K.E., Patel N.G., Levy M.A., Storeygard A., Balk D., Gittleman J.L. & Daszak P. 2008. Global trends in emerging infectious diseases. Nature, 451: 990-993.

(K)

Kamanzi A. 2002. Plantes médicinales de Côté d'Ivoire : investigations phytochimiques guidées par des essais biologiques. Thèse de Doctorat d'Etat, Université de Cocody Abidjan, UFR Biosciences, N° d'ordre : 363/ 2002, p176.

Kang S.S., Cordell A., Soejarto D.D. & Fong H.H.S. 1985. Alkaloids and flavonoids from *Ricinus communis*. *J. Nat. Prod.*, 48, pp 155-156.

Karch S. & Hougard J. M. 1986. Etude comparative au laboratoire du devenir de la matière active et des spores de *Bacillus sphaericus* 2362 et de *Bacillus thuringiensis* H14 en milieu aqueux. *Cahier. O.R.S.T.O.M. Ser. Ent. Med. Et parasitol.* 24, 3: 175- 179.

Karch S., Asidi N., Manzambi Z.M. & Salaun J.J. 1992. Efficacy of *Bacillus sphaericus* against the malaria vector *Anopheles gambiae* and other mosquitoes in swamps and rice fields in Zaire. *J. Am. Mosq. Control. Assoc.*, 8 (4): 376-380.

Karl M.J. & Dan A. 1965. Sex inheritance in *Ricinus communis* L.: Evidence for a genetic change during the ontogeny of female sex reversals, 36, pp 253-259.

Kellouche A. & Soltani N. 2004. Activité biologique de cinq plantes et de l'huile essentielle de l'une d'entre elles sur *Callosobruchus maculatus* (F.). *International Journal of Tropical InsectScience*, 24(1): 1-8.

Kellouche A., Soltani N., Kreiter S., Auger J., Arnold I. & Kreiter P. 2004. Biological activity of four vegetable oils on *Callosobruchus maculatus* (Fabricius) (Coleoptera : Bruchidae). *Redia*, LXXXVII: 39-47.

Kemassi A., Boual Z., Ould El Hadj. K. A., Dadi Bouhoun M & Ould El Hadj M. D. 2010. Activité biologique de l'extrait d'*Euphorbiaguyoniana* (Boiss. & Reut.) (*Euphorbiaceae*) chez le Criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (*Orthoptera-Acrididae*). *Annales de Sciences et Technologie, Université Kasdi Merbah- Ouargla*, vol 2(1):61-70.

Kemassi A., Boual Z., Lebbouz I., Daddi Bouhoun M., Saker M.L., Ould El Hadj-Khelil A & Ould El Hadj M.D. 2012. Étude de l'activité biologique des extraits foliaires de *Cleome arabica* (Capparidaceae). *Lebanese Science Journal*, vol. 13(2): 81-97.

Kemassi A., Boual Z., Bouziane N., Ould El Hadj- Khelil A & Ould El Hadj M.D. 2013. Biological activity of essential oils leaves from one Sahara plant: *Peganum harmala* L.

(*Zygophyllaceae*) on the desert locust. *International Journal Current Microbiology and Applied Sciences*, vol. 2(8): 389-395.

Kemassi A., Bouziane N., Boual Z. & Ould El Hadj M.D. 2014. Activité biologique des huiles essentielles de *Peganum harmala* L. (*Zygophyllaceae*) et de *Cleome arabica* L. (*Capparidaceae*) sur *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775). Vol.12 n° 6 (2014): 348-353.

Kerboua F. & Merniz N. 1997. Contribution à l'impact de quelques paramètres physicochimiques des eaux, sur la prolifération des Culicidae (Diptera) en zone préurbaine (Wilaya de Constantine). Cas particulier de *Culex pipiens* L. Mém d'Ing D'Etat en écologie.

Kerharo J., Guichard F. & Bouguet A. 1961. Les végétaux ichtyotoxiques (Poisons de pêche). *Matière médicale: extraits des bulletins et mémoires de l'école nationale de médecine et de pharmacie de Dakar*. 355- 386.

Kettle D. S. & Lynley J. R. 1967. The biting habits of *Leptoconops bequaerti*. II Effect of meteorological conditions on biting activity; 24 hour and seasonal cycles. *J appl. Ecol.*, 4, 397- 420.

Khafagy S.M., Mahmoud Z.F. & Salam N.E.A. 1979. Coumarins and flavonoids of *Ricinus communis* growing in Egypt. *Planta Med.*, 37, p 191.

Khogali A. & Al-Bar O.F. 1992. A Study of solar ultraviolet radiation at Makkah solar station, *Solar Energy*, 48, 79–87.

Khouri NA. & EL-Akawi Z. 2005. Antiandrogenic activity of *Ruta graveolens* L in male Albino rats with emphasis on sexual and aggressive behavior. *Neuroendocrinol. Lett.*, 26(6): 823-829.

Khosravi R. & Jalal Jalali S. 2013. Toxicity, development and physiological effect of *Thymus vulgaris* and *Lavandula angustifolia* essential oils on *Xanthogaleruca luteola* (Coleoptera: Chrysomelidae) *Science* (2013) 25, 349–355.

King M. & Wadhvani S. 1990. Transmission of Volatility between Stock Markets,' Review of Financial Studies, 3: 5-33.

Kirkpatrick R. 1925. Systématique Beschreibung der bekannten europiscen zweiflugeligen Insekten, Vol. 6. Hamm, Schulz: XI+401p.

Kjanijou M., Jiraungkoorskul K., Kosai P. & Jiraungkoorskul W. 2012. Effet de *Murraya paniculata* Extrait de feuille contre *Culex quinquefasciatus* larve. *Asian Journal of Biological Sciences*, 5: 201-208.

Knigt K. L. 1 Stone A. 1977. A catalogue of the mosquitoes of the world (Diptera: Culicidae), 2è éd. *Thomas Say Foundation*, 6: 611p.

Knight K. L. & Norton. G. W. 1989. *Annu. Rev. Entomol* 34: 293-313.

Kulšić T., Dragovic-Uzelac V. & Miloš M. 2006. Antioxidant Activity of Aqueous Tea Infusions Prepared from Oregano, Thyme and Wild Thyme. *Food Technol. Biotechnol.* 44 (4) : 485-492.

Kumar A.N., Murugan K., Shobana K. & Abirami D. 2013. Isolation of *Bacillus sphaericus* screening larvicidal, fecundity and longevity effects on malaria vector *Anopheles stephensi*. *Academic Journals. Sci. Res. Essays*, 8 (11): 425-431.

Kuzovkina I., Al-terman I. & Schneider B. 2004. Specific accumulation and revised structures of acridone alkaloid glucosides in the tips of transformed roots of *Rutagraveolens*. *Phytochemistry*, 65: 1095-1100.

(L)

Lacey L. & Orrb A. 1994. The role of biological control of mosquitoes in integrated vectorcontrol. *American Journal of Tropical Medicine & Hygiene*, 50 (6 Suppl.): 97-115.

LadyofHats y., Álvaro RG. & Bibi Saint-Pol. 2010. Digestive System Diagram. Recuperado de http://commons.wikimedia.org/wiki/File:Digestive_system_diagram_es.s_vg (Imagen de dominio público, de acuerdo a: http://en.wikipedia.org/wiki/Public_domain).

Lagnika M., Ibikounle M., Montcho C. J. P., Wotto V.D. & Sakiti N.G. 2014. Caractéristiques physico-chimiques de l'eau des puits dans la commune de Pobè (Bénin, Afrique de l'Ouest). *J. Appl. Biosci.*, 79: 6887 – 6897.

Lahsissene H., Kahouadj A., Tijane M. & Hseini S. 2009. Catalogue des plantes médicinales utilisées dans la région de Zaër (Maroc occidental). *Lejeunia, Revue de Botanique*. BE ISSN 0457-4184, N° 186.

L'Ambert G., Ferre J. B., Schaffner F. & Fontenille D. 2012. Comparison of different trapping methods for surveillance of mosquito vectors of West Nile virus in Rhone Delta, France. *Journal of Vector Ecology*, 37: 269-275.

Laouabdia-Sellami N. 1992. Lutte biologique contre *Culex pipiens pipiens* (Diptera: Culicidae): effet de la reculture et de la conservation de *Bacillus sphaericus* sur la toxicité à l'égard des moustiques. Mémoire de Magistère en Biologie et physiologie des invertébrés, Option Arthropodologie, Université d'Annaba.

Larget I. & de Barjac H. 1981. Spécificité et principe actif de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. *B. Soc. Pathol. Exot.*, 74: 216-227.

Iauk L., Aleo G., Caccamo F., Rapisarda A., Ragusa S. & Speciale A.M. 1996. Antibacterial and antimycotic activities of *Daphne gnidium* L. extracts. *Phytoter. Res.* 10: 166–168,

Iauk L., Aleo G., Caccamo F., Rapisarda A., Ragusa S. & Speciale A.M. 1997. Comparative evaluation of antibacterial and antimycotic activities of *Daphne gnidium* L. leaf and bark extracts. *Farmaci & Terapia.* 14: 37–43.

Le Berre R. 1966. Contribution à l'étude biologique et écologique de *Simulium damnosom*. Theobald, 1903 (Dipterae, Simulidae). Memoire O.R.O.S.T.O.M., Paris, 17, 204p.

Linard C., Ponçon N., Fontenille D. & Lambin E. 2008. A multi-agent simulation to assess the risk of malaria re-emergence in southern France. *Ecological Modelling* 220 : 160–174

Lis-balchin M. 2002. Geranium and pelargonium: the genera *Geranium* and *Pelargonium* ». CRC Press, Taylor & Francis, London, pp: 116-131, 147-165, 184-217.

Lounaci Z. 2003. Biosystématique et bioécologique des Culicidae (Diptera – Nématocera) en milieux rurale et agricole. Thèse de Magister. INA., El Harrach.

Liu X., Zhao M., Wang J., Yang B. & Jiang Y. 2008. Antioxidant activity of methanolic extract of emblica fruit (*Phyllanthusemblica* L.) from six regions in China. *Journal of FoodComposition and Analysis*, vol. 21, no. 3, pp. 219–228.

Lounaci Z. 2003. Biosystématique et bioécologique des Culicidae (Diptera – Nématocera) en milieux rurale et agricole. Thèse de Magister. INA., El Harrach.

Lounaci Z. & Doumandji S. 2012. Biodiversité des Culicidae (Diptera, Nematocera) d'intérêt médical et vétérinaire du marais de Réghaia et Tizi Ouzou (Algerie).

Lucia A., Gonzalez Audino P., Licastro S. & Masuh H. 2007. Larvicidal effect of *Eucalyptus Grandis* essential oil and turpentine and their major components on *Aedes Aegypti* larvae. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 23(3): 299-303.

Lukasik G., Amand M., Shusas E.J., Howarrd J.J., Oliver J., Chem H., Bachenson P.B., Kauffman L.D. & White D. 2006. West Nile virus Surviillance in mosquitos in New York State .2000,2004.Jam mosq control Assoc 22 (2) :264-71.

(M)

MacGregor M.E. 1929. The significant of Ph in the develodment of mosquitolarvae. *Parasitology*.21:132-157.

Macfie J.w.S. & Ingram A. 1922. On the genital armature of the female mosquito. *Ann. Trop.Med. Parist.*, 16: 157-188, illus.

Magralit Y. & Ben-Dov E. 2000. Biological control by *Bacillus thuringiensis* sub sp *israelensis* p 243-301. Dans *Insect Pest Managemet*, techniques for environnement protection. F.E. rechcigl et N.A. rechcigl (ED) CRC pres.

Maiza A., Aribi N., Smaghe G., Kilani-Morakchi S., Bendjedid M. & Soltani N., 2013. Sublethal effects on reproduction and biomarkers by spinosad and indoxacarb in cockroaches *Blattella germanica*. *Bull. Insectol.*, 66 (1): 11-20.

Mak P., Leung Y.K., Tang W.Y., Harwood C. & Ho S.M. 2006. Apigenin suppresses cancer cell growth through ER β 1. *Neoplasia* 8, 896–904.

Mandal S. 1010. Exploration of larvicidal and adult emergence inhibition activities of *Ricinus communis* seed extract against three potential mosquito vectors in Kolkata, India. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 605-609.

Mansouri M., Bendali-Saoudi F., Benhamed D. & Soltani N. 2013. Effect of *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* against *Culex pipiens* (insecta: Culicidae). Effect of *Bti* on two non-target species *Eylais hamata* (Acari: Hydrachnidia) and *Physa marmorata* (Gastropoda: physidae) and Dosage of their GST biomarker. *Annals of Biological Research*, 4 (11):85-92.

Mansouri M. 2015. Inventaire des Hydrachnidia au Nord-Est Algérien et dosage de la GST au niveau du Lac des Oiseaux. Toxicité de biocides : Le *Bacillus thuringiensis israelensis* et des extraits aqueux végétaux sur les espèces non ciblées : les Hydrachnidia et les Mollusques d'eau douce. Université Badji Mokhtar-Annaba, Algérie.

Marino M., Bersani C. & Comi G. 1999. Antimicrobial activity of the essential oils of *Thymus vulgaris* L. measured using a bioimpedometric method. *J. Food Prod.*, 62, 1017-1023.

Marquardt W.C. 2005. Biology of disease vectors, second edition. *Clin. Infect. Dis.*, 41 (11): 1692-1693.

Matge G. & Hassaine K. 1998. Study of environmental factors associated with oviposition by *Aedes detritus* along a transect in Algeria. J; AMCA. 14 (3): 213-244.

Matille L. 1993. Les diptères d'Europe occidentale. Introduction, technique d'étude et morphologie. Nématocères, Brachycères, Orthoraphes et Aschizes. Ed. Boubée, T1, Paris :439p.

Mattingly P. F. 1951. Insecticide resistance genes mosquitoes: their mutation, migration, and selection in field population. *Journal of Heredity*, 86: 432-436.

Mattingly P.F. 1965. Feeding behaviour and brain acetylcholinesterase in bream (*Abramis brama* L).

Mattingly P.F. 1971. Contributions to the mosquito fauna of southeast Asia. 12: Illustrated Keys of the genera of mosquitoes (Diptera, Culicidae). *Contrib. Of the American Entomological Institute*, 7, (4), 1-84.

Mavoungou J. F., Simo G., De Stordeur E. & Duvallet G. 2008. Ecologie des stomoxes (Diptera: Muscidae) au Gabon II. Origine de repas de sang et conséquences épidémiologiques. *Parasite*. 15: 611-615.

McAbee R. D., Kang K. D., Stanich M. A., Christiansen J. A., Wheelock C. E., Inman A. D., Hammock B. D. & Cornel A. J. 2004. Pyrethroid tolerance in *Culex pipiens* var *molestus* from Marin County, California. *Pest management Science*, 60: 359-368.

Meadows M.P. 1993. *Bacillus thuringiensis* in the environment: Ecology and risk assessment. In *Bacillus thuringiensis, an Environmental Biopesticide: Theory and Practice* (ed. P. F. Entwistle, J.S. Cory, M. J. Bailey and S. Higgs). John Wiley & Sons, p193-220.

Meepagala K.M., Schrader K.K., Wedge D.E. & Duke S.O. 2005. Algicidal and antifungal compounds from the roots of *Ruta graveolens* and synthesis of their analogs. *Phytochemistry*, 66: 2689-2695.

Meister A., Bernhardt G., Christoffel V. & Buschauer A. 1999. Antispasmodic activity of *Thymus vulgaris* extract on the isolated guinea-pig trachea: discrimination between drug and ethanol effects. *Planta Med*, 65(6), 512-516.

Melero-Alcíbar R., Lucientes J., Molina R. & Roiz D. 2005. Revisión d'Uranotaenia (*Pseudoficalbia*) *unguiculata* Edwards, 1913 en la Península Ibérica. *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa* 36, 347-348.

Melero-Alcíbar R., Aranda C. & Molina R. 2010. Re-description of the pupa of *Uranotaenia unguiculata* (Diptera: Culicidae) and a morphological key for identification of pupae of mosquito genera in the Palaearctic Region. *Journal of the European Mosquito Bulletin* 28 ,45-50.

Merabet-Nouri N. 2010. Étude Bioécologique et Épidmiologique des Culicidae dans la région d'Annaba et de Skikda. Thèse de Magister en Ecologie Animale. Option : Interactions négatives dans les communautés animales (Parasitisme et prédation). Université d'Annaba.

Merabeti B. & Ouakid M. L. 2011. Contribution a l'étude des moustiques (diptera : Culicidae) dans les oasis de la région de biskra (Nord Est D'algerie). *Actes du Séminaire International sur la Biodiversité Faunistique en Zones Arides et Semi-arides*. pp.185-189.

Messai N., Berchi S., Bouknafed F. & Louadi K. 2011. Inventaire systématique et diversité biologique de Culicidae (Diptera: Nematocera) dans la région de Mila (Algérie). *Entomologie faunistique – Faunistic Entomology*. 63 (3): 203-206.

Michaelakis A., Koliopoulos G., Milonas P., Kontodimas D., Polissiou M., Kimbaris A. C. & Papachristos D. 2008. Activity of nonoxygenated versus oxygenated monoterpenes against mosquitoes. An attempt to correlate toxicity with chemical structure”, In: A 7th Joint meeting of AFERP, GA, PSE & SIF, Natural products with pharmaceutical, nutraceutical, cosmetic and agochemical interest, Athens.

Miguel E.S. 2003. Rue in traditional Spain: frequency and distribution of its medicinal and symbolic applications. *Econ. Bot.*, 57(2): 231-244.

Miles M. & Paterson K. 1979. Effects of environmental temperature on the vector competence of *Aedes foroleri* rift valley, fever virus research in vivo logy., 140: 147 -154.

Miliauskas G., Venskutonis P. R. & Van Beek T. A. 2004. Screening of radical scavenging activity of some medicinal and aromatic plant extracts. *Food Chemistry*, vol. 85, no. 2, pp. 231–237.

Minář J. & Halgoš J. 1997. Zoogeographically significant mosquitoes in the territory of Bohemia and Slovakia. In: Vaňhara, J. & Rozkošný, R. (eds), *Dipterologicaboemoslovaca*. Vol. 8. *Folia Fac. Sci. Nat. Univ. Masaryk. Brun., Biol.* 95, 129–132.

Miura T., Takahashi R. M. & Mulligan F. S. 1980. Effects of the bacterial mosquito larvicide *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 on selected aquatic organisms. *Mosquito News*. 40 : 619-622.

Miura K., Kikuzaki H. & Nakatani N. 2002. Antioxidant activity of chemical components from sage (*Salvia officinalis* L.) and thyme (*Thymus vulgaris* L.) measured by the oil stability index method. *J. Agric. Food Chem.* 50, 1851–1854.

Mohammedi Z. 2013. Etude phytochimique et activités biologiques de quelques plantes médicinales de la région nord et sud ouest de l'Algérie.

Morales R. 2002. The history, botany and taxonomy of the genus *Thymus*. In: *Thyme : the genus Thymus*. Ed. Taylor & Francis, London. pp. 1-43.

Mordue A. J., Blackwell A., 1993. Azadirachtin : an update. *J Insect Physiol. (Great Britain)*,39 : 903-24.

Morens D.M., Folkers G.K. & Fauci A.S. 2004. The challenge of emerging and re-emerging infectious diseases. *Nature*, 430: 242-249.

Mortelmans J. 1961. Aperçu des filarioses animales. *Ann. Soc. Belge Méd. Trop.*1961, 4, PP.307.322.

Mouhoub L. 2012. Hydrologie des lacs, cas du lac Fetzara W. Blida . Mémoire Magister, ENSH Blida, 110p. Muller Y, 1985- L'avifaune forestière nicheuse des Vosges du Nord. Sa place dans le contexte médio-Européen. Thèse de Doctorat Sci, Univ. Dijon, 318 p.

Murgue B., Murri S., Triki H., Deubel V. & Zeller HG. 2001. West Nile in the Mediterranean basin: 1950-2000. *Ann N Y Acad Sci*, 951, 117-126.

Murugan K, Thangamathi P.D. & Jeyabalan. 2002. *J. Sci. Ind. Res.* 61, 1068.

Murugan K. R. Vahitha I. Baruah S.C. & Das. 2003. *Ann. Med. Entomol.*, 12,11.

(N)

N'guessan K., Kadja B., Zirihi G., Traoré D. & Aké-Assi L. 2009. Screening phytochimique de quelques plantes médicinales ivoiriennes utilisées en pays Krobou (Agboville, Côte d'Ivoire). *Sciences & Nature*, 6 (1): 1-15.

Nasci R.S., Savage H.M., White D.J., Milier J.R., Cropp B.C., Godsey M.S., Kerst A.J., Benneett P., Gottfried K. & Lanciotti R.S. 2001. West Nile virus in overwintering *Culex* mosquitoes. *New York City*.2000 .*Emerg Infect Dis* 7(4) :742-4.

Neveu-Lemaire. 1923. L'évolution de la classification des Culicidae. *Annales de Parasitologie*. T.1(1).18pp.

Neveu & Lemaire. 1952. Précis de Parasitologie vétérinaire, Maladies Parasitaires des animaux domestiques, 3° Edition, Vigot frères, 1952.

Neuwinger H. D. 1996. African Ethnobotany. Poisons and Drugs. Chemistry, Pharmacology, Toxicology. Ed. Champman and Hall, Bundesrepublik Deutschland, p942.

(O)

Okazaki K., Kawazoe K. & Takaishi Y. 2002. Human platelet aggregation inhibitors from thyme (*Thymus vulgaris* L.). *Phytother. Res.* 16. 398–399.

OMS. 1979. & de Maffei. 1997. tests d'impact sur les Culicidae et les Simulidae (Diptères cibles) www.parc-camargue.fr/Francais/upload/Demoustication_impactBti.pdf

Organisation Mondiale de la Santé (OMS). 1963. Méthode à suivre pour déterminer la sensibilité ou la résistance des larves de moustiques aux insecticides. *In* Résistance aux insecticides et lutte contre les vecteurs. Treizième rapport du comité OMS d'experts des insecticides, Genève : OMS, *Sèr.Rapp. Techn.*, 265: 55-60.

Organisation Mondiale de la Santé (OMS). 1973. Lutte antivectorielle en santé internationale. Genève, p156.

Östman Ö., Lundström J. O. & Vinnersten T. Z. P. 2008. Effects of mosquito larvae removal with *Bacillus thuringiensis israelensis* (*Bti*) on natural protozoan communities. *Hydrobiologia*, 607: 231- 235.

Oudainia W. 2015. Etude bioécologique et systématique des Culicidae de la region d'Oum El Bouaghi. Effet de la température sur l'agressivité et la biologie de *Culex pipiens*. Thèse de Doctorat L.M.D (3ème cycle) en Ecologie Animale. Option: Biologie des Populations. Département de Biologie. Faculté des Sciences. Université Badji Mokhtar Annaba.

Ould El Hadj M. D., Tankari Dan-Badjo A., Halouane F. & Doumandji S. 2006. Toxicité comparée des extraits de trois plantes acridifuges sur les larves du cinquième stade et sur les adultes de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Orthoptera-Cyrtacanthacridinae). *Sécheresse*, vol. 17 (3): 407-414.

Özcan M. & Chalchat J.C. 2004. Effect of collection period on the flavour profiles of the leaves of myrtle tree (*Myrtus communis* L.) growing wild in Turkey. *Research Journal of Chemical and Environmental Sciences* 8(1):70-73.

(P)

Palm R. 2000. L'analyse de la variance multivariée et l'analyse canonique discriminante : principes et applications. Notes stat. Inform. (Gembloux) 2000/1, 40 p. Palmisano, Taulor, Caillouet, Byrd & Wessondm – Impact of West Nile virus outbreak upon St. Tammany Parish Mosquito Abatement District. *J Am Mosq Control Assoc*, 2005, 21, 33-38.

Pantuwatana S., Maneeroj R. & Upatham E.S. 1989. Long residual activity of *Bacillus sphaericus* 1593 against *Culex quinquefasciatus* larvae in artificial pools. *South-east Asian Journal of tropical medicine and Public Health*. 20, 3: 421- 427.

Paoletti & Pimentel .2000. Environmental risks of pesticides versus genetic engineering for agricultural pest control. *J. Agr. Environ. Ethic.*, 12 (3): 279-303.

Papachristos D. P. & Stamopoulos D. C. 2002. *J. Stored Prod. Res.* 38: 117-128.

Pasteur R. 1977. Élément d'Écologie fondamentale. *EDMac .Graw Hill.*, PARIS .p 379.

Pates H. & Curtis C. 2005. Mosquito behavior and vector control. *Annual Review Of Entomology* 50: 53-70.

Pathak S., Multani AS., Banerji P. & Banerji P. 2003. Ruta 6 selectively induces cell death in brain cancer cells but proliferation in normal peripheral blood lymphocytes: A novel treatment for human brain cancer. *Int. J. Oncol.*, 23: 975-982.

Paupy C., Makanga B., Ollomo B., Rahola N., Durand P., Magnus J., Willaume E., Renaud F., Fontenille D. & Prugnolle F. 2013. *Anopheles moucheti* and *Anopheles vinckei* are candidate vectors of ape *Plasmodium* parasites, including *Plasmodium praefalciparum* in Gabon. *PLoS One*, 8: e57294.

Pavela R. 2009. Larvicidal property of essential oils against *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *Industrial Crops and Products*, 30: 311–315.

Pavela R. 2011. Insecticidal and repellent activity of selected essential oils against of the pollen beetle, *Meligethes aeneus* (Fabricius) adults. *Indust. Crops Produc.* 34, 888–892.

Pelizza S.A. Lopez Lastra C.C., Becne J.J., Bisara V. & Garcia J.J. 2007. Effects of temperature, pH and Salinity on the infection of *Leptolegnia Capmany Seymour* (Peronosporomycetes) in mosquito larvae. *J. invertebrate Pathol.* 96(2):133-137.

Permo F. 1981. Etude écologique systématique du feuve Hérault. Etat de référence physico-chimique et hydrobiologique de l'écosystème Cemagref, division Q.E.P.P. Aix-en-Provence, 66 pp.

Pescod M.B. 1985. Design, operation and maintenance of wastewater stabilization ponds in treatment and use of sewage effluent for irrigation. Ed Pescod and Arar, 93-114.

Pieribattesti Jean-Claude. 1983. «Contribution à l'étude de quelques huiles essentielles de la Réunion. » Thèse Sciences et Techniques, Université d'Aix Marseille.

Poiré Pasteur. 1991. La résistance des insectes aux insecticides. *La Recherche* 22: 874-882.

Polvèche V. 1996. La culture du ricin en Europe, Ingénieries – EAT – Numéro 6, pp 49-58.

Poopathi S. & Tyagi B.K. 2002. *Appl. Entomol. Zool.*, 37(3), 365.

Pramanik M.K. & Aditya G. 2009. Immatures of *Lutzia fuscana* (Wiedemann, 1820) (Diptera: Culicidae) in ricefields: implications for biological control of vector mosquitoes. *Asian Pacific J. of Tropical Med.*, 2: 29-34.

(R)

Radhika D., Ramathilaga A., Sathesh Prabu C. & Murugesan A.G. 2011. Evaluation of larvicidal activity of soil microbial isolates (*Bacillus* and *Acinetobacter Sp.*) against *Aedes*

aegypti (Diptera: Culicidae) - the vector of Chikungunya and Dengue. *Proceed Internat. Acad. Ecol. Environ. Sci.*, 1(3-4): 169-178.

Ragot J., Turbery P., Carreras-Jansou M. & Lattes A. 1988. Isolement de la 5-primeverosylgenkwanine des recines de *Daphne gnidium*. *Fitoterapia*. 59, 336-337.

Rahola N. 2010. Notions de morphologie et critères basiques de détermination de certains Culicidae au stade larvaire et imaginal. Caractérisation et contrôle des vecteurs. UR016 – CCPV

[Rahola N.](#), [Makanga B.](#), [Yangari P.](#), [Jiolle D.](#), [Fontenille D.](#), [Renaud F.](#), [Ollomo B.](#), [Ayala D.](#), [Prugnette F.](#) & [Paupy C.](#) 2014. Description of *Anopheles gabonensis*, a new species potentially involved in rodent malaria transmission in Gabon, Central Africa. [Infect Genet Evol.](#)

Raikhel A.S. & Lea A.O. 1991. Control of follicular epithelium development and vitelline envelope formation in the mosquito of juvenile hormone and 20- hydroxyecdysone. *Tissue and cell.*, 23: 577-591.

Ramade. 1984. *Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale.* Ed. Mc. Graw - Hill, Paris, 397 p.

Ramos H.C., Ribeiro H., Pires C.A. & Capela R.A. 1978. Research on the mosquitoes of Portugal, (Diptera: Culicidae) II-The mosquitoes of Algarve, 1977/78. *Ann Inst Hig Med Trop* 5(1-4):238-256.

Ramsdale C. & Snow K. 2001. Distribution of the Genera *Coquillettidia*, *Orthopodomyia* and *Uranotaenia* in Europe. *European Mosquito Bulletin* (10): 25.

Rapisarda A., Germanò M. P., Iauk L., La Rosa M., Sanogo R. & Ragusa S. 1998. *Daphne gnidium* L. bark and leaf extracts: skin damage by topical application. *Phytotherapy Research* 12, 49-51.

Rasooli & Mirmostafa. 2002. Antibacterial properties of *Thymus pubescens* and *Thymus serpyllum* essential oils. Elsevier Science B.V. [Volume 73, Issue 3](#). Pages 244–250.

Ratheesh M. & Helen A. 2007. Anti-inflammatory activity of *Ruta graveolens* Linn on carrageenan induced paw edema in wistar male rats. *Afr. J. Biotechnol.*, 6(10): 1209-1211.

Ratheesh M., Shyni GL., Sindhu G. & Helen A. 2010. Protective effects of isolated polyphenolic and alkaloid fractions of *Ruta graveolens* L. on acute and chronic models of inflammation. *Inflammation* 33:18–24.

Reisen W., Iothrop H., Chiles H., Madon M. & Cossen C. 2004. West Nile Virus in California. *Emerg Infect Dis*, 10, 1369-1378.

Rehimi N. 1993. Activité biologique de trios molécules dérivées de la benzoylurée (Dart, Andalin, Alsystin) à l'égard de *Culex pipiens pipiens*. Thèse de Magister en Biologie et physiologie des invertébrés, option Arthropodologie. ISN Université d'Annaba.

Rehimi N. & Soltani N. 1999. Laboratory evolution of alsystine. A chitin synthesis inhibitor agonist *Culex pipiens L.* (Diptera: Culicidae). Effects on development and cuticle secretion. *J. Appl. Ent.*, 123, 437-441.

Rehimi N. & Soltani N. 2002. Laboratory evaluation of Andalin, a new insecticide interfering with cuticle deposition, against *Culex pipiens*. *Revue Sciences & Technologie*, 18: 106-110.

Rehimi N., Alouani A. & Soltani N. 2011. Efficacy of Azadirachtin against Mosquito Larvae *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) under Laboratory Conditions. *European J. Sci Res.*, 57(2): 223-229.

Reinert J.F. 2000. New classification for the composite genus *Aedes* (Diptera: Culicidae: *Aedini*), élévation of subgenera *Ochlerotatus* to generic rank, reclassification of the other subgenera, and notes on certain subgenera and species. *Journal of the American Mosquito Contrôle Association*, 16, 175-188.

Rhodain F. & Perez C. 1985. Précis d'entomologie médicale et vétérinaire. Maloine. S A Editeur 27, Rue de l'école médecine 75006, Paris.

Ribeiro M.M.R., Della Lucia T.M.C., Bacci L., Moreira M.D. & Picanço M.C. 2008. Effect of plant extracts on survival of leaf-cutting ant workers (Hymenoptera: Formicidae). *Sociobiology* 52 (2): 387-398.

Ripert C. 2007. Epidemiologie des maladies parasitaires, tome 4, affections provoquées ou transmises par les arthropodes. Cachan : EM inter. 581 pp.

Rioux J.A. 1958. Les Culicidae du midi méditerranéen p. Lechevalier paris 303 P.

Rivero A., Magaud A., Nicot A. & Vézilier J. 2011. Coût énergétique de la résistance aux insecticides chez *Culex pipiens* moustiques. *Journal of Medical Entomology*, 48 (3): 694-700.

Rodier J. 1984. L'analyse de l'eau : Eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. Edition Dunod, Paris.

Rodier J., Legube B. & Merlet N. 2009. L'analyse de l'eau, 9e édition. DUNOD (éditeur), Paris, France. 1579 p.

Roman P. 2009. Larvicidal property of essential oils against *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae)., *Ind. Crops . Prod.* 30(2) 311–315.

Roy A. & Saraf S. 2006. Limonoids, "Overview of significant bioactive triterpenes distributed in plants kingdom". *Biol. Pharm. Bull.*, 29: 191-201.

Russell P., West L.S., Manwell R.D. & McDonald, G. 1963. Practical Malariology, 2^{ème} édition, Oxford University Press, 750 p.

(S)

Saadi M. 2008. Lutte biologique contre les moustiques: Essais de prédation (*Gambusia affinis*) contre les larves de *Culiseta longiareolata* et *Aedes caspius*. Rapport avec la composition biochimique des larves. Diplôme de magister en écologie animale. Option: interactions négatives dans les populations animales: parasitisme et prédation.

Sallal A.J. & Alkofahi A. 1996. Inhibition of the hemolytic activities of snake and scorpion venoms *in Vitro* with plant extracts. *Biomed. Lett.*, 53: 211-215.

Salmi H. 2007. Bioécologie des espèces de moustiques dans la région de Tébessa: Inventaire, répartition, indices écologiques et caractérisations morphométriques et biochimiques. Thèse de Magister en physiologie Animale et Humaine, Centre Universitaire de Tébessa.

Salvan M. & Mouchet J. 1994. *Aedes albopictus* et *Aedes aegypti* à l'île de La Réunion, *Ann. Soc. belge Méd. Trop.*, 74, pp. 323-326.

Sasanelli N. & D'Addabbo T. 1993. Effect of *Cineraria maritima*, *Ruta graveolens* and *Tagetes erecta* leaf and root extracts on Italian populations of *Meloidogyne* species. *NematologiaMediterranea*, 21: 21-25

Sasanelli N. 1997. Perspectives for the use of nematicidal plants. *Revue Suisse d'agriculture*, 29 (3): 157-158.

Schaffner F., Angel G., Geoffroy B., Hevry J.P., Rhaiem A. & Brunhes J. 2001. Moustique d'Europe. Institut de recherche pour le développement IRD. Logiciel d'identification.

Seguy E. 1951a. Nouvelle Atlas d'entomologie des Diptères de France, Belgique et Suisse .Tomes 1 et 2. Ed. N. Boubé, pp19-83,67 et 84-109.

Seguy E. 1951 b. Atlas d des Diptères de France. Boubée Ed.N., Cie, Paris, 175 p.

Seguy E. 1955. Introduction à l'étude biologique et morphologique des Insectes Diptères .Dep. Imp. Nac. Rio de Janeiro, Brazil, 13p.

Semadi A. 1989. Effet de la pollution atmosphérique (fluorée et polombique) sur la végétation dans la zone d'Annaba. Thèse de doctorat d'état, Université Pierre et Marie Curie. Paris.

Senevet G. & Andarelli L. 1954. Le genre *Aedes* en Afrique du Nord, I : Les larves. Arch. Inst. Past. Algérie, 32, 310-351.

Senevet G. & Andarelli L. 1955. Les soies antepalmées chez les larves d '*Anopheles*, leur utilisation comme caractères de groupe (IIe note). Arch. Inst. Pasteur Alger. 33:322-343.

Senevet G. & Andarelli L. 1956. Les Anophèles de l'Afrique du Nord et du bassin méditerranéen. Lechevalier, Paris, Encycl. Ent.33, 280 p.

Senevet G. & Andarelli L. 1958. Le genre *Aedes* en Afrique du Nord. II- Les nymphes. Arch Inst. Pasteur Alger. 36:266-286, illus.

Senevet G. & Andarelli L. 1959. Moustiques de l'Afrique du Nord et du bassin méditerranéen : les genres *Culex*, *Uranotaenia*, *Theobaldia*, *Orthopodomyia* et *Mansonia*. Encycl. Ent., 37, P. Lechevalier, Paris, 384 p.

Senevet G. & Andarelli N.L. 1960. Les Moustiques de l'Afrique du Nord et du bassin méditerranéen, III: les *Aedes*, 2ème partie: description des espèces du sous genre *Ochlerotatus*, groupe H. Arch. Inst. Past. Algérie, XXXIV, pp51-74.

Senevet G. & Andarelli L. 1966. Les Moustiques de l'Afrique du Nord et du bassin méditerranéen, III: Les *Aedes*, 2ème partie: description des espèces du sous genre *Ochlerotatus*, groupe G. Arch. Inst. Past. Algérie, XXXII, pp145-192.

Sérandour J. 2007. Contribution à l'étude des moustiques anthropophiles de France: le cas particulier du genre *Coquillettidia*. These de doctorat-Universite Joseph Fourier- Grenoble I. Spécialité: Biologie. Laboratoire d'Ecologie Alpine (UMR UJF-CNRS 5553).

Serradj N. 2010. Etude comparative de deux molécules, le méthoxyfinozide (RH-2485) et le *Bacillus thuringiensis var. israelensis* (Vecto Bac W.D .G 3000 UTI/ mg) à l'égard des larves de *Culiseta morsitans*: Aspects toxicologiques et le potentiel reproducteur diplôme de Magistère en Biologie et physiologie animal. Option: Ecotoxicologie.

Seltezer P. 1946. Le climat de l'Algérie. La typo. Lith. 220 p.

Shaw F.R. & Maisey S.A. 1961. The biologie and distribution of the rockpool mos-quito, *Aedes atropalpus* (Coq). Mosquito News 21 : 12-16.

Singh P.P., Ambika. & Chauhan S.M.S. 2009. Activity guided isolation of antioxidants from the leaves of *Ricinus communis* L. Food Chem.114, 1069–1072.

Snodgrass R. E. 1959. The anatomical life of the mosquito. *Smiths .misc. Coll.*, 139(8), 1-87.

Snow K.R. & Ramsdale C.D. 1999. Distribution chart for European mosquitoes. Europ Mosq Bull 3:14–31

Soliman K.M. & Badeaa R.I. 2002. Effect of oil extracted from some medicinal plants on different mycotoxigenic fungi. Food Chem. Toxicol. 40, 1669–1675.

Soleimani M., Aberoomand-Azar P., Saber-Tehrani M. & Rustaiyan A. 2009. Volatile Composition of *Ruta graveolens* L. of North of Iran. World Appl. Sci. J., 7(1): 124-126.

Soltani N., Rehim H. & Bendali F. 1999. Activité du Triflumuron sur *Culex pipiens pipiens pallens* (Diptira : Culicidaea) et impacts sur 2espèces larvivores non visés .Ann . Soc. Ent .France. Departement de Biologie Animal, Universite d'Annaba, 23000 - Annaba (Algérie).

Soltani N., Larham B. & Boudejlida H. 2010. Lutte chimique contre les moustiques: Evaluation d'un insecticide sélectif a l'égard des larves de *Culex pipiens*. Actes de la CIFE VI, Travaux de l'Institut Scientifique, *Série Zoologie*, Rabat. 47: 177-182.

Starnes R.L., Liu C.L. & Marone P.G. 1993. History, use and future of microbial insecticides.

Amer. Entomol., 39: 83-91.

Stone A., Knight K. L. & Starcke H. 1959. A synoptic catalog of mosquitoes of the world.

Ent. Soc. America, Ed. Washington, 358p.

(T)

Tahraoui Ch. 2012. Abondance saisonnière des Culicidae dans l'écosystème humide du parc national d'El-Kala. Identification et lutte. Mémoire de Magistère en Biologie Animale Environnementale. Option: Biologie et Ecologie Animale.

Takken W. & Knols B.G.J. 2007. Emerging Pests and Vector-borne Diseases in Europe. Wag. Acad. Publ. p 500.

Tantely M.L., Rakotoniaina J.C., Tata E., Andrianaivolambo L., Razafindrasata F., Fontenille D. & Elissa N. 2013. Biology of mosquitoes that are potential vectors of Rift Valley fever virus in different biotopes of the central highlands of Madagascar. **Journal of Medical Entomology**,50: 603-610.

Taylor RM., Work T.H., Hurlbut H.S. & Rizk F. 1956. A study of the ecology of West Nile virus in Egypt. *Am J Trop Med* 5: 579- 620.

Tchoumboungang F., Jazet Dongmo P.M., Lambert Sameza M., Nkouaya Mbanjo E.G., Tiako Fotso G.B., Amvam Zollo P.H. & Menut C. 2009. Activité larvicide sur *Anopheles gambiae* Giles et composition chimique des huiles essentielles extraites de quatre plantes cultivées au Cameroun. *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement*. Vol 13 (1) : 77-84.

Tepe B., Sokmen M., Akpulat HA., Daferera D., Polissiou M. & Sokmen A. 2005. Antioxidative activity of the essential oils of *Thymus sipyleus* subsp. *sipyleus* var. *sipyleus* and *Thymus sipyleus* subsp. *sipyleus* var. *rosulans*. *J. Food Eng.*, 66: 447-454.

Theobald F.V. 1901-1910. A monograph of the Culicidae of mosquito larvae; a morphometric analysis. *Mitt. Schweiz. Ent. Ges.* 71: 373- 38. Torre- Bueno J. R. de la 1906-

Thompson F. L., Li Y., Gomez-Gil B. & 8 other authors. 2003. *Vibrio neptunius* sp. nov., *Vibrio brasiliensis* sp. nov. and *Vibrio xuii* sp. nov., isolated from the marine aquaculture environment (bivalves, fish, rotifers and shrimps). *Int J Syst Evol Microbiol* 53, 245–252.

Tine-Djebbar F. & Soltani N. 2008. Activité biologique d'un agoniste non stéroïdien de l'hormone de mue sur *Culiseta longiareolata*: analyses morphométrique, biochimique et énergétique. *Synthèse*, 18: 23-34.

Tine-Djebbar F. 2009. Bioécologie des moustiques de la région de Tébessa et évaluation de deux régulateurs de croissance (halofenozide et méthoxyfenozide) à l'égard de deux espèces de moustiques *Culex pipiens* et *Culiseta longiareolata*: toxicologie, morphométrie, biochimie et reproduction. *Thèse de doctorat*, Faculté des sciences, Université de Annaba, Algérie. pp.168.

Tine-Djebbar F., Rehim N. & Soltani N. 2011. Enzyme immunoassay measurements of ecdysteroids in the last larval stage of *Culex pipiens* L. (Diptera, Culicidae): Hormonal profile and correlation with cuticle secretion. *African Journal of Biotechnology.*, 11 (20): 4693-4698.

Tine-Djebbar F., Larhem A. B. & Soltani N. 2012. Enzyme immune assay measurements of the molting hormone in different post-embryonic stages of two mosquito species, *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. *African Journal of Biotechnology.*, 10 (67): 15195-15199.

Tolle M. 2009. Mosquito-borne diseases. *Curr. Probl. Pediatr. Adolesc. Health Care*, 39: 97-140.

Toserkani A., Jalali M.R. & Najafzaheh H. 2011. Changes of lipid profiles, glucose, and hemogram after administration of *Ruta graveolens* extract in diabetic rats. *Comp. Clin. Pathol.*, 10: 1331-1333.

Toubal B.O. 1986. Phytoécologie, biogéographie et dynamique et principaux groupements végétaux du massif de l'Edough (Algérie Nord Orientale). Cartographie au 1/25000. US.T.M Univ. Grenoble. Thèse. Doct. 3ème cycle. 111p.

Turell M.J., Dohm D.J., Sardelis M.R., O'Guinn M.L., Andreadis T.G. & Blow J.A. 2005. An update on the potential of north American mosquitoes (Diptera ; Culicidae) to transmit West Nile Virus. *J Med Entomol.* Jan, 42 (1) :57-62.

(U)

Ulubelen A., Terem B., Tuzlaci E. 1986. Coumarins and flavonoids from *Daphne gnidioides*. *J Nat Prod.* 49, 692-694

Urbanelli S., Coluzzi M., Petrarca V. E. & Bulini L. 1980. Differenziamnto genetico in popolazion italiana di *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *Atti XII Congr. Ital. Entomol.*, Roma, 2: 273-280.

Urquhart G. M., Armour J., Duncan J. L., Dunn A. M. & Jennings F. W. 1996. *Veterinary parasitology*. 2nd edition. Oxford: *Blackwell science*. 307 pp.

(V)

Van Den Broucke C.O. & Lemli J.A. 1983. Spasmolytic activity of the flavonoids from *Thymus vulgaris*. *Pharm. Weekbl. Sci.*, 5(1): 9-14.

(W)

Wagner H., Chari V.M. & Sonnenbichler J. 1976. ^{13}C -NMR-Spektren natürlich vorkommender Flavonoide. *Tetrahedron Lett*, 17, 1799–1802

Wahlen A. 1828. Dictionnaire des sciences médicales. Libraire imprimeur de la cour, Bruxelles.

Wall R. & Shearer D. 1997. Veterinary entomology. London: Chapman & Hal. 439 pp.

Walker K. & Lynch M. 2007. Contributions of *Anopheles* larval control to malaria suppression in tropical Africa: review of achievements and potential. *Med. Vet. Entomol.*, 21: 2–21.

Wan H.M. 2006. Biofuels Republic Brazil, la rapide expansion de l'industrie des biocarburants au Brésil fait peser de sérieuses menaces pour la survie de certaines populations et pour la planète, pp 19- 21.

Wang S.F., Ridsdill-Smith T.J. & Ghisalberti E.L. 1998. Bioactive isoflavonols and other components from *Trifolium subterraneum*. *J Nat Prod* .61, 508-510

Wigglesworth V. B. 1972. The principal of Insect physiology. Chapman and Hill. London, NY.

Wigglesworth V.B. 1979. The transfert of lipid Insect from the epidermal cells on the cuticle *.tissue et cell*.17 :249-265

Wilson J.R., Rees M., Thomas M. & Hill G. 2001. Water hyacinth population dynamics. *ACIAR Proceedings* 102: 96-104.

Woodring J. & Davidson E.W. 1996. Biological control of mosquitoes. In: The biology of disease vectors (Beaty BJ, Marquardt WC eds), *University Press of Colorado*, USA, pp 530–548.

(Z)

Zahi F. 2008. La qualité des eaux et de sols de la région du lac Fetzara (Nord-Est de l'Algérie). Mémoire de Magister, Université de Annaba. 156 p.

Zaidi L. 2008. Etude systématique et lutte biologique avec le *Bacillus thuringiensis israelensis* Vecto Bac (DWG) contre les moustiques.

Zaidi N. & Soltani N. 2011. Activité biologique de deux insecticides sélectifs (diflubenzuron & flucycloxuron) sur *Gambusia affinis*: analyse des résidus, toxicologie, croissance et stress oxydatif. Thèse de doctorat Biologie Animale. Option Ecotoxicologie. Université d'Annaba, Département de Biologie 149 p.

Zaidi N. & Soltani N. 2013. Laboratory evaluation of environmental risk assessment of pesticides for mosquito control: toxicity of dimilin on a larvivorous fish, *Gambusia affinis*. *Advances in environmental biology*, 7(4): 595-604.

Zaidi N., Farine J.P. & Soltani N. 2013. Experimental study on diflubenzuron: Degradation in freshwater and bioconcentration in mosquitofish following chronic exposure. *Journal of environmental protection*, 4(2), 188-194.

Zargari A. 1988. Medicinal plants. Vol 2. Tehran University Press, Iran, p. 42.

Zenati. N. 2010. Pollution de l'environnement aquatique: diagnostic et proposition. Région de Annaba. Thèse de doctorat, université Badji Mokhtar Annaba.

Zirihi G. N. 2006. Études botanique, pharmacologique et phytochimique de quelques plantes médicinales anti-paludiques et/ou immunogènes utilisées chez les Bété du Département d'Issia, dans l'ouest de la Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat d'Etat, Université de Cocody-Abidjan, UFR Biosciences, p126.

Zirihi G.N., Datté J.Y., Kra-Adou K.M. & Grellier P. 2007. Phytochemical and pharmacological studies of the alcoholic extract (MFA) of *Fagara macrophylla* (Oliv.) Engl. (Rutaceae) : the chemical structure of the active compound inducing antipaludic activity. *Journal of Chinese Clinical Medicine*, 2 (4): 205-210.

Zouachi-Chouahda S. 2011. Evaluation de l'impact de deux xénobiotiques sur un poisson culiciphage à intérêt médical *Gambusia affinis*. Thèse de doctorat Biologie Animale, option Ecotoxicologie. Université d'Annaba, Département de Biologie 210 p.

Zoubiri S. & Baaliouamer A. 2011. Potentiality of plants as source of insecticide principles. *J.Saudi Chemical Society* xxx: xxx-xxx.

Zouiten H., Abbassi K., Atay-Kadiri Z., Mzari M., El Mahi M. & Essassi E.M. 2006. Insecticidal activity of *Solanum sodomaeum* (solanaceae) extracts on *Schistocerca gregaria* (Forskål) larvae. *J. Orthop. Res.*, vol. 15 (2):171-173.

(Google earth, 2016). Données cartographiques ©2016 Google Imagerie ©2016, CNES / Astrium, Cnes/Spot Image, DigitalGlobe, Landsat.

[http://fr.wikipedia.org/wiki/ \(Annaba\)](http://fr.wikipedia.org/wiki/Annaba).

[www. zones-humides.eaufrance.fr /moustiques.zones-humides.](http://www.zones-humides.eaufrance.fr/moustiques.zones-humides)

8. Annexe 1: Données statistiques

Tableau 103: ANOVA à trois voies (concentrations, extraits aqueux des six plantes, espèces de moustiques) pour chaque stade larvaire et temps d'exposition: valeur P des différents facteurs considérés, Fobs: valeur F de Fisher.

Test ANOVA à trois voies (Concentrations, extraits, espèces de moustiques) pour chaque stade larvaire et temps d'exposition.

L1 24h en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L1 24h, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar séq	SomCar ajust	CM ajust	F
Fact Dose	2	46080,9	46080,9	23040,5	456,58
Fact Espece	1	2413,1	2413,1	2413,1	47,82
Fact Plante	5	1220,2	1220,2	244,0	4,84
Fact Dose*Fact Espece	2	387,6	387,6	193,8	3,84
Fact Dose*Fact Plante	10	5424,8	5424,8	542,5	10,75
Fact Espece*Fact Plante	5	759,1	759,1	151,8	3,01
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	10	904,0	904,0	90,4	1,79
Erreur	72	3633,4	3633,4	50,5	
Total	107	60823,0			

Source	P
Fact Dose	0,000
Fact Espece	0,000
Fact Plante	0,001
Fact Dose*Fact Espece	0,026
Fact Dose*Fact Plante	0,000
Fact Espece*Fact Plante	0,016
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	0,078
Erreur	
Total	

S = 7,10376 R carré = 94,03 % R carré (ajust) = 91,12 %

Observations aberrantes pour L1 24h

Observation	L1 24h	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
2	40,000	28,333	4,101	11,667	2,01 R
29	25,000	36,667	4,101	-11,667	-2,01 R
33	63,150	50,870	4,101	12,280	2,12 R
77	31,570	45,607	4,101	-14,037	-2,42 R
78	57,890	45,607	4,101	12,283	2,12 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L2 24h en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L2 24h, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar séq	SomCar ajust	CM ajust	F
Fact Dose	2	45666,3	45666,3	22833,1	482,14
Fact Espece	1	1413,0	1413,0	1413,0	29,84
Fact Plante	5	860,0	860,0	172,0	3,63
Fact Dose*Fact Espece	2	7,2	7,2	3,6	0,08
Fact Dose*Fact Plante	10	3604,5	3604,5	360,5	7,61
Fact Espece*Fact Plante	5	373,0	373,0	74,6	1,58
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	10	1131,6	1131,6	113,2	2,39
Erreur	72	3409,8	3409,8	47,4	
Total	107	56465,4			

Source	P
Fact Dose	0,000
Fact Espece	0,000
Fact Plante	0,006
Fact Dose*Fact Espece	0,927
Fact Dose*Fact Plante	0,000
Fact Espece*Fact Plante	0,178
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	0,016
Erreur	
Total	

S = 6,88171 R carré = 93,96 % R carré (ajust) = 91,03 %

Observations aberrantes pour L2 24h

Observation	L2 24h	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
1	45,0000	29,0300	3,9732	15,9700	2,84 R
2	10,5200	29,0300	3,9732	-18,5100	-3,29 R
25	84,2100	64,9067	3,9732	19,3033	3,44 R
27	47,3600	64,9067	3,9732	-17,5467	-3,12 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L3 24h en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L3 24h, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar séq	Som Car ajust	CM ajust	F
Fact Dose	2	41211,5	41211,5	20605,7	195,95
Fact Espece	1	257,1	257,1	257,1	2,44
Fact Plante	5	717,0	717,0	143,4	1,36
Fact Dose*Fact Espece	2	494,3	494,3	247,1	2,35
Fact Dose*Fact Plante	10	3789,5	3789,5	379,0	3,60
Fact Espece*Fact Plante	5	365,5	365,5	73,1	0,70
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	10	1356,4	1356,4	135,6	1,29
Erreur	72	7571,6	7571,6	105,2	
Total	107	55762,8			

Source	P
Fact Dose	0,000
Fact Espece	0,122
Fact Plante	0,248
Fact Dose*Fact Espece	0,103
Fact Dose*Fact Plante	0,001
Fact Espece*Fact Plante	0,629
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	0,253
Erreur	
Total	

S = 10,2548 R carré = 86,42 % R carré (ajust) = 79,82 %

Observations aberrantes pour L3 24h

Observation	L3 24h	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
4	21,0500	52,6300	5,9206	-31,5800	-3,77 R
5	84,2100	52,6300	5,9206	31,5800	3,77 R
16	85,0000	63,3333	5,9206	21,6667	2,59 R
17	40,0000	63,3333	5,9206	-23,3333	-2,79 R
70	80,0000	61,6667	5,9206	18,3333	2,19 R
72	40,0000	61,6667	5,9206	-21,6667	-2,59 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L4 24h en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L4 24h, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar séq	SomCar ajust	CM ajust	F
Fact Dose	2	50139,4	50139,4	25069,7	328,18
Fact Espece	1	66,9	66,9	66,9	0,88
Fact Plante	5	909,5	909,5	181,9	2,38
Fact Dose*Fact Espece	2	114,4	114,4	57,2	0,75
Fact Dose*Fact Plante	10	2527,3	2527,3	252,7	3,31
Fact Espece*Fact Plante	5	1776,2	1776,2	355,2	4,65
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	10	1413,4	1413,4	141,3	1,85
Erreur	72	5500,0	5500,0	76,4	
Total	107	62447,0			

Source	P
Fact Dose	0,000
Fact Espece	0,352
Fact Plante	0,047
Fact Dose*Fact Espece	0,477
Fact Dose*Fact Plante	0,001
Fact Espece*Fact Plante	0,001
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	0,067
Erreur	
Total	

S = 8,74007 R carré = 91,19 % R carré (ajust) = 86,91 %

Observations aberrantes pour L4 24h

Observation	L4 24h	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
1	20,0000	46,6667	5,0461	-26,6667	-3,74 R
18	45,0000	63,3333	5,0461	-18,3333	-2,57 R
24	30,0000	48,3333	5,0461	-18,3333	-2,57 R
27	40,0000	56,6667	5,0461	-16,6667	-2,34 R
96	10,0000	31,6667	5,0461	-21,6667	-3,04 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L1 48H en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L1 48H, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar séq	SomCar ajust	CM ajust	F
Fact Dose	2	34586,2	34586,2	17293,1	305,27
Fact Espece	1	24,3	24,3	24,3	0,43
Fact Plante	5	1015,2	1015,2	203,0	3,58
Fact Dose*Fact Espece	2	530,9	530,9	265,5	4,69
Fact Dose*Fact Plante	10	5000,9	5000,9	500,1	8,83
Fact Espece*Fact Plante	5	1495,3	1495,3	299,1	5,28
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	10	1277,4	1277,4	127,7	2,25
Erreur	72	4078,7	4078,7	56,6	
Total	107	48008,9			

Source	P
Fact Dose	0,000
Fact Espece	0,514
Fact Plante	0,006
Fact Dose*Fact Espece	0,012
Fact Dose*Fact Plante	0,000
Fact Espece*Fact Plante	0,000
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	0,024
Erreur	
Total	

S = 7,52648 R carré = 91,50 % R carré (ajust) = 87,37 %

Observations aberrantes pour L1 48H

Observation	L1 48H	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
26	95,000	82,590	4,345	12,410	2,02 R
28	70,000	56,667	4,345	13,333	2,17 R
51	52,630	66,663	4,345	-14,033	-2,28 R
61	88,880	70,550	4,345	18,330	2,98 R
77	47,360	61,397	4,345	-14,037	-2,28 R
78	78,940	61,397	4,345	17,543	2,85 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L2 48H en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L2 48H, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar séq	SomCar ajust	CM ajust	F
Fact Dose	2	42530,2	42530,2	21265,1	297,89
Fact Espece	1	619,5	619,5	619,5	8,68
Fact Plante	5	2136,6	2136,6	427,3	5,99
Fact Dose*Fact Espece	2	58,5	58,5	29,2	0,41
Fact Dose*Fact Plante	10	2467,1	2467,1	246,7	3,46
Fact Espece*Fact Plante	5	1431,2	1431,2	286,2	4,01
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	10	873,9	873,9	87,4	1,22
Erreur	72	5139,8	5139,8	71,4	
Total	107	55256,9			

Source	P
Fact Dose	0,000
Fact Espece	0,004
Fact Plante	0,000
Fact Dose*Fact Espece	0,665
Fact Dose*Fact Plante	0,001
Fact Espece*Fact Plante	0,003
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	0,291
Erreur	
Total	

S = 8,44902 R carré = 90,70 % R carré (ajust) = 86,18 %

Observations aberrantes pour L2 48H

Observation	L2 48H	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
1	63,1500	47,6267	4,8780	15,5233	2,25 R
16	57,8900	71,9233	4,8780	-14,0333	-2,03 R
37	31,5700	17,5367	4,8780	14,0333	2,03 R
43	48,2100	77,4700	4,8780	-29,2600	-4,24 R
44	94,7300	77,4700	4,8780	17,2600	2,50 R

69 42,1000 56,1367 4,8780 -14,0367 -2,03 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L3 48H en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L3 48H, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar séq	SomCar ajust	CM ajust	F
Fact Dose	2	38901,3	38901,3	19450,6	196,00
Fact Espece	1	35,1	35,1	35,1	0,35
Fact Plante	5	1691,2	1691,2	338,2	3,41
Fact Dose*Fact Espece	2	702,6	702,6	351,3	3,54
Fact Dose*Fact Plante	10	2760,1	2760,1	276,0	2,78
Fact Espece*Fact Plante	5	657,8	657,8	131,6	1,33
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	10	1366,6	1366,6	136,7	1,38
Erreur	72	7145,3	7145,3	99,2	
Total	107	53259,9			

Source	P
Fact Dose	0,000
Fact Espece	0,554
Fact Plante	0,008
Fact Dose*Fact Espece	0,034
Fact Dose*Fact Plante	0,006
Fact Espece*Fact Plante	0,263
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	0,208
Erreur	
Total	

S = 9,96191 R carré = 86,58 % R carré (ajust) = 80,06 %

Observations aberrantes pour L3 48H

Observation	L3 48H	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
1	78,9400	57,1900	5,7515	21,7500	2,67 R
3	40,0000	57,1900	5,7515	-17,1900	-2,11 R
4	42,1000	64,9067	5,7515	-22,8067	-2,80 R
5	89,4700	64,9067	5,7515	24,5633	3,02 R
25	57,8900	74,2967	5,7515	-16,4067	-2,02 R
94	73,6800	56,1367	5,7515	17,5433	2,16 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L4 48H en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L4 48H, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar séq	SomCar ajust	CM ajust	F
Fact Dose	2	46707,4	46707,4	23353,7	327,54
Fact Espece	1	1,2	1,2	1,2	0,02
Fact Plante	5	2864,4	2864,4	572,9	8,03
Fact Dose*Fact Espece	2	359,0	359,0	179,5	2,52
Fact Dose*Fact Plante	10	3415,1	3415,1	341,5	4,79
Fact Espece*Fact Plante	5	4422,6	4422,6	884,5	12,41
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	10	2472,9	2472,9	247,3	3,47
Erreur	72	5133,7	5133,7	71,3	
Total	107	65376,3			

Source	P
Fact Dose	0,000
Fact Espece	0,898
Fact Plante	0,000
Fact Dose*Fact Espece	0,088
Fact Dose*Fact Plante	0,000
Fact Espece*Fact Plante	0,000
Fact Dose*Fact Espece*Fact Plante	0,001
Erreur	
Total	

S = 8,44397 R carré = 92,15 % R carré (ajust) = 88,33 %

Observations aberrantes pour L4 48H

Observation	L4 48H	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
1	50,0000	75,9200	4,8751	-25,9200	-3,76 R
6	60,0000	76,1100	4,8751	-16,1100	-2,34 R
24	55,0000	70,0000	4,8751	-15,0000	-2,18 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

Informations de groupement avec la méthode de Tukey et un niveau de confiance de 95,0%

Fact	N	Moyenne	Groupement
Dose 3	36	79,7	A
Dose 2	36	57,0	B
Dose 1	36	28,9	C

Les moyennes ne partageant aucune lettre sont sensiblement différentes.

L1 72H en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L1 72H, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

SomCar

Source	DL	SomCar séq	ajust	CM ajust	F	P
Fact Dose	2	30874,4	30874,4	15437,2	204,99	0,000
Fact Espece	1	38,6	38,6	38,6	0,51	0,476
Fact Plante	5	1188,1	1188,1	237,6	3,16	0,012
Fact Dose*Fact Espece	2	457,5	457,5	228,8	3,04	0,053
Fact Dose*Fact Plante	10	5007,9	5007,9	500,8	6,65	0,000
Fact Espece*Fact Plante	5	1480,6	1480,6	296,1	3,93	0,003
Erreur	82	6175,3	6175,3	75,3		
Total	107	45222,4				

S = 8,67807 R carré = 86,34 % R carré (ajust) = 82,18 %

Observations aberrantes pour L1 72H

Observation	L1 72H	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
12	33,330	53,192	4,258	-19,862	-2,63 R
22	97,730	81,875	4,258	15,855	2,10 R
28	73,680	57,183	4,258	16,497	2,18 R
59	84,210	68,327	4,258	15,883	2,10 R
69	55,550	73,773	4,258	-18,223	-2,41 R
77	50,000	69,918	4,258	-19,918	-2,63 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L2 72H en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L2 72H, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar séq	ajust	CM ajust	F	P
Fact Dose	2	37917,0	37917,0	18958,5	341,54	0,000
Fact Espece	1	4,8	4,8	4,8	0,09	0,768
Fact Plante	5	2255,9	2255,9	451,2	8,13	0,000
Fact Dose*Fact Espece	2	79,2	79,2	39,6	0,71	0,493
Fact Dose*Fact Plante	10	4240,4	4240,4	424,0	7,64	0,000
Fact Espece*Fact Plante	5	1115,5	1115,5	223,1	4,02	0,003
Erreur	82	4551,7	4551,7	55,5		
Total	107	50164,5				

S = 7,45041 R carré = 90,93 % R carré (ajust) = 88,16 %

Observations aberrantes pour L2 72H

Observation	L2 72H	Valeur ajustée	ErT ajust	Valeur résiduelle	Valeurs résiduelles normalisées
14	83,3300	69,9320	3,6556	13,3980	2,06 R
16	55,5500	74,4159	3,6556	-18,8659	-2,91 R
95	50,0000	63,8157	3,6556	-13,8157	-2,13 R
105	57,8300	73,1776	3,6556	-15,3476	-2,36 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L3 72H en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L3 72H, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar		CM ajust	F	P
		séq	ajust			
Fact Dose	2	34763,3	34763,3	17381,7	152,69	0,000
Fact Espece	1	3,6	3,6	3,6	0,03	0,859
Fact Plante	5	1035,8	1035,8	207,2	1,82	0,118
Fact Dose*Fact Espece	2	1088,3	1088,3	544,2	4,78	0,011
Fact Dose*Fact Plante	10	2962,2	2962,2	296,2	2,60	0,009
Fact Espece*Fact Plante	5	1089,8	1089,8	218,0	1,91	0,101
Erreur	82	9334,5	9334,5	113,8		
Total	107	50277,5				

S = 10,6694 R carré = 81,43 % R carré (ajust) = 75,77 %

Observations aberrantes pour L3 72H

Observation	L3 72H	Valeur		Valeurs résiduelles	
		ajustée	ErT ajust	résiduelle	normalisées
1	89,4700	65,0016	5,2350	24,4684	2,63 R
5	89,4700	69,9219	5,2350	19,5481	2,10 R
8	57,8900	79,0966	5,2350	-21,2066	-2,28 R
12	26,3100	45,5151	5,2350	-19,2051	-2,07 R
22	20,0000	58,3435	5,2350	-38,3435	-4,12 R
24	78,9400	58,3435	5,2350	20,5965	2,22 R
58	77,7700	56,5996	5,2350	21,1704	2,28 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

L4 72H en fonction de Fact Dose; Fact Espece; Fact Plante

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fact Dose	fixe	3	1; 2; 3
Fact Espece	fixe	2	1; 2
Fact Plante	fixe	6	1; 2; 3; 4; 5; 6

Analyse de la variance pour L4 72H, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar		CM ajust	F	P
		séq	ajust			
Fact Dose	2	41459,6	41459,6	20729,8	300,92	0,000
Fact Espece	1	914,3	914,3	914,3	13,27	0,000
Fact Plante	5	3762,6	3762,6	752,5	10,92	0,000
Fact Dose*Fact Espece	2	540,4	540,4	270,2	3,92	0,024
Fact Dose*Fact Plante	10	2764,5	2764,5	276,4	4,01	0,000
Fact Espece*Fact Plante	5	4530,8	4530,8	906,2	13,15	0,000
Erreur	82	5648,7	5648,7	68,9		
Total	107	59620,9				

S = 8,29982 R carré = 90,53 % R carré (ajust) = 87,64 %

Observations aberrantes pour L4 72H

Observation	L4 72H	Valeur		ErT ajust	Valeurs résiduelles normalisées	
		ajustée	ErT		Valeur résiduelle	
1	52,630	77,029		4,072	-24,399	-3,37 R
3	100,000	77,029		4,072	22,971	3,18 R
19	65,000	45,059		4,072	19,941	2,76 R
21	29,410	45,059		4,072	-15,649	-2,16 R
82	21,050	36,440		4,072	-15,390	-2,13 R
96	36,840	55,125		4,072	-18,285	-2,53 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

Tableau 112: ANOVA à trois voies (Temps, Stades, espèces de moustiques): valeur P des différents facteurs considérés, Fobs: valeur F de Fisher.

Tableau 113: Test de Tuckey.

Test ANOVA à trois voies (Temps, stades, espèces de moustiques) et test de Tuckey

Facteur	Type	Niveaux	Valeurs
Fac T	fixe	3	1; 2; 3
Fac St	fixe	4	1; 2; 3; 4
Fac Esp	fixe	2	1; 2

Analyse de la variance pour Bti, avec utilisation de la somme des carrés ajustée pour les tests

Source	DL	SomCar		CM ajust	F	P
		SomCar séq	ajust			
Fac T	2	5491,5	5491,5	2745,7	28,85	0,000
Fac St	3	7122,0	7122,0	2374,0	24,94	0,000
Fac Esp	1	15560,0	15560,0	15560,0	163,48	0,000
Fac T*Fac St	6	463,7	463,7	77,3	0,81	0,565
Fac T*Fac Esp	2	75,5	75,5	37,7	0,40	0,675
Fac St*Fac Esp	3	6332,4	6332,4	2110,8	22,18	0,000
Erreur	54	5139,8	5139,8	95,2		
Total	71	40184,8				

S = 9,75606 R carré = 87,21 % R carré (ajust) = 83,18 %

Observations aberrantes pour Bti

Observation	Bti	Valeur		ErT ajust	Valeurs résiduelles normalisées	
		ajustée	ErT		Valeur résiduelle	
39	6,250	24,672		4,878	-18,422	-2,18 R
42	14,280	33,576		4,878	-19,296	-2,28 R

R indique une observation ayant des valeurs résiduelles normalisées importantes

Informations de groupement avec la méthode de Tukey et un niveau de confiance de 95,0%

Fac T	N	Moyenne	Groupement
3	24	59,1	A

2	24	52,5	A
1	24	38,2	B

Les moyennes ne partageant aucune lettre sont sensiblement différentes.

Informations de groupement avec la méthode de Tukey et un niveau de confiance de 95,0%

Fac	St	N	Moyenne	Groupement
	1	18	59,9	A
	2	18	56,5	A B
	4	18	49,3	B
	3	18	34,1	C

Les moyennes ne partageant aucune lettre sont sensiblement différentes.

Informations de groupement avec la méthode de Tukey et un niveau de confiance de 95,0%

Fac	Esp	N	Moyenne	Groupement
	1	36	64,6	A
	2	36	35,2	B

Les moyennes ne partageant aucune lettre sont sensiblement différentes.

9. Annexe 2: Production scientifique

Publication (1):

Zineb Dahchar, Fatiha Bendali-Saoudi, Noureddine Soltani. 2016. Larvicidal activity of some plant extracts against two mosquito species *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. Journal of Entomology and Zoology Studies, 4(4): 346-350

Publication (2):

Zineb Dahchar, Wafa Oudainia, Fatiha Bendali-Saoudi, Noureddine Soltani. 2017. Inventory of Culicidae of the wetland (of the West region of Annaba). Journal of Entomology and Zoology Studies, 5(2): 430-436.

Communications (8):

Zineb Dahchar, Mansouri M, Fatiha Bendali-Saoudi, Noureddine Soltani. Inventaire et étude systématique des Culicidae de l'Ouest de la région d'Annaba (Lac Fezzara). Le comité d'organisation du 26^{ème} Congrès de l'Association Tunisienne des Sciences Biologiques (ATSB) qui se tiendra à Monastir-Tunisie du 23 au 26 Mars 2015.

Zineb Dahchar, Fatiha Bendali-Saoudi, Noureddine Soltani. Effet toxique de plante médicinale *Daphné gnidium* à l'égard des différents stades larvaires de *Culex pipiens* vecteur principale du West Nile. 1^{er} Séminaire National sur l'Entomologie Médicale et la Lutte Biologique (SNEMLB) qui se tiendra à Tébessa- Algérie le 19 et 20 Octobre 2015.

Zineb Dahchar, Fatiha Bendali-Saoudi, Noureddine Soltani. Effet toxique de deux plantes médicinales (*Ricinis communis*, *Daphne gnidium*) à l'égard des différents stades larvaires de *Culex pipiens* vecteur principale du West Nile. 27^{ème} Congrès international de l'Association Tunisienne des Sciences Biologiques (ATSB) Laico, Hammamet– Tunisie du 28 au 31 Mars 2016.

Zineb Dahchar, Fatiha Bendali-Saoudi, Noureddine Soltani. Effet toxique de deux plantes médicinales *Geranium rose* et *Thymus vulgaris* à l'égard des différents stades larvaires de *Culex pipiens* vecteur principale du West Nile. IV^{ème} congrès International de Biotechnologie et Valorisation des Bio-Ressources (BVBR) qui aura lieu à Hammamet du 24 au 27 mars 2016.

Zineb Dahchar, Fatiha Bendali-Saoudi, Noureddine Soltani. Effet de la plante médicinale (*thymus vulgaris*) à l'égard de quatre stades larvaires de *culiseta longiareolata* vecteur

principale du virus west nile. 1^{er} Séminaire International en Toxicologie et Santé, des 28-29 Novembre 2016.

Mansouri Meriem, Fatiha Bendali-Saoudi, **Zineb Dahchar**, Noureddine Soltani. Evaluation de l'état du lac des oiseaux à la wilaya d'El Tarf. 1^{er} Séminaire International sur la Biodiversité et les Zones Humides, des 27, 28 et 29 Mai 2014.

Serradj Nassima, **Dahchar Z**, Homani M, Fatiha Bendali-Saoudi, Noureddine Soltani. Abondance et biodiversité de la faune cible et non cible du lac des oiseaux (Wilaya d'el Taref Algérie). 27^{ème} Congrès international de l'Association Tunisienne des Sciences Biologiques (ATSB) Laico, Hammamet– Tunisie du 28 au 31 Mars 2016.

Bendali-Saoudi Fatiha, **Zineb Dahchar**, Mansouri M, Alayat M.S. Les moustiques et la lutte Biologique. 1^{er} Séminaire National sur l'Entomologie Médicale et la Lutte Biologique (SNEMLB) qui se tiendra à Tébessa- Algérie le 19 et 20 Octobre 2015.

