

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique
Université MOULOUD MAMMERI de Tizi-Ouzou



Faculté des Sciences Biologique et Sciences Agronomique
Département de Biologie Animale et Végétale



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention d'un master en science de la nature et
De la vie
Spécialité : Entomologie appliquée à la médecine, à l'agriculture
Et la foresterie

Thème

**Contribution à l'étude de *Culex pipiens* dans la région de
Reghaia**

Présenté par : M^{lle}LADJ NESRINE et M^{lle}MEGHENEM ZINEB

Devant les jurys:

Promotrice : M^{me}BRAHMI K MCA U.M.M.T.O

Co-promotrice : M^{me}BENBEKTA S Maitre de recherche Institut Pasteur d'Algérie

Président: M^{me}SADOUDI.DJ Professeur U.M.M.T.O

Examiné par : M^{me}LEKMACHE Y Maitre assistante A U.M.M.T.O

2015/2016

Remerciements

Nous remercions « Dieu Tout Puissant » de nous avoir donné la santé, la patience et la volonté pour réaliser ce modeste travail.

C'est avec un grand plaisir que nous exprimons notre gratitude et nos sincères remerciements à notre

Promotrice Madame Brahmi et Co-promotrice: Benbekta Sihem .

Pour leurs orientations judicieuses et encadrement, leurs conciles qui nous ont guidé dans l'élaboration de ce mémoire de Master.

Nous remercions. M^{me} SADOUDI .DJ , professeur à l'UMMTO qui nous fait honneur de présider le jury

Nous tenons également à exprimer nos sincères remerciements aux égards des membre de jury M^{me} LEKMACHE. Y, maitre assistante à l'UMMTO, pour avoir accepté d'examiner et de juger ce travail.

Nous tenons à remercier Mr BENALLAL .k, maitre de recherche à l'institut pasteur , pour son investissement, sa disponibilité dans l'élaboration de ce travail, sa gentillesse et sa patience ,Nos vifs remerciements vont également à tout le personnel du Laboratoire d'Ecoépidémiologie Parasitaire & Génétique des Populations de L'institut Pasteur d'Alger de nous avoir accueillis au sein de son laboratoire et dans L'unité d'Entomologie Médicale, qui nous a transmis son savoir et son expérience sans oublier toute l'équipe de l'Institut Pasteur de Delly Brahim., et à la directrice et aux employés du lac de Réghaia ,pour nous avoir aidé dans le travail de terrain.



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à mon cher papa et à ma chère maman, en témoignage de mon profond respect, mon grand amour et toute ma gratitude pour les sacrifices que vous avez fait pour me voir réussir, que Dieu vous garde et vous accorde une longue vie.

A mes chères frères : Nadjib, Ahmed, MOhamad et Yuva

A mes sœurs : Hafida, Assia ,Et Louiza

A mes amies : ma chère amie Thanina Amrane (NINA) et à toute sa famille et son neveu Rayan , Nadjma F, Mouna, Lydia, Samira, et ma binôme

A Sara Et Rabiha qui m'ont aidé à faire ce travail

Zineb Meghenem



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail à mon cher papa et à ma chère maman, en témoignage de mon profond respect, mon grand amour et toute ma gratitude pour les sacrifices que vous avez fait pour me voir réussir, que Dieu vous garde et vous accorde une longue vie.

A mon marie et mon amour Hamza, pour m'avoir encouragé et pour sa fidélité

A mes frères : Lamine, Kamel, Zouheir et Saïd.

A mes sœurs : Lynda et Kamilia.

A ma belle-mère Malika et à mes belles-sœurs surtout Fafi, Amel et Souad.

A mes chères petites nièces : Chaima, Lamisse et Ouarda.

A mes cousins et cousines et à tous mes proches.

A ma familles, et particulièrement : Baya, fadila, Karima, Khadidja, Mouna, Yasmine, Imene .

A toutes mes amies, ma binôme, et toutes les personnes qui m'ont aidé.

A toute la promotion Entomologie 2015/2016.

Ladj Nesrine

Liste des figures	Page
Figure 1 -Situation géographique de la zone humide de Réghaïa	4
Figure 2 - Diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gausсен de la région de Reghaia pour une période allant de 2005à 2015.	7
Figure 3 -Projection de la région de Réghaïa sur le climatogramme d’Emberger durant la période de 10 ans (2005- 2015).	9
Figure 4 -Cycle de développement du <i>Culex pipiens</i>	11
Figure 5 -Nacelle d’œufs de <i>Culex pipiens</i>	11
Figure 6 - Morphologie d’une larve de <i>Culex pipiens</i>	12
Figure 7 -Nymphe de moustiques	12
Figure 8 -Adulte de moustique	14
Figure 9 - Répartition géographique des cas séropositifs chez les humains entre 1973 et 1994	16
Figure 10 – Représentation schématique du Virus West Nile	16
Figure 11 – Cycle du transmission du Virus West Nile	17
Figure 12 - Cycle gonotrophique d’un moustique femelle	19
Figure 13 - Représentation les étapes de contamination, multiplication, dissémination, et transmission du Virus West Nile chez le vecteur	19
Figure 14 – Position des différentes stations d’échantillonnages des moustiques dans le lac de Reghaia	22
Figure 15 - Station1ou le gîte 1station de pompage	22
Figure 16 – G2 ou gîte de quai flottant	23
Figure 17 - G3 ou quai de parking	23
Figure 18 – G4 ou l’entrée du lac	24
Figure 19 - Technique d'échantillonnage des œufs et des larves par la louche	25
Figure 20-Identification des larves sous le microscope photonique	25
Figure 21 - La tête de la larve <i>Culex pipiens</i>	26
Figure 22 – Siphon respiratoire	27
Figure 23 – a)Récipient pour les larves b)Les cages pour les adultes	27
Figure 24 - technique d’aspirateur à bouche	28
Figure25 - Schéma simplifié du principe de la réaction de transcription inverse d’amorces polyT	29

Figure 26 Principal . étape d'extraction d'ADN	32
Figure 27 .Préparation du mix	33
Figure 28 –Protocol experimantal de la PCR en temps réel	34
Figure 29 Les techniques utilisées en laboratoire .	36
Figure 30 - Effectifs obtenus des quatre gîtes représentés en pourcentage	39
Figure 31 - Evolution de la population larvaire de <i>Culex pipiens</i> au niveau des quatre gîte de lac de Reghaia	40
Figure 32- Evolution de la population larvaire de <i>Culex pipiens</i> au niveau de la Station de pompage G1du lac de Reghaia	41
Figure 33- Evolution de la population larvaire de <i>Culex pipiens</i> au niveau du Quai flottant de lac de REGHAIA	43
Figure 34 Evolution de la population larvaire de <i>Culex pipiens</i> au niveau du Quai de parking de lac de Reghaia	44
Figure 35 -Evolution de la population larvaire de <i>Culex pipiens</i> au niveau G4,L'entrée de lac de Reghaia	46
Figure 36 - Graphe des résultats de la détection de Virus West Nile par PCR en temps réel	47
Figure 37- Action des différentes doses létales (DL50) de l'insecticide Pyrimiphos-méthyl sur les stades L3 et L4 du <i>Culex pipiens</i> du gîte G4 (Entrée de lac)	48

Liste des tableaux	Page
Tableau 1 - Températures moyennes mensuelles des maxima et des minima pour une période de 10 ans (2005 à 2015)	5
Tableau 2 – Précipitations mensuelles à Dar El Beida durant la période de 10 ans de 2005 à 2015.	6
Tableau 3 - Pourcentages mensuels de l'humidité de l'air à Dar El Beida durant 10ans.	6
Tableau 4 - Espèces d'oiseaux positives au WNV appartenant aux espèces potentiellement amplificatrices (JOURDAIN et <i>al.</i> , 2007)	18
Tableau 5 – Composant du mix (Mix Quantitect) de la PCR en temps réel	30
Tableau 6 -Sonde et amorce utilisée en PCR en temps réel	30
Tableau 7 - Caractéristique générale du Pyrimiphos-méthyl	36
Tableau 8 -les concentrations utilisées durant notre expérimentation	38
Tableau 9 – Evolution en fonction du temps des effectifs des larves de différents stades dans quatre gîtes du lac de Réghaia	38
Tableau 10 – Evolution des effectifs larvaires des différents stades en fonction du temps dans la station de pompage G1 du lac de Réghaia	40
Tableau 11 – Evolution en fonction des effectifs des larves de différents stades du temps au niveau de Quai flottant G2 du lac de Réghaia	42
Tableau 12 – Evolution des effectifs des larves de différents stades en fonction du temps au niveau de Quai parking G3 de lac de Réghaia	43
Tableau 13 – Evolution des effectifs des larves de différents stades en fonction du temps au niveau de l'entré G4 de lac de Réghaia	45
Tableau 14 -Mortalité observée et corrigée et probits correspondants des larves L3 et L4 de <i>Culex pipiens</i> de la station G4 (l'entré de lac), après traitement par les différentes doses de pyrimiphos-méthyl	50

Tableau 15 - Sensibilité au Pyrimiphos-méthyl des larves L3 et L4 de <i>Culex pipiens</i> dans le gîte quai flottant est représenté par Test Insecticide et l'Entrée représenté par Test 4	50
---	----

Introduction

Chapitre I : Présentation de la région d'étude

I .Présentation de la région d'étude	3
I.1. Situation géographique de lac de Réghaïa :	3
I.2. Facteurs écologiques	3
I.2.1. Facteurs abiotiques	4
I.2.1.1. Température	4
I.2.1.2. Précipitation	5
I.2.1.3. - Humidité relative de l'air	6
I.2.3. Synthèse climatique	6
I.2.3.1. Diagramme de Bagnouls et Gaussen	7
I.2.3.2. – Climagramme pluviothermique d'Emberger	8
I.2.2. - Facteurs biotiques	8
I.2.2.1. - Richesse faunistique	8
I.2.2.2. - Richesse floristique	8

Chapitre II - Données bibliographiques sur *Culex pipiens*

II.1. -Bioécologie du <i>Culex pipiens</i>	10
II.1.1. -Généralité sur <i>Cules pipiens</i>	10
II.1.2. -Systématique	10
II.1.3. -Cycle de vie.....	10
II.1.3.1. -Œuf	11
II.1.3.2. -Larve	12
II.1.3.3.– Nymphé.	12
II.1.3.4. -Adulte	13
II.2. - Rôle pathogène.....	14
II.2.1. - Virus de West Nile.....	14
II.2.2. - Historique du virus	15

II.2.2.1. - En Afrique.....	15
II.2.2.2. - En Europe et Asie.....	15
II.2.2.3. - Aux Etats –Unis.....	15
II.2.2.4. -WNV en Algérie.....	15
II.2.3. - Présentation du virus West Nile.....	16
II.3. - Cycle de transmission particules virales.....	17
II.3.1. -Réservoir.....	17
II.3.2. -Cycle gonotrophique.....	18
II.3.3.– Symptômes.....	20

Chapitre III - Matériels et Méthodes

III.1. - Choix et description des stations d'études.....	21
III.1.1. - Description des stations d'échantillonnages.....	22
III.1.1.1. –Station de pompage G1.....	22
III.1.1.2. Quai flottant G2.....	22
III.1.1.3. –Quai de parking G3.....	23
III.1.1.4. -L'entrée de lac G4.....	24
III.2. - Méthodes utilisés sur le terrain et au laboratoire :.....	24
III.2.1. - Technique d'échantillonnage :.....	24
III.2.1.1. - Technique de capture directe des larves et des œufs.....	24
III.2.2. -Techniques utilisés au laboratoire.....	25
III.2.2.1. – Identification.....	25
III.2.2.3. – Aspirateur à bouche.....	28
III.2.2. 4. – Congélations.....	28
III.2.2.5. – Détection du virus West Nile par la PCR en temps réel.....	28
III.2.2.5.1. – Principe de la PCR en temps réel.....	28
III.2.2.5.2. – Protocole.....	29
III.2.2.5.3-Préparation du mix pour la RT-PCR.....	29

III.2.2.5.4. Amplification par Thermocycleur.....	30
III.2.2.5. –Test insecticide sur les larves de <i>Culex pipiens</i>	35
III.2.2.5.1. -Description d’insecticide	35
III.2.2.5.2. – Définition :	35
I.2.2.5.3. - Protocol.....	36

Chapitre IV - Résultats

IV.1. - Résultats et interprétation pour la dynamique larvaire du <i>Culex pipiens</i>	38
IV.1.1. - Evolution de l’effectif des larves du <i>Culex pipiens</i> dans les quatre gîtes du lac de Réghaia.....	38
IV.1.2- Evolution de l’effectif des larves de <i>Culex pipiens</i> dans le G1 Station de pompage du lac de Réghaia :	40
IV.1.3. - Evolution de l’effectif des larves de <i>Culex pipiens</i> dans le G2 Quai flottant du lac de Réghaia	42
IV.1.4. - Evolution de l’effectif des larves de <i>Culex pipiens</i> dans le G3 Quai de parking du lac de Réghaia.....	43
IV.1.5. - Evolution de l’effectif des larves du <i>Culex pipiens</i> dans le G4 (l’entrée de lac) du lac de Réghaia.....	45
IV.2. -Technique de la RT-PCR: détection du Virus West Nile dans le lac de Réghaia.....	46
IV.3. - Résultats du test insecticide Perimiphos-methyl contre les larves de <i>Culex pipiens</i>	47
IV.3.1. - Différents doses létale (DL 50) de l'insecticide Pyrimiphos-méthyl	47
IV.3.2. - Comparaison des doses létales entre la population larvaire L3 et L4 du gîte G4 (l'entrée de lac) et le G2 (Quai flottant).....	49

Chapitre V - Discussion

V.1. - Discussion sur la dynamique larvaire du <i>Culex pipiens</i>	51
VI.2. - Discussion sur les résultats obtenus par la technique RT-PCR en temps réel.....	55
V.3. - Discussion sur l’effet de Pyrimiphos-méthyl.....	55
Conclusion	57

Bibliographie

Annexé

Résumer

Les moustiques ou Culicidae sont des Arthropodes appartenant au règne animal, à la classe des insectes. Ils forment le sous-ordre des Nématocères dans l'ordre des Diptères. On les distingue par leur long corps grêle, leurs longues pattes et leurs pièces buccales en forme d'aiguille (**OMS, 1999**). La morphologie du moustique est en rapport directe avec son mode de vie. Cet insecte Comporte une écophase aquatique concernant les stades pré-imaginaux (larves et nymphe) alors que les adultes ont une vie aérienne (**RIOUX, 1958**.)

L'humanité subit des nuisances importantes et des maladies aux conséquences humaines et économiques désastreuses du fait des moustiques (**TOLLE, 2009; BECKER et al., 2010**). D'une part, leurs piqûres peuvent causer de sévères irritations pour l'homme ou les animaux (**TAKKEN et KNOLS, (2007); BECKER et al., 2010**). D'autre part, les moustiques sont responsables de la transmission de nombreux agents pathogènes d'importance médicale et vétérinaire (virus, bactéries, protozoaires ou nématodes) (**BECKER et al., 2010**).

Les maladies vectorielles dont celles transmises par les moustiques ont connu récemment une forte recrudescence (**MORENS et al., 2004**) et représentent aujourd'hui 14 % des maladies infectieuses et 28 % des maladies émergentes (**JONES, et al., 2008**) qui pèsent lourdement sur la santé publique et l'économie mondiale (**MORENS et al., 2004; JONES et al., 2008 ; SUAYA et al., 2009**). L'incidence de ces maladies a presque été multipliée par quatre depuis 50 ans et leurs apparitions sont nettement plus fréquentes depuis les années 1980 (**JONES et al., 2008**). Les facteurs socio-économiques, tels que la densité de la population humaine, et les pratiques agricoles, sont des déterminants majeurs de la distribution spatiale des émergences de maladies, comme les conditions écologiques ou environnementales qui peuvent affecter la distribution des populations humaines et des agents pathogènes (**JONES et al., 2008**)

Il est devenu, malgré de nouveaux moyens de diagnostic et de traitement, très difficile de les contrôler (résistance aux insecticides).

Pour rendre efficace une lutte chimique ou biologique contre ces Culicidae, une étude écologique préalable s'impose. De ce fait, la connaissance du milieu aquatique dans lequel évoluent les stades pré-imaginaux, des variations spatio-temporelles du développement et les activités des peuplements culicidiens est nécessaire.

Beaucoup de travaux sur les Culicidae et le Virus West Nile (WNV) sont faites dans le monde, parmi eux les travaux effectués en France par **BALENGHIEN(2006)** et celui fait par **PRADEL (2006)** en Guadeloupe. Par fautes de moyens, les travaux en Algérie se résument seulement aux vecteurs; les plus importants travaux faits sur les Culicidae sont: la Bio-écologie de *Culex pipiens* dans la région de Constantine (**BERCHI, 2000**), à Tlemcen (**HASSAINE, 2002**), dans l'Algérois et près de Tizi-Ouzou (**LOUNACI, 2003**). Dans le but de connaître la dynamique des larves de l'espèce *Culex pipiens* au lac de Reghaia, tester la sensibilité des larves vis-à-vis de Pyrimophos-méthyl et enfin d'essayer de détecter le Virus West Nile, le choix de quelques gîtes larvaires répartis au niveau de lac de Reghaia.

Dans ce chapitre deux aspects retiennent l'attention. Ce sont d'une part la situation géographique de région d'études (Lac de Réghaia) et d'autre part les facteurs écologiques qui caractérisent cette région.

I. Présentation de la région d'étude

La région de Réghaia est une zone qualifiée pour accueillir le Virus West Nile, elle renferme les éléments du cycle de transmission qui sont:

- les oiseaux considérés comme hôte amplificateur du virus. (ZELLER *et al.*, 2001)
- Le vecteur qui est le moustique, principalement du genre *Culex*, sachant que le lac de Réghaia constitue un milieu favorable à la prolifération de nombreux moustiques (Diptera, Culicidae).(Lounaci, 2003)

Une étude sérologique a révélé la présence d'Ig anti-West Nile dans les alentours du lac.

I.1.Situation géographique de lac de Réghaïa

Le lac, ou marais de Réghaïa (3°19' à 3°21'E.; 36°45' à 36°48' N.),s'étend sur de superficie 842 ha, son altitude allant de 04 à 35 mètres (Figure 1). Il est situé à 30 Km d'Alger et forme le débouché naturel de la plaine de la Mitidja. Le territoire de la réserve est situé dans deux communes qui sont Réghaïa et Heraoua. Le lac de Réghaia est une zone humide côtière correspondant à l'estuaire de l'oued de Réghaia ,sous forme d'un bassin longitudinale et d'une profondeur de 7 à 9 mètres (BOUAM, 1989). Bordée par la mer Méditerranée au Nord, par la route nationale n° 24 reliant Alger à Constantine au Sud, la ville de Boudouaou à l'Est et par la commune de Ain Taya à l'Ouest. La capacité d'eau du lac est de 4 millions de m³ (DERGHAL et GUENDEZ, 1999).Les berges sont en pente douce. Les environs immédiats se composent de champs de jachères,de maquis à oléastre *Olea europaea* et de lentisque *Pistacia Lentiscus*, ainsi que quelques bosquets d'eucalyptus.

I.2.Facteurs écologiques

Selon DAJOZ (1979), tout organisme est soumis dans le milieu où il vit aux actions simultanées climatiques, édaphiques, chimiques, ou biotiques très variés. Nous appelons facteurs écologiques tout élément du milieu susceptible d'agir directement sur les êtres vivants au moins durant une phase de leur cycle de développement. On va donc s'intéresser aux facteurs biotiques et abiotiques.

I.2.1.Facteurs abiotiques

Selon DAJOZ (2006), les facteurs abiotiques se sont les facteurs indépendants de la densité qui agissent sur les organismes avec une intensité qui ne dépend pas de leur

abondance. Les êtres vivants ne peuvent se maintenir que dans certaines limites bien précises de températures, d'humidité relative et de pluviométrie, au-delà de ces limites, les populations sont éliminées (DAJOZ, 1975). Ils vont être présentés par les facteurs climatiques (température, précipitation, et humidité) et la synthèse climatiques.

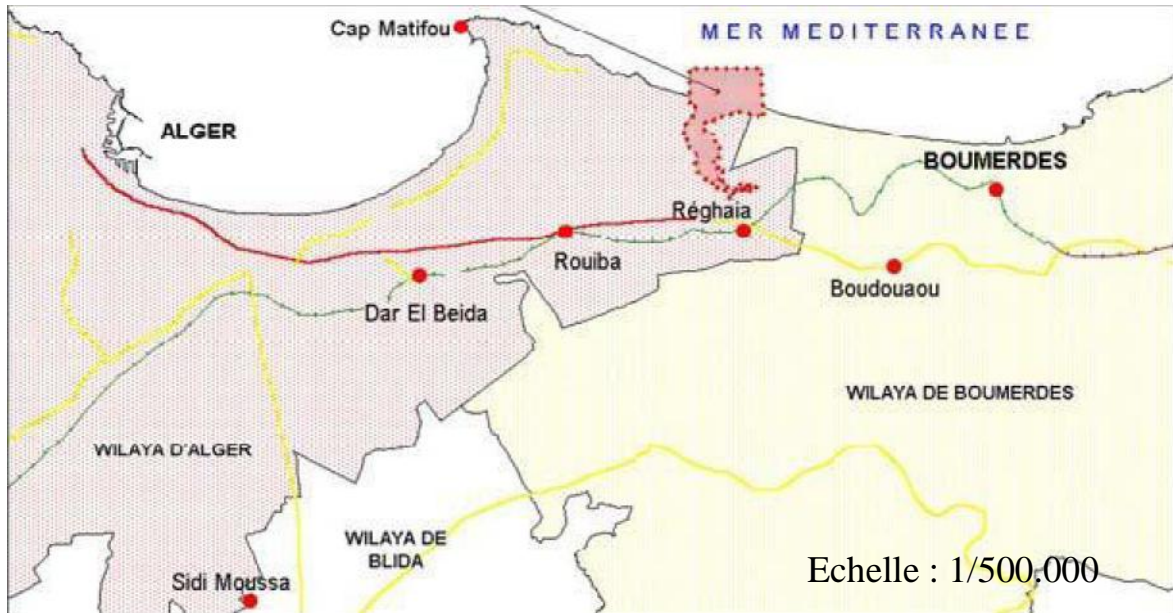


Figure 1: Situation géographique de la zone humide de Réghaïa (Google Earth, 2016)

I.2.1.1. Température

La température est un facteur limitant de toute première importance car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne de ce fait, la répartition de la totalité des espèces et des communautés des êtres vivants dans la biosphère (RAMADE, 2003). Elle a un rôle déterminant dans l'évolution biologique des Culicidae (SEGUY, 1930). Elle influence l'espérance de vie et la fécondité des adultes ainsi que la maturation des œufs (SEGUY, 1951). La température de l'eau peut être un facteur important, car elle agit sur la vitesse de développement des larves et des nymphes chez les Culicidae (KIRKPATRICK, 1925; MATILE, 1993). Il existe un optimum propre à chaque espèce. La température optimale du milieu pour les larves d'*Aedes aegypti* et *Anopheles gambiae* se situe, en élevage entre 29°C et 30°C (HERVY et COOSEMAN, 1979). Et selon Dreux (1980) chaque espèce ne peut vivre que dans certain intervalle de température qui lui est favorable.

Les données sur les températures moyennes mensuelles, leurs minima et leurs maxima obtenues dans la station de Dar El Beida en 2016 pour un période de 10 ans allant de 2005 à 2015 sont regroupées dans le tableau 1.

Tableau 1 .Températures moyennes mensuelles des maxima et des minima pour une période de 10 ans (2005 à 2015)

Température	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JIU	JUIL	AOUT	SEP	OCT	NOV	DEC
M °C.	16,4	19,4	19,7	20,3	21,9	28,9	31,2	33,7	31,7	29,3	19,8	17,5
m °C.	5,4	6,2	7,6	8,3	11,1	14,8	18,8	20,9	16,9	14,9	7,6	7,4
(M+m) /2 °C.	10,9	12,8	13,65	14,3	16,5	21,85	25	27,3	24,3	22,1	13,7	12,45

(O.N.M., 2016)

M: est la moyenne mensuelle des températures maxima exprimée en degrés Celsius.

m :est la moyenne mensuelle des températures minima exprimée en degrés Celsius.

M+m/2:est la moyenne mensuelle des températures exprimée en degrés Celsius.

Le tableau 1 montre que les températures varient d'un mois à l'autre. Le mois le plus chaud est le mois d'Août avec une température moyenne de 27,4°C, le mois le plus froid est le mois de Janvier avec une valeur égale à 10,9°C.

I.2.1.2.Précipitation

C'est un facteur écologique d'importance fondamentale, non seulement pour le fonctionnement et la répartition des écosystèmes terrestres mais aussi pour certains écosystèmes limniques tels que les mers, les lacs temporaires et les lagunes saumâtres soumise à des périodes d'assèchement (**RAMADE, 2003**). La pluviométrie agit sur la vitesse du développement des animaux, sur leur longévité et sur leur fécondité **DAJOZ(1982)**. Les précipitations selon **HUFTY (1976)** sont relevées une fois par jour. Il est intéressant de noter la fréquence des jours de pluie, leur répartition au cours de l'année ainsi que leur intensité, soit la quantité d'eau tombée par unité de temps **FAURIE et al, (1980)**.Les relevés de la pluviométrie de chaque mois durant la période de 10 ans (2005 à 2015) sont enregistrés dans le tableau 2.

Tableau 2 . Précipitations mensuelles à Dar El Beida durant la période de 10 ans de 2005 à 2015.

Mois	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JIU	JUIL	AOUT	SEP	OCT	NOV	DEC	Total
P (mm)	93	43	76	53	153	1	1,8	1	11	43	119	101	695,8

(O.N.M., 2016)

P : Précipitations mensuelles exprimées en mm.

Les relevés des pluies tombées chaque mois enregistrés dans la station météorologique de Dar El Beida durant la période de 10 ans, montrent que le régime pluviométrique est irrégulier avec un maximum de 153 mm enregistré en mai et un minimum de 1 mm enregistré en juin et en août (Tab. 2). Le total des précipitations est égal à 695,8mm

Il se situe à l'intérieur de la fourchette des chutes de pluie pour la Mitidja, comprises entre 600 et 900 mm par an (MUTIN, 1977).

I.2.1.3. Humidité relative de l'air

L'hygrométrie désigne la teneur en vapeur d'eau de l'atmosphère (RAMADE, 2003). Elle peut influencer fortement les fonctions vitales des espèces (DREUX, 1980). Selon FAURIE *et al.* (1984), l'humidité dépend de plusieurs facteurs, de la quantité d'eau tombée, du nombre de jours de pluie, de la forme des précipitations, de la température, des vents et de la morphologie de la station prise en considération. Le tableau 3 présente les valeurs enregistrées pendant la période de 10 ans allant de 2005 à 2015.

Tableau 3 .Pourcentages mensuels de l'humidité de l'air à Dar El Beida durant 10ans.

Mois	JAN	FEV	MAR	AVR	MAI	JIU	JUIL	AOUT	SEP	OCT	NOV	DEC
HR (%)	82	79	84	78	80	74	74	71	73	70	86	85

(O.N.M., 2016)

HR : Humidité mensuelle exprimée en pourcentages

Il est à noter que les taux de l'humidité moyenne mensuelle sont supérieurs à 70 % durant 10 ans de 2005 à 2015, même durant les mois d'été (Tab. 3). Ces valeurs élevées s'expliquent par l'influence de la Méditerranée voisine.

I.2.3. Synthèse climatique

Afin de pouvoir caractériser le climat d'une localité ou d'une région, de nombreux indices, formules et expressions graphiques sont proposés. Généralement, ces formulations font toutes intervenir les températures et les précipitations comme principales variables (LOCUSTE et SALOMON, 2001). Les températures et les précipitations sont deux facteurs fondamentaux pour les êtres vivants. Ces facteurs sont des éléments décisifs qui conditionnent les caractères de milieu physique. Ils ont aussi des répercussions profondes sur les êtres vivants (RAMADE, 1984).

Ces deux facteurs sont utilisés pour élaborer le diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gausсен et le climagramme d'Emberger. Différents auteurs dont **BAGNOULS** et **GAUSSEN (1953)** et **EMBERGER (1955)** ont proposé des synthèses numériques et graphiques qui reflètent mieux cette réalité.

I.2.3.1. Diagramme de Bagnouls et Gausсен

Le diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gausсен a pour utilité de déterminer les saisons sèches et humides d'une région donnée. **Bagnouls** et **Gausсен (1953)**, définissent un mois sec comme étant celui où les précipitations exprimées en millimètres, sont inférieures ou égales ou double de la température moyenne en degré Celsius ($P \leq 2T$). La construction du diagramme se fait en portant sur l'axe des abscisses les mois de l'année, en ordonnées les précipitations à droite et les températures moyennes à gauche de telle façon que 1°C correspond à 2mm ($P=2T$). Pour localiser les périodes humides et sèches de la région d'étude nous avons tracé le diagramme Ombrothermique pour la région d'étude sur une période de 10 ans (2005 à 2015). Le diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gausсен indique une période sèche s'étendant sur 5 mois allant de fin Mai au début d'octobre et une période humide assez longue s'étalant sur le reste de l'année (Figure 2).

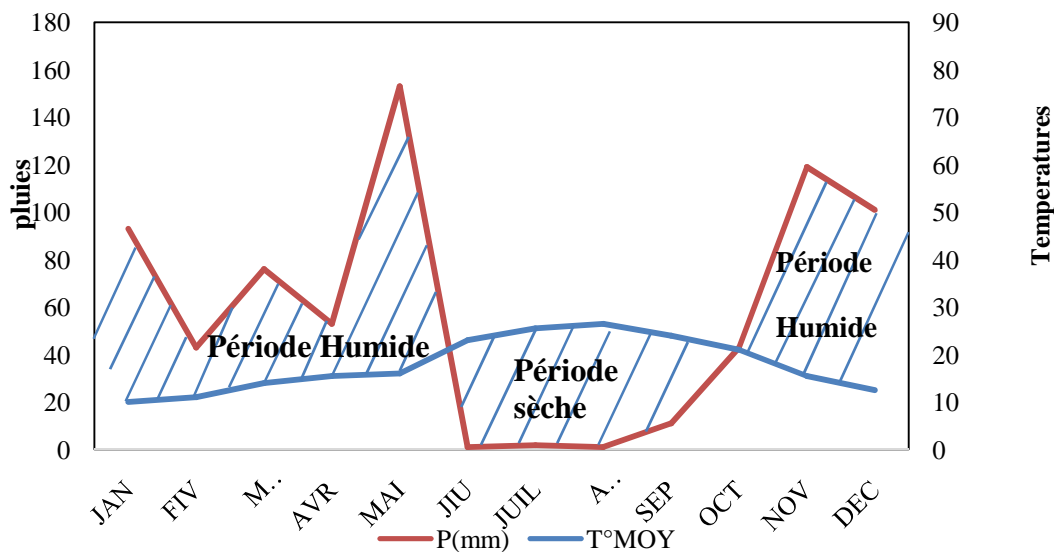


Figure 2 : Diagramme Ombrothermique de Bagnouls et Gausсен de la région de Reghaia pour une période allant de 2005 à 2015.

I.2.3.2. Climagramme pluviothermique d'Emberger

Le climagramme d'Emberger permet de montrer à quel étage bioclimatique qu'une région donnée appartient. **EMBERGER** cité par **MUTIN (1977)** définit un quotient pluviométrique qui permet de préciser les différentes nuances du climat méditerranéen. Ce quotient est calculé à partir de la formule suivante **STEWART (1969)** :

$$Q3 = 3.43xp/M-m$$

Q3 : Quotient pluviométrique d'EMBERGER.

P : pluviométrie moyenne annuelle en mm.

M : Moyenne des températures maximales du mois le plus chaud. Obtenu sur.

$$M = 33,7 \quad C^{\circ}m = 5,4 \quad P = 695,8 \quad Q3 = 84,33$$

Le quotient Q3 de la région d'étude est égal à 84,33 pour une période s'étalant sur 10 ans. Cette valeur du quotient Q3 étant portée sur le climagramme pluviothermique d'Emberger montre que la région d'étude se situe dans l'étage bioclimatique subhumide à hiver tempéré (Figure 3).

I.2.2. Facteurs biotiques

Selon **BROWN(1988)** les facteurs biotiques sont représentés par l'ensemble des organismes vivants (animal, végétale et microbien) qui par leur évolution contribuent à la diversité et à l'hétérogénéité d'un milieu.

I.2.2.1. Richesse faunistique

Sur le plan avifaunistique, le lac de Réghaïa est caractérisé par une richesse et une diversité insoupçonnées non seulement en oiseaux migrateurs (hivernants et de passage), mais aussi en nicheurs rares (sédentaires et estivants). La zone humide héberge plus de 206 espèces d'oiseaux dont près de 100 espèces d'oiseaux d'eau (**BELLATRECHE, 1987**). 54,50% du total présumé des espèces d'Algérie représentées dans la région de Réghaïa. (Annexe 1).

I.2.2.2. Richesse floristique

Le marais côtier de Réghaïa présente une richesse floristique non négligeable estimée à un minimum de 233 espèces végétales recensées, soit l'équivalent de 13% de la flore du Nord de l'Algérie (Annexe 2).

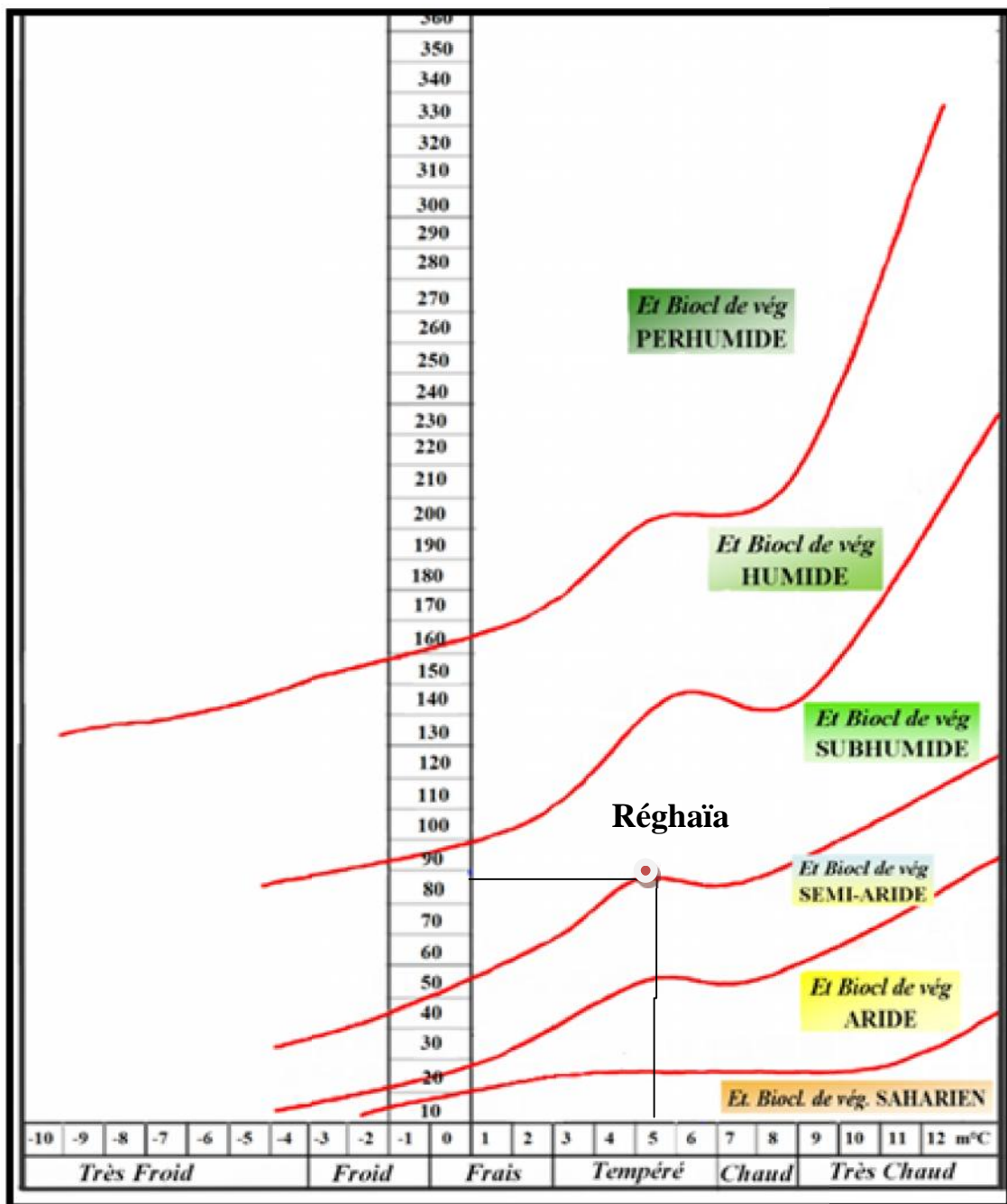


Figure 3 : Projection de la région de Réghaïa sur le climatogramme d'Emberger durant la période de 10 ans (2005- 2015).

II.1. Bioécologie de *Culex pipiens***II.1.1. Généralité sur *Culex pipiens***

Culex pipiens est le moustique le plus fréquemment rencontré dans notre pays. Membre de la famille des Culicidae, il se développe sur tous les continents excepté l'Antarctique

Culex pipiens est le moustique qui présente le plus d'intérêt en raison de son abondance et sa nuisance réelle dans les zones urbaines (**BERCHI, 2000**). Son développement dans certaines régions est continu pendant toute l'année. Sachant que la répartition géographique et l'abondance sont déterminées essentiellement par des facteurs environnementaux et sociaux comme l'assainissement, le changement climatique ou la modification des pratiques agricoles (**NOURADINE, 2015**). On ne trouve en règle générale qu'une seule espèce de *Culex* par biotope, mais il peut arriver que plusieurs espèces cohabitent: *Culex pipiens* est fréquemment rencontré avec *Culiseta annulata* et *Culiseta longiareolata* (**RIPERT, 2007**).

II.1.2. Systématique

La systématique de l'espèce *Culex pipiens* selon (**BRUNHES et al., 1999**).

Règne :	Animalia.
Embranchement :	Arthropoda.
Classe:	Insecta.
Ordre:	Diptera.
Sous-ordre:	Nematocera.
Famille:	Culicidae.
Sous- famille :	Culicinae.
Genre :	<i>Culex</i> .

II.1.3. Cycle de vie

Le cycle de *Culex pipiens* comporte, comme celui de tous les Culicidae, 4 stades: œuf, larve, nymphe et 'imago ou adulte (Figure 4). il renferme deux phases: une phase aquatique pour les trois premiers stades, et une phase aérienne pour le dernier stade. Dans les conditions optimales, le cycle dure de 10 à 14 jours (**RIPERT, 2007**) Quatre stades larvaires se succèdent séparés chacun par une mue (**CACHAREUL, 1997**).

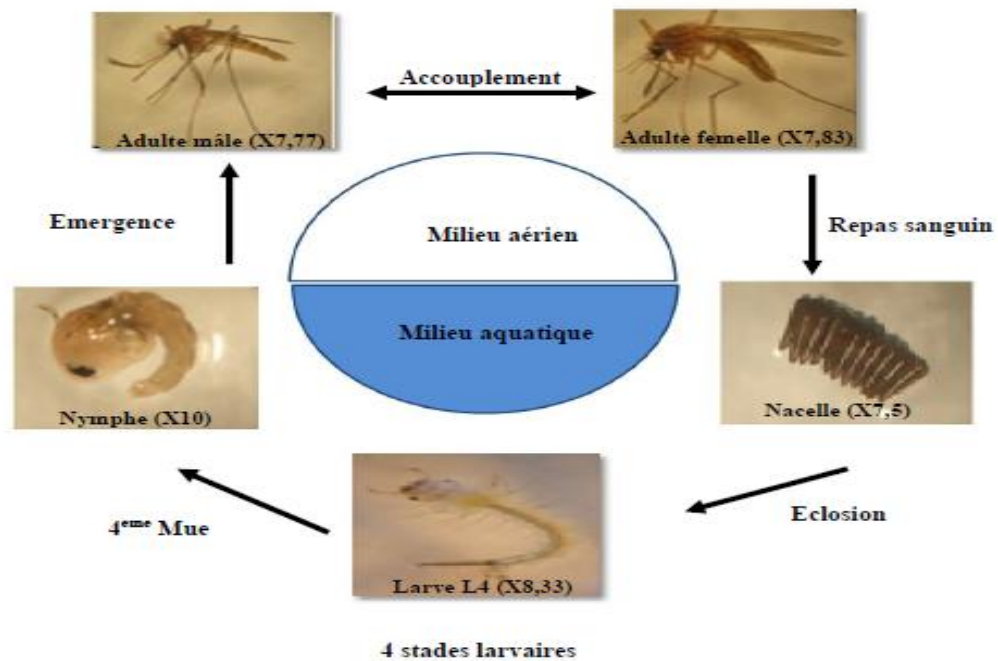


Figure 4 :Cycle de développement du *Culex pipiens* (DJEGHADER, 2014)

II.1.3.1. Œuf

Les œufs des moustiques sont très petits, corps elliptiques à coque dure, lisse ou finement guilloché (Figure 5), portant des expansions latérales ou apicales de même nature que la coquille qui servent de flotteurs. Au moment de la ponte les œufs sont de couleur blanchâtre, et prennent rapidement par oxydation de certains composants chimiques de la thèque une couleur marron ou noir (MATILLE ,1993). Les œufs de *Culex* sont groupés en nacelle et se tiennent verticalement (PRESSAT, 1905 in LOUNACI, 2003).

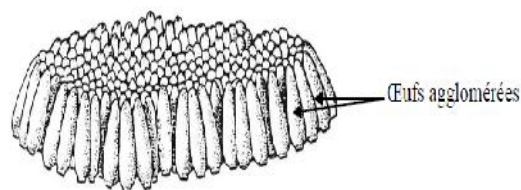


Figure 5 :Nacelle d’œufs de *Culex pipiens*(GX16)) (DJEGHADER,2014)

II.1.3.2.Larve

La larve sort de l’œuf. Elle est disposée obliquement par rapport à la surface de l’eau (EUZEBY, 2008) Comme toutes les larves de moustiques, la larve du *Culex pipiens*,est un ver grisâtre ou blanchâtres, se trouvant dans les mares d’eaux stagnantes (SEGUY, 1947) et se déplacent par mouvement saccadé (ANDREO, 2003). Son régime saprophyte

est constitué de plancton et de particules organiques ingérées grâce à ses pièces buccales de type broyeur. les larves se nourrissent de façon intermédiaire en filtrant l'eau et en collectant les fines particules présentes dans la colonne d'eau («filtreurs-collecteurs»), Elle respire par un siphon (CLEMENTS, 1992).La larve évolue ainsi en quatre stades pendant 8 à 12 jours, avant d'atteindre le stade nymphal (CACHAREUL *et al.*, 1997).

Leur développement dépend de la température de l'humidité ainsi que de la pluviométrie. D'après HASSAINE, (2002) les biotopes humides favorisent le développement des larves culicidiennes .La respiration aérienne lui permet de subsister dans des milieux très pauvres en oxygène. Elle est donc dotée d'une plasticité écologique lui permettant de coloniser différents types de gîtes. (El Ghouli, 2009). (Figure 6).

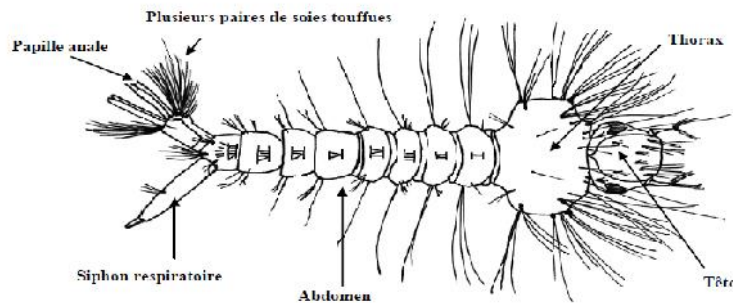


Figure 6 :Morphologie d'une larve de *Culex pipiens*(GX17)(DJEHADDER,2014)

II.1.3.3.Nymphe

Après les quatre stades larvaires, s'ensuit le stade nymphal, au cours duquel de profonds changements permettent à l'insecte de passer de l'état aquatique à l'état aérien. En effet, les organes des larves subissent une histolyse pour mettre en place le corps de l'adulte. La nymphe est extrêmement sensible et plonge dans l'eau au moindre mouvement perçu (CACHAREUL,1997). Dans ce stade qui dure en moyenne 1 à 3 jours, la nymphe ne se nourrit pas, la bouche et l'anus sont clos (HIMMI *et al.*, 1995).Elle puise les réserves stockées aux stades larvaires et respire par les trompettes respiratoires (Figure 7).

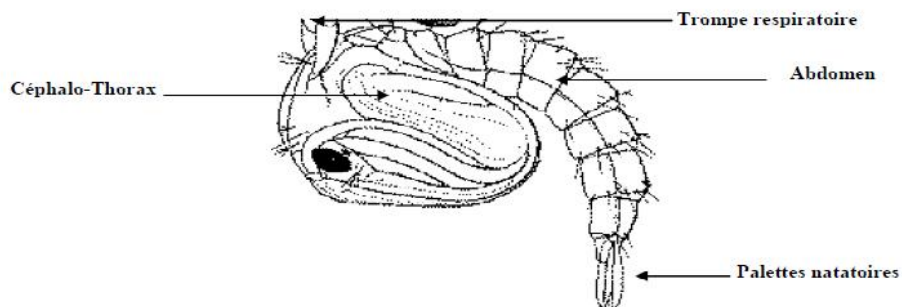


Figure 7 :Nymphe de moustiques (G X20,18)(DJEHADDER,2014)

II.1.3.4. Adulte

Les adultes ont un corps fin, allongé, de 5 à 10 mm de long. Il est divisé en trois parties : tête, thorax, et abdomen (RODHAIN et PEREZ, 1985), (Figure 8)

➤ La tête

Elle comprend deux yeux composés, entre lesquels s'insèrent deux antennes constituées de 15 articles chez les mâles, 16 chez les femelles. Les palpes allongés chez le mâle (plus longs que la trompe) et légèrement recourbés vers le haut ; palpes plus courts que la trompe chez la femelle (environ un quart de sa taille) Les femelles possèdent des pièces buccales de type piqueur-suceur qui font saillie devant la tête (Gabrielle Toral Y Caro, 2005).

➤ Le thorax

Composé de trois segments soudés : prothorax, mésothorax et métathorax. Le thorax est brun recouvert d'écailles fauves foncées avec quelques écailles claires sur les côtes. Les pattes grêles sont brunes et non annelées, le fémur est noir au-dessus et blanc au-dessous, et on peut distinguer une tache blanche au niveau du genou. Les ailes sont non tachetées et sont recouvertes d'écailles fixées sur les nervures et sur le bord postérieur. (Gabrielle Toral Y Caro, 2005).

➤ L'abdomen

Il possède dix segments, dont huit sont visibles. Chaque segment présente une partie dorsale (tergite) et une partie ventrale (sternite), 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 (ATWELL et al 1996).

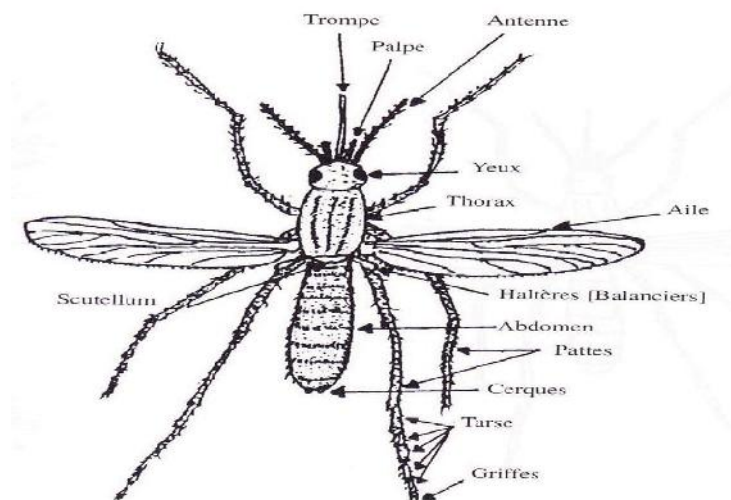


Figure 8: Adulte du *Culex pipiens* d'après MOULINIER(2003)

II.2.Rôle pathogène

Culex pipiens est un vecteur compétent pour plusieurs agents pathogènes affectant l'homme et les animaux (**Savage 1999**) surtout à l'intérieur des habitations. Dans certaines agglomérations gérant mal les eaux usées, *Cx. Pipiens* peut être une nuisance de première importance. Par ailleurs, cette espèce est un vecteur majeur de filariose de Bancroft, en Egypte, elle a été trouvée aussi naturellement infectée par les virus Sindbis, par le virus Vallée du Rift en Egypte et West Nile en Israël (**AITKEN TH., 1954 ; ABDEL-MALEK, 1956 ; SENEVET, ANDARELLI L & BUISSON, 1959 ; RIOUX, 1958 ; ABDEL-MALEK, 1960 ; BEIER 1987 ; BOUALLAM-TIFNOUTI, 1992**).

II.2.1.Virus de West Nile

De nombreux virus transmis par les moustiques (arbovirus) peuvent rester silencieux pendant de longues périodes. Ils réapparaissent soudainement à intervalles irréguliers, se manifestant parfois par des épidémies importantes (**Reiter et al 1988**). La fièvre du Nil occidental est connue depuis 50 ans comme une infection généralement asymptomatique ou causant parfois un syndrome fébrile, Cependant, ces dix dernières années, des épidémies majeures avec des formes cliniques sévères de la maladie sont apparues dans différentes régions du globe et particulièrement en Méditerranée (**Ziantara et al 2005**).

II.2.2.Historique du virus**II.2.2.1.En Afrique**

La découverte du virus West Nile commence en 1937 en Ouganda, avec les enquêtes épidémiologiques de la fondation Rockefeller sur la répartition sur la fièvre jaune en Afrique centrale. Durant ces enquêtes, le virus a été isolé du sang d'une femme qui souffrait d'une encéphalite mortelle et qui venait du West Nile District d'où le nom du virus. Treize ans plus tard, le virus West Nile est isolé chez l'homme en Egypte, dans le village où il circule intensément (70% de séroprévalence) (**MELNIK et al., 1951**). En 1997, 173 patients ont été hospitalisés en Tunisie avec des symptômes de méningite et de méningo-encéphalite (**MURGUE et al., 2001; TRIKI et al., 2001**). Huit décès ont été signalés en 2003, au Maroc, dans la même zone que l'épidémie de 1996; 9 cas d'encéphalites, dont 5 décès, (**SCHUFFENECKER et al., 2005**).

II.2.2.2.En Europe et Asie

En Europe, la présence du virus du Nil occidental a été constatée pour la première fois en 1958. Et Depuis divers pays d'Europe ont enregistré des cas. En 1996, la Roumanie premier foyer important enregistre 393 cas confirmés par des analyses de laboratoire. En 1997, un foyer a touché la République Tchèque et 2003 un foyer a été recensé en France.2011 à 2013, le nombre de cas le plus important est enregistré en Russie et en Grèce respectivement avec 760 cas et 316 cas, en 2012, dans l'ouest et le sud-ouest de l'Asie 937 cas (**Anonyme1,2013**).

II.2.2.3.Aux Etats –Unis

Fin Aout 1999, le virus fait sa première introduction aux USA, avec 61 cas d'encéphalite dont 7 décès .En 4 ans le virus a gagné l'ensemble des Etats-Unis. Entre1999 et 2006 : 23 975 cas enregistrés dont 903 décès.il s'agit de la plus grande épidémie d'encéphalite à virus West Nile jamais décrite. (**BALEGHIEN,2006**).

II.2.2.4.WNV en Algérie

Le virus a été isolé la première fois en Algérie en 1968 à partir d'un pool de 215 moustiques du genre *Culex* prélevé dans la région de Djanet,(la souche est isolé au Dakar) dans le cadre d'une enquête sur la peste équine (**PILO-MORON et al., 1970**).La fièvre West Nile a fait son apparition dans le Sud-ouest Algérien en 1994 à Tinerkoug, wilaya d'Adrar et était responsable de 20 cas dont 8 décès (**LE GUENNO et al., 1996;MURGUE al.,2001; MESBAH, 2009**). Les malades ont présenté une forte fièvre associée à des symptômes neurologiques, quelques fois avec un état comateux (Figure 9).Le dernier cas a été reporté en Octobre 2012. Il s'agit d'un vacancier de 74 ans qui a séjourné en Algérie pendant l'été 2012 et est rentré en France en Septembre où il décède après être hospitalisé à cause d'une forte fièvre et des troubles cognitifs (**Anonyme2, 2012**).



Figure 9 : Répartition géographique des cas séropositifs chez les humains entre 1973 et 1994(Metallaoui,2008).

II.2.3.Présentation du virus West Nile

Le virus West Nile (VWN) est un arbovirus (pour « Arthropod-Borne Virus ») appartient à la famille des Flaviviridae, , genre *Flavivirus* qui regroupe de nombreux virus classés en 8 complexes taxonomiques. Le VWN appartient au séro groupe du virus de l'encéphalite japonaise (EJ) (Calisher et al., 1989, Heinz, 2000) Il s'agit de virus enveloppés avec une capsid formée d'une seule protéine, la protéine C, contenant une molécule d'ARN(+) d'environ 11kb. L'enveloppe est formée de deux protéines, une protéine d'enveloppe (E) et une protéine de membrane (M) (Figure 10) son enveloppe virale dérive de la membrane cellulaire de l'hôte (Yang et al., 2002).

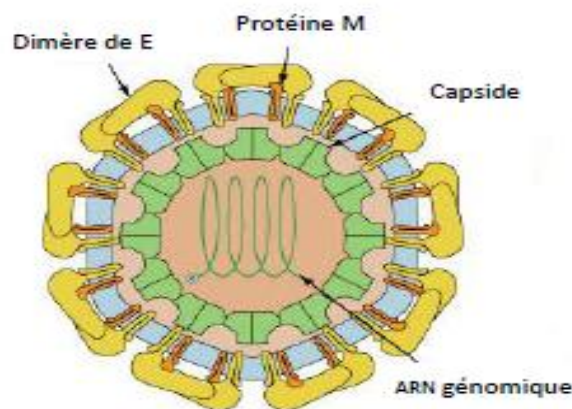


Figure 10: Représentation schématique du Virus West Nile (BAHOUN,2012)

II.3.Cycle de transmission particules virales

Le cycle naturel de transmission s’effectue entre les moustiques-oiseaux. appelé cycle enzootique ou selvatique. Cependant, ce virus peut infecter de nombreuses autres espèces animales, en particulier, les chevaux et l’homme (hôtes tangentiels) appelé cycle épizootique (Figure 11), ces derniers sont considérés comme des cul-de-sac épidémiologique (impasse épidémiologique) pour leur faible taux de virémie. Insuffisante pour la perpétuation du cycle infectieux (ZELLER *et al.*, 2001).

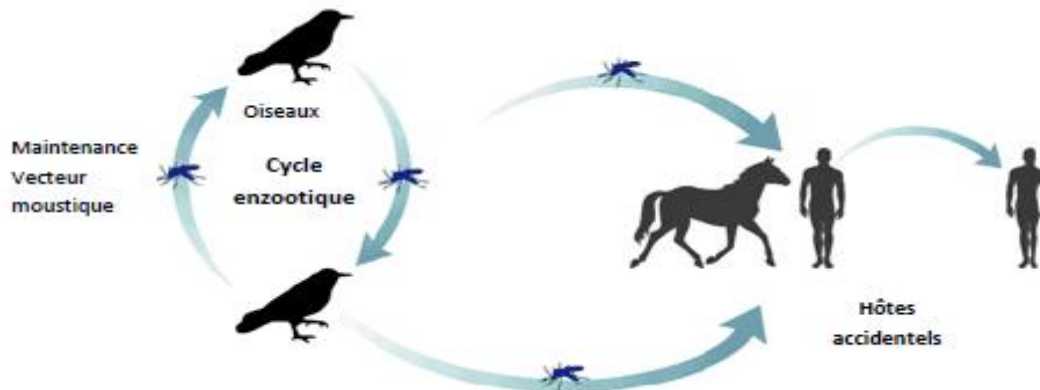


Figure 11 : Cycle de transmission du virus West Nile (HUHN *et al.* (2003).

II.3.1.Réservoir

Comme précédemment expliqué les oiseaux sont considérés comme les hôtes naturels du virus West Nile depuis les études faites en Egypte (TAYLOR *et al.*,1956). Cette hypothèse s’appuie sur l’isolement régulier du virus West Nile chez des oiseaux à travers le monde (WORK *et al.*,(1953);BASHKIRTSEV *et al.*(1969);BERZIN (1971);NIR *et al.*,(1972).Les oiseaux ont une température corporelle plus élevée que les mammifères et les insectes(KUNO, 1997).Pour compléter son cycle viral, le VWN doit pouvoir se répliquer sur une gamme de température large (DUNSTERET *al.*, 1990; HUANG *et al.*, 2000; WEAVERet *al.*, 1999). Le titre élevé du virus dans le sang atteint des valeurs suffisantes pour permettre l’infection des moustiques lors de leurs repas sanguin, par exemple en France le virus a été isolé sur au moins dix espèces d’oiseaux et dont six ont présenté un taux de virémie suffisant pour infecter le moustique (JOURDAIN *et al.*,2007) (Tableau 4).Le rôle des oiseaux migrateurs dans l’introduction du VWN en Europe et le bassin méditerranéen est évoqué dans de nombreuses études à savoir en Espagne (FIGUEROLA *et al.*, 2007, FIGUEROLA *et al.*, 2008, JIMENEZ-CLAVERO *et al.*, 2008), Israël(MALKINSON *et al.*, 2002), Pologne (HUBALEK *et al.*, 2008),

Roumanie (NICOLESCU *et al.*, 2009), République Tchèque (HUBALEK *et al.*, 2008) et Portugal (PARREIRA *et al.*, 2007). Durant l'épizootie de 2000 en Camargue (France) le virus isolé appartient au même lignage génétique que certaines souches Africaine et Européennes récentes (Maroc, Sénégal, Kenya). Sous les climats tempérés, les épisodes WN se produisent en fin d'été, période à laquelle la présence des oiseaux migrateurs et l'activité des vecteurs sont maximales (LEBLOND, 2005).

Tableau 4 . Espèces d'oiseaux positives au WNV appartenant aux espèces potentiellement amplificatrices (JOURDAIN *et al.*, 2007).

Espèce ou le WNV a été isolé	Espèces avec de hauts taux de virémie de WNV
Mouette rieuse Corneille noire Tourterelle turque Foulque macroule Pie bavarde Etourneau sansonnet Sterne naine Canard colvert Tourterelle des bois Goéland leucophée	Corneille noire Faucon crécerelle Faisan de Colchide Héron cendré Moineau domestique Pigeon domestique

II.3.2.Cycle gonotrophique

L'étude des arboviroses doit tenir compte de la biologie de reproduction et de nutrition des vecteurs (ou cycle gonotrophique; Figure 12) car il est étroitement lié à la transmission du virus. Après l'accouplement, qui a lieu en général une seule fois après l'émergence de l'adulte, la femelle part à la recherche d'un hôte pour prendre un repas sanguin dont les protéines sont nécessaires à la maturation complète des œufs. Pendant la digestion, la femelle passe par plusieurs « stades gonotrophiques » définis selon le volume de l'abdomen occupé par les œufs et le sang. L'incubation extrinsèque du virus s'effectue pendant la digestion si le premier repas était infectant (Figure 12). Si ce cycle est plus rapide que le cycle gonotrophique, la femelle peut transmettre le virus lors du repas suivant (PRADEL, 2006).

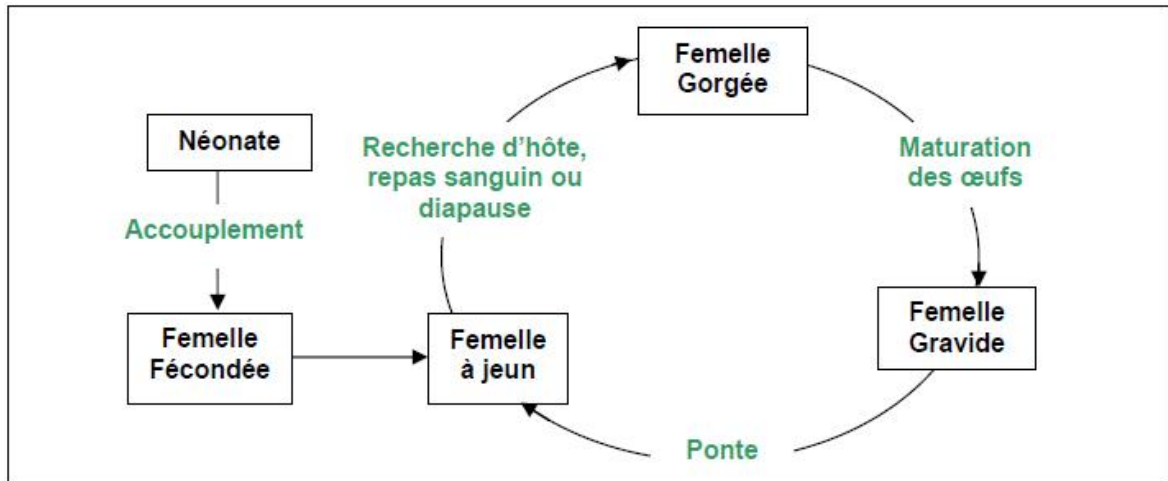
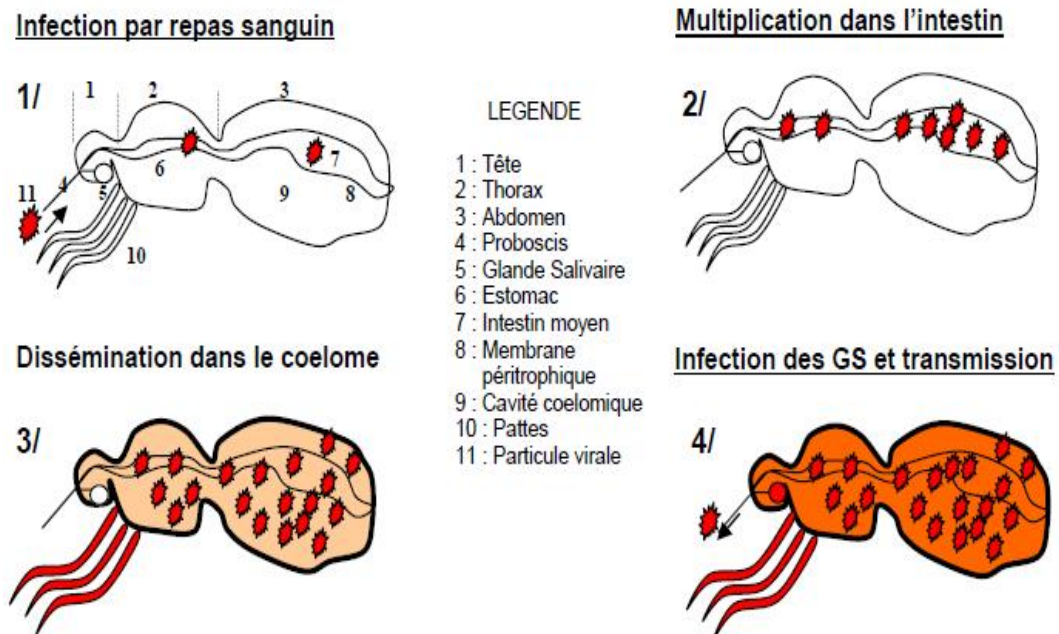


Figure 12 : Cycle gonotrophique d'un moustique femelle (PRADEL, 2006).

Les moustiques s'infectent lors d'un repas sanguin en ingérant le virus (figure 13). Après passage à travers la barrière intestinale, le virus se réplique localement puis atteint les glandes salivaires pour ensuite être transmis lors d'un repas sanguin ultérieur. Cette dernière étape est directement liée aux conditions climatiques (température, hygrométrie...), qui sont déterminantes en termes d'activité des vecteurs et de durée de transmission. (BAHOUN,2012).



La figure 13 : les étapes de contamination, multiplication, dissémination et transmission du virus Chez le vecteur (TURELL ,et al.,2002).

Des recherches ont été menées pour comprendre comment le virus survit pendant les périodes d'inactivité des vecteurs, particulièrement l'hiver (**Nasci *et al.*, 2001**).

La première alternative est la transmission verticale du virus d'une femelle moustique à sa progéniture par la contamination intra-utérine des œufs qui vont éclore à la prochaine période favorable (**Turell *et al.*, 2002**).

Le second mécanisme de survie du virus est son maintien possible dans le moustique adulte qui deviendrait une sorte de « réservoir » du virus. (**Nasci *et al.*, 2001**) les moustiques ayant piqués les oiseaux infectés, vont survivre tout l'hiver et pourront transmettre le virus au printemps ou à l'été de l'année suivante (**Turell *et al.*, 2002**).

II.3.3.Symptômes

L'infection au Virus West Nile est asymptomatique dans 80% des cas et environ 20% développent des symptômes bénins se traduisent par:

Fièvre avec température moyenne supérieure à 38 °C dans au moins 90 % des cas.

- Maux de tête chez plus de 27 % des malades.
- Symptômes gastro-intestinaux (entre 7 et 69 %) comportant des nausées, des vomissements, des douleurs abdominales et de la diarrhée.
- Malaises et faiblesse présents dans plus de 40 % des cas. (**Nash *et al.*, 2001; Weiss *et al.*, 2001; Campbell *et al.*, 2002**).

Environ 1 patient sur 150 présente des formes sévères caractérisées par Atteinte neurologique :

Les syndromes suivants sont observés:

- méningite : fièvre, raideur de la nuque.
- encéphalite : céphalée, état mental altéré, désorientation, stupeur, coma et état fébrile;
- méningo-encéphalite : combinaison des deux syndromes précédents.
- paralysie flasque aiguë (faiblesse musculaire asymétrique) évocatrice d'un syndrome de Guillain- Barré (c'est un désordre dans lequel le système immunitaire attaque le système nerveux. **Ahmed *et al.*, (2000)**).

Ce chapitre comprend le choix, la description des milieux d'études, et la technique d'échantillonnage appliquée sur le terrain, ainsi que la détermination des espèces récoltées au laboratoire. Les méthodes d'exploitation des résultats sont développées à la fin du chapitre.

III.1.Choix et description des stations d'études

Dans le but d'étudier la dynamique de l'espèce de Culicidae *Culex pipiens*, vecteur de l'agent pathogène du Virus West Nile, et d'essayer de détecter ce virus sur les larves de *Culex pipiens* du lac de Réghaia, les stations d'étude choisies suite à une prospection complète du lac qui a révélée la présence des larves de moustiques (sites positifs) dans les 4 sites: Station de pompage G1 : ★, Quai flottant G2 : ○, Quai de parking G3 : ◇ et L'entrée du lac G4 : ⚡ (Figure 14). Plusieurs prélèvements effectués à des intervalles de 15 jours sur une durée de 5 mois (de 04Avril 2016 au 21Aout 2016).Chaque site a sa richesse faunistique et floristique spécifique.

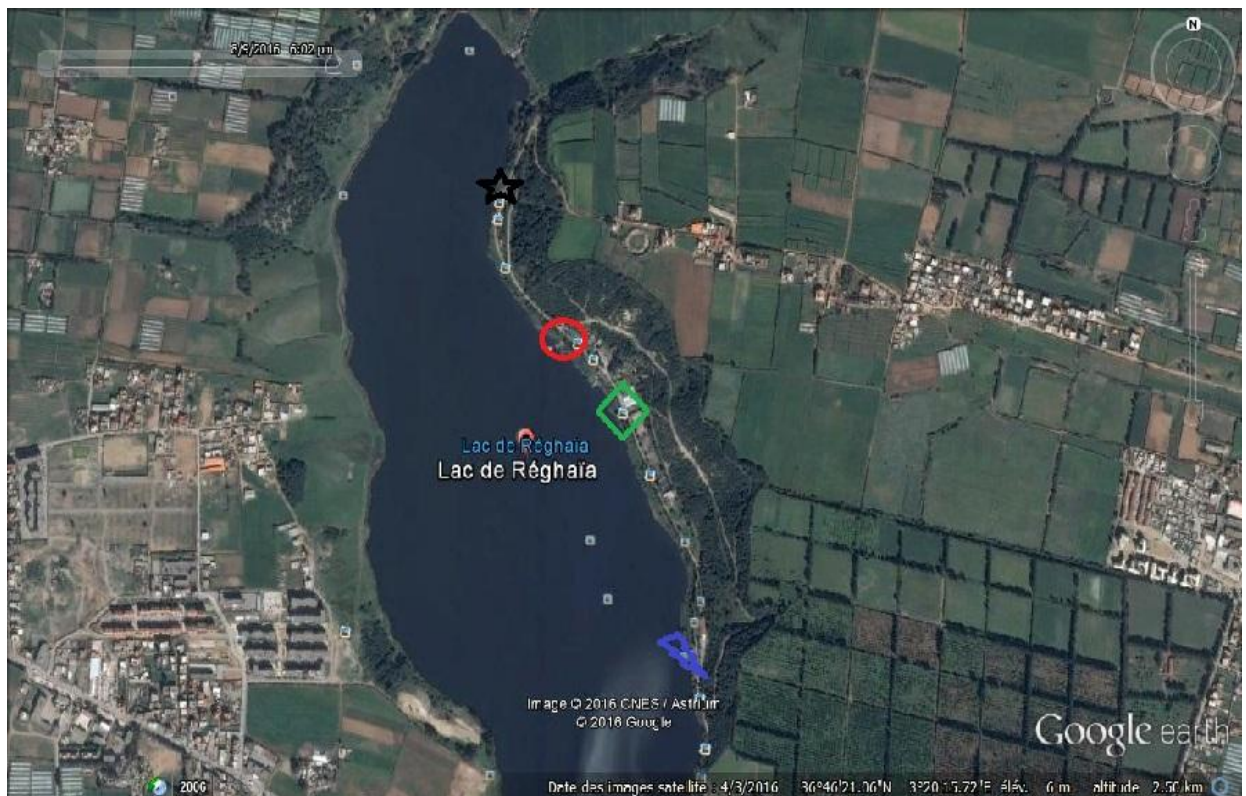


Figure 14: Position des différents stations d'échantillonnage des moustiques dans le lac de Réghaïa (www.GoogleEarth, 2016).

III.1.1. Description des stations d'échantillonnages**III.1.1.1. Station de pompage G1**

Le gîte se trouve en aval de lac, c'est un milieu construit de forme carré mais en contact avec l'eau du lac. C'est un site de 3mètres profondeur, l'eau y est propre du fait de la présence des larves d'odonates et de libellules. Ces dernières respirent l'oxygène dissous dans l'eau et ont comme proies les larves de moustiques. Ce site est riche en gazon artificiel, lentille d'eau et des algues filamenteuse en petite quantité (les lentilles d'eau empêchant la prolifération des algues) (Figure 15).



Figure 15: Station 1 ou le Gite 1 Station de pompage

III.1.1.2. Quai flottant G2

La collecte au niveau de ce site n'a commencé qu'à partir du mois de juin car au début de récolte il était négatif (absence de la population larvaires). C'est un site important vu qu'il se trouve en face des habitations et qu'il est plein en moustiques adultes selon les résidents. Il est entouré de rosacés, de typha (Figure 16).



Figure 16: G2 ou gite de qui flottant. (Originale)

III.1.1.3. Quai de parking G3

Ce site marécageux, est entouré de rosacés, de typha. C'est un site riche en mousses d'eaux qui sont un signe de pollution avancée et prouvée par la présence de ver- de- vase qui est un bio-indicateur de pollution. D'habitude incolore, la daphnie(Cladocère) retrouvée au niveau de ce site est de couleur rouge signe de manque d'oxygène. Ce facteur est utilisé dans les études d'éco toxicologie (Figure 17).



Figure 17: G3 ou Quai de parking(Originel).

III.1.1.4.L'entrée de lac G4

C'est une station marécageuse, qui se trouve juste à l'entrée du lac, ce site est superficiel ne dépassent pas 50 cm de profondeur. Son eau est polluée mais elle est riche en faune tel que: les gastéropodes, les Cladocère, les larves de syrphes, les dytiques sachant que ces dernières sont des prédateurs des larves de moustiques, et. Entouré de roseaux et d'herbacés et plein de débris végétaux, donc c'est une eau riche en matière organique (Figure 18).



Figure 18: G4 ou L'entrée de lac. (Original).

III.2.Méthodes utilisés sur le terrain et au laboratoire

III.2.1. Technique de capture directe des larves et des œufs

La technique de capture directe des larves et des œufs est la méthode du "Dipping" ou de la louche (Service, 1993; Roy, 2001). Elle consiste à récupérer 10 coups de louches (0.3 litres d'eau par louche environ) en bordure du gîte larvaire et d'estimer la densité larvaire pour chaque coup de louche. Transporter les larves au laboratoire dans des bouteilles contenant l'eau du gîte et en respectant l'apport d'oxygène. Bien identifier chaque échantillon à savoir ; le nom du gîte, la date, le nombre approximatif de larves (Figure 19).



Figure 19: Technique d'échantillonnage des œufs et des larves par la louche.

III.2.2. Techniques utilisés au laboratoire

III.2.2.1. Identification

L'identification des larves a été basée sur l'utilisation de logiciel (les Culicidae d'Afrique méditerranéenne), réalisé par **Brunhes *et al.* (1999)** (figure 20).



Figure 20: Identification des larves sous le microscope photonique(Originel)

L'identification est basée sur les caractères morphologiques situés au niveau de la tête et (Figure 21) et le siphon respiratoire (Figure 22).

A) Au niveau de la tête :

- L'épine préclypéale est mince et effilée à l'apex. (figure 21a)
- Le mentum possède 8 dents et plus de part et d'autre de la dent médiane (figure 21b)

B) Au niveau du siphon respiratoire :

- Le siphon respiratoire est à bords droits et convexes (figure 22)
- Le VIIIème segment présente un peigne en désordre (figure 22a) et ses écailles toutes sans épine médiane (figure 22b)



Figure 21: la tête de la larve *C.pipiens*

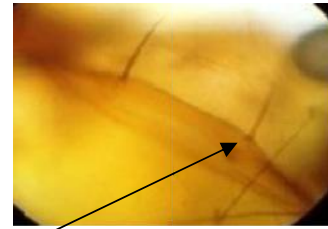


Figure 21 a (X60)

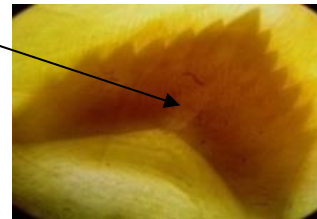


Figure 21b(X 100)

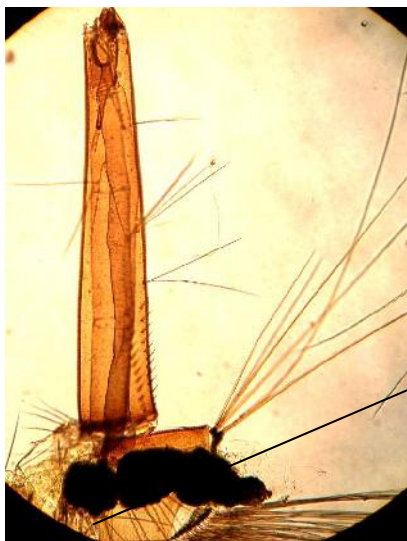


Figure22(X40)

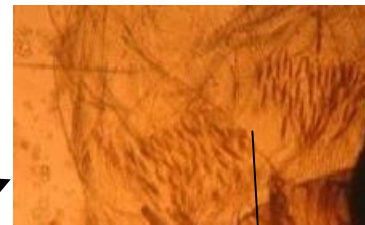


Figure22 a(X100)



Figure22 b

III.2.2.2.La mise en élevage.

Les larves récoltées dans les gîtes d'étude, sont maintenues en élevage au laboratoire dans des récipients contenant 250 ml d'eau (Figure 23a). La nourriture est des croquettes pour chat. après l'identification, la mise en élevage est juste pour les larves de *Culex pipiens*. Lorsque les larves atteignent le stade nymphal, elles sont placées dans des récipients et déposées dans des cages cubiques avec une armature en bois, couverte de tulle

comportant sur le côté, un manchon de tulle (Figure 23 b), pour permettre l'introduction de la main. Les adultes émergents sont nourris du jus sucré, (coton imbibé du jus sucré attaché sur le côté supérieur de la cage).

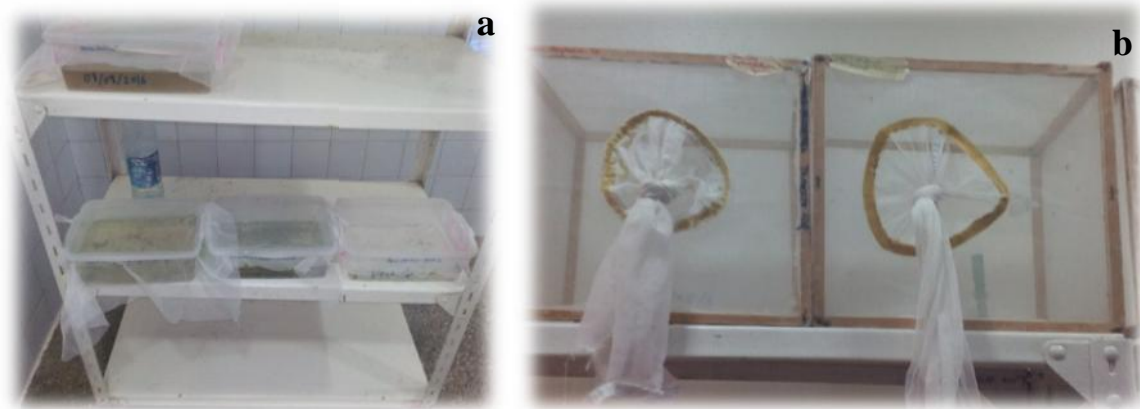


Figure 23 -a: Réceptacle pour les larves. **b:** les cages pour les adultes.(Originel)

III.2.2.3. Aspirateur à bouche et Congélations

Une fois l'émergence a eu lieu, les adultes sont capturés par un aspirateur à bouche (Figure 24) (dans notre étude; seulement femelles)



Figure 24: Technique d'aspirateur à bouche

Pour maintenir le virus (si il existe) sur les adultes du *Culex pipiens*, la mise des femelles de *Culex* juste après l'émergence dans le congélateur à une Température de -20°C , car le virus est sensible à la chaleur. L'essai de sa détection se fait avec la technique virologique: RT-PCR.

III.2.2.4. Détection du virus West Nile par la PCR en temps réel

III.2.2.4.1. Principe de la PCR en temps réel

La réaction de polymérisation en chaîne (PCR) est une méthode d'amplification génique qui permet de générer d'une manière exponentielle un nombre de copies 2^n de la région d'ADN ciblée par le biais des amorces spécifiques et d'une taq polymérase en passant par trois étapes essentielles : la dénaturation, l'hybridation et l'élongation.

La PCR en temps réel, variante de la PCR est basée sur la détection et la quantification d'un « reporter » fluorescent. L'augmentation du signal fluorescent est directement proportionnelle à la quantité d'amplicons générés durant la réaction de PCR.

Etant donné utilisation se fait généralement sur des systèmes en tubes fermés et que la quantification ne requiert aucune manipulation post- amplification, le temps d'analyse et les problèmes de contamination post-PCR par les amplicons sont significativement réduits.

Le processus complet est automatisé du début à la fin rendant cette technologie très performante pour des applications d'analyses à grande échelle.

La PCR en temps réel pour la détection du Virus West Nile chez les femelles du *Culex pipiens*, se fait au niveau de l'ARN viral, qu'est transcrit en ADNc via une transcriptase inverse (Figure 25). La région ciblée pour amplifier le virus est celle de la protéine C de la capsid.

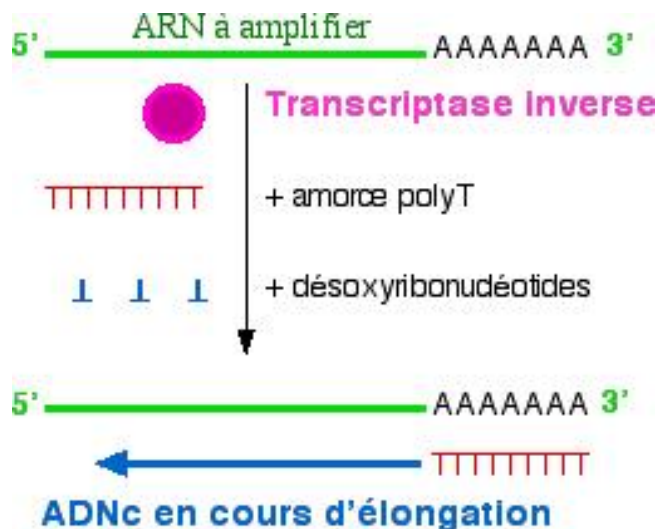


Figure 25: Schéma simplifié du principe de la réaction de transcription inverse en présence d'amorce polyT.

III.2.2.5.2. Protocol

Cette technique virologique est réalisée dans un laboratoire de P3

Préparer 5 pools pour 3 sites étudiés (G1 station de pompage, G3 Quai parking, G4 L'entrée du lac) de 20 à 25 moustiques par pool tout en travaillant toujours sur la glace. . Le broyage est une étape cruciale de l'extraction, c'est un pré traitement des échantillons qui permet de séparer et d'écraser les cellules du moustique afin de libérer le maximum d'organites, puis on ajoute 1,5 ml du milieu L 15 et broyer les moustiques au maximum avec un broyeur manuel. Ce dernier va suivre les différentes étapes extraction de l'ADN, cette étape se fait sous la hotte (Figure 26).

III.2.2.5.3. Préparation du mix pour la RT-PCR

La préparation du mix est une étape cruciale, elle doit être effectuée dans une pièce dédiée à cet usage, avec le port de gants, et dans des conditions aseptiques, sous une hotte biocap exempté de toute contamination (Figure 27). Le mix doit comprendre les réactifs qui sont cités dans le tableau 5.

Tableau 5. Composants du mix (Mix Quantitect) de la PCR en temps réel

	Concentration finale	N=1	N=19
Eau distillé filtré		5,5	104 ;5
2xPremix(tampon)	2X	12,5	237,5
Amorce F forward	20uM	0,5	9,5
R reverse	20uM	0,5	9,5
Sonde wn/proc 89-113-/FT		0,5	9,5
SS III RT/B Platinum(enzyme)			
Volume final		20ul	370,5

III.2.2.5.4. Amplification par Thermocycleur

La PCR en temps réel utilisée est basé sur la technologie TaqMan mis en œuvre sur des prélèvements biologiques qui consiste à utiliser les sondes et amorces décrite dans le tableau 6.

Tableau 6. Sonde et amorce utilisée en PCR en temps réel

Organisme ciblés	Séquence ciblée	Amorce et Sonde	Séquence (5'-3')
Virus West Nile	ProC	WN-LCV-F1 WN-LCV-R1 WN-LCV-S1 WN-LCV-S2	5 - GTGATCCATGTAAGCCCTCAG 5- GTCTGACATTGGGCTTTGAAG TTA- 3 5 - FAM-AGGACCCCACATGTT- VIC-AGGACCCCACGTGCT-3

Après avoir préparé le mélange réactionnel en additionnant des Sondes et des Amorces (tableau6), ainsi que l'ajout des ARN de nos échantillons et de deux témoin positifs et deux négatifs, l'amplification est réalisée sur un thermocycleur, qui est couplé à un Spectrofluorimètre, piloté par un ordinateur qui permet l'acquisition et le suivi en temps réel des données ainsi que leur Traitement, Cet appareil présente l'avantage fonctionnant indépendamment les uns des autres, et permet de lancer différents PCR en même temps (Figure 28).

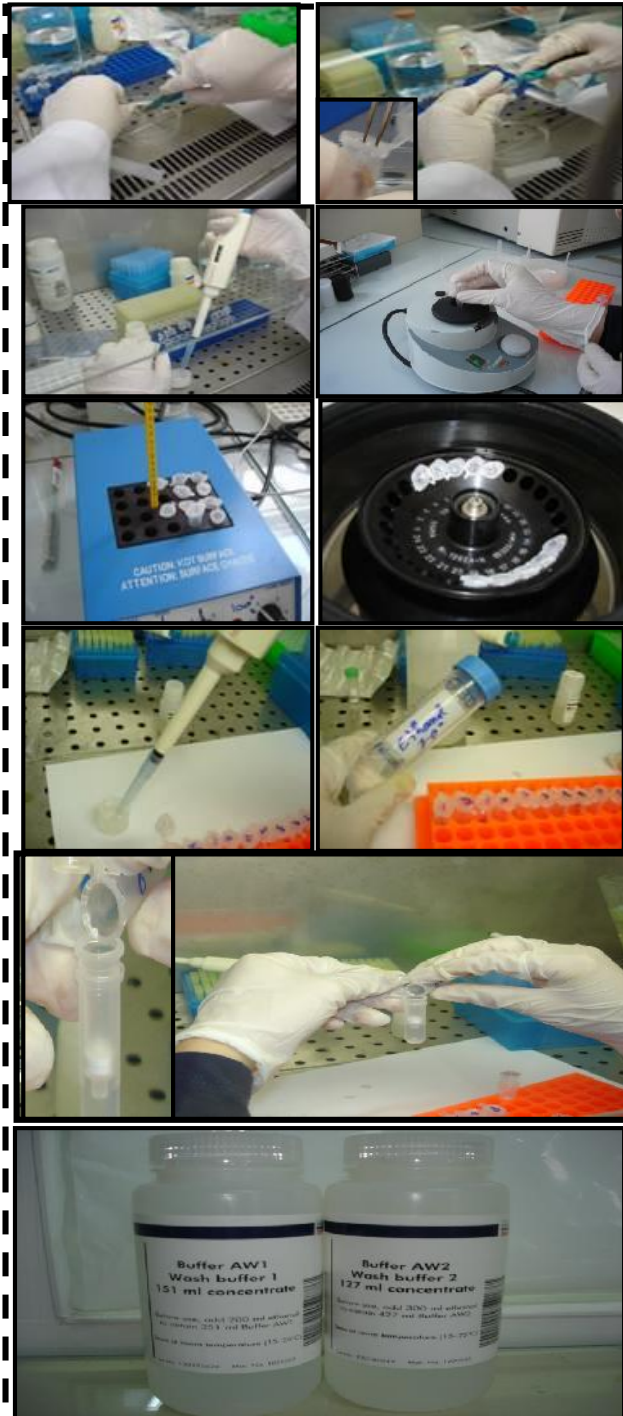
L'amplification comprend deux étapes:

1. Activation de la Taq polymérase: chauffage à 95° pendant 2 min.
2. Suivie de 45 cycles d'amplification de 75s chacun

Dénaturation de l'ADN : 15s 95°C

Hybridation : 30s à 72°C

Extension : 30s à 72



-Centrifugation le broyat à +4°C à 10000tour/min pendant 20min.



-Dans chaque eppendorf, ajouter 5.6 ml d'ADNc (carrier aide l'ARN à se fixer sur les colonnes)



-Ajouter 25 µl de protéinase K (libère les protéines de l'ADN).Ajouter 200 µl de tampon de lyse (AVL) contenant l'ARN entraîneur (mettre 5.6 µl de l'ARNc dans 200µl d'AVL).



- Ajouter 200 µl de l'échantillon à tester au mélange le tout, homogénéiser pdt 15 s et laisser incuber au bain marie (56°C) pdt 15mn



-Ajouter 250ml d'éthanol pure (100%) au mélange pour récupérer le matériel génétique puis homogénéiser pdt 15 s et incuber à température ambiante pdt 15 mn centrifuger brièvement le tube.



-Déposer délicatement 675µl de la solution obtenue dans la colonne purelink installée dans un tube collecteur de 2ml, centrifuger 1mn à 6000tour/min puis transférer la colonne purelink dans un nouveau tube collecteur.

- Ajouter 500µl de tampon de lavage AW, centrifuger 1mn à 6000tour/min puis de 2 ml propre.Répéter cette étape.

-transférer lacolonne dans un tube collecteur



-Conserver l'ARN/ADN viral à -20°ou à-80°C

-Transférer la colonne purelink dans un tube collecteur de 2ml propre et centrifuger 1mn à une vitesse max

Figure 26: Principales étapes d'extraction d'ADN.



La préparation du mix est une étape cruciale du diagnostic moléculaire, elle doit être effectuée dans une pièce entièrement dédiée à cet usage, avec le port de gants, et dans des conditions aseptiques, sous une hôte bio cap pour éviter toute contamination.

Le mix devra comprendre les

Produit	Rôle	Volume pour un échantillon
Master mix	Remplace le Kit	12,5 µl
Primer 1	Le reverse et le forward	0.5 µl
Primer 2		0.5 µl
Sonde (Radioactive)	Détection du Pathogène	0,5 µl
H ₂ O	Pour l'équilibre	0,5 µl
Total mix	-	20µl

Chaque constituant du mix est multiplié par le nombre d'échantillons étudiés, Repartir 20 µl du mix dans des barrettes à PCR de (250 µl)
-Rajouter 5 µl de l'échantillon extrait (ARN)



-Une centrifugation de quelques secondes, à l'aide des centrifugeuses

Figure 27: Préparation du mix

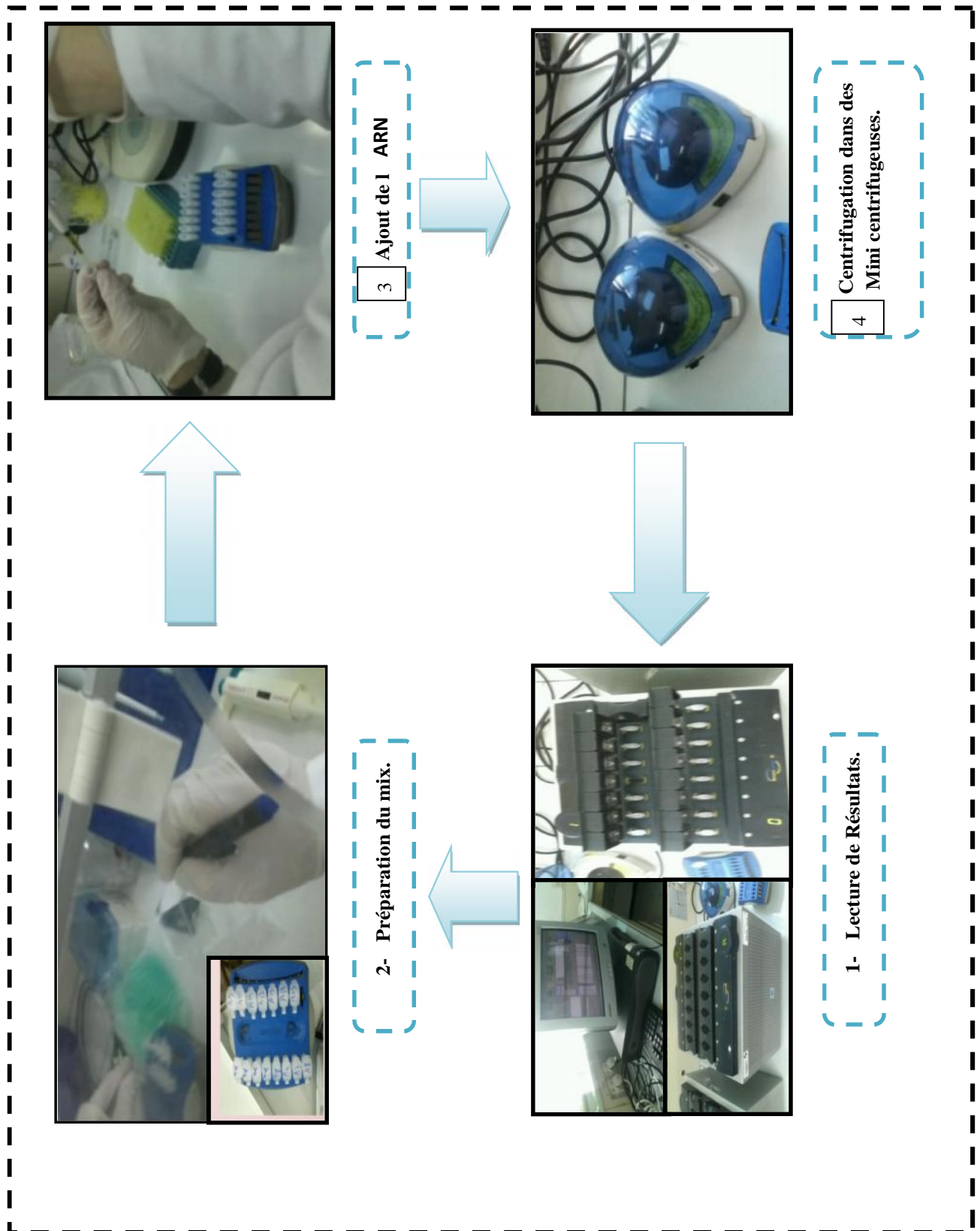


Figure 28: Protocole expérimental de la PCR en temps réel.

La fluorescence émise par les sondes d’hydrolyse est mesurée lors de l’étape d’hybridation, les résultats obtenus sont exprimés en nombre de cycles de PCR, nécessaire pour que la quantité d’ADN amplifiée soit suffisante et que la fluorescence soit détectable. Ainsi plus la quantité d’ADN initial est faible plus le nombre de cycle de PCR nécessaire pour dépasser le seuil de fluorescence sera élevé et inversement.

III.2.2.5. Test insecticide sur les larves de *Culex pipiens*

Afin d’approfondir l’étude sur les larves de *Culex pipiens* du lac de Reghaia, nous avons essayé de déterminer l’effet d’un insecticide le plus utilisé en milieu agricole sur les larves du *Culex pipiens* récoltées.

III.2.2.5.1. Définition et description de l’insecticide

Un insecticide est une substance ou préparation destinée à lutter contre les insectes et les êtres vivants voisins des insectes. Un bon insecticide doit répondre aux critères suivants:

Efficacité: forte toxicité pour les insectes visés. Longue rémanence : durée d’action suffisante. Innocuité pour l’Homme, la faune et le milieu. Acceptabilité pour la communauté. Bonne stabilité, miscibilité dans l’eau. Coût abordable.

L’insecticide choisi est le Pyrimiphos-méthyl ou Actillic 50%.EC(Emulsifiable Concentration) C’est un insecticide organophosphoré à large spectre possédant une action à la fois de contact et fumigent. Il est largement utilisé pour la protection des cultures. Il présente une activité contre un large spectre d’insectes, y compris les moustiques, les fourmis, les pucerons, les coléoptères, les chenilles, les cafards, les puces, les mouches, les acariens, et les papillons, les caractéristiques de cet insecticide sont regroupées dans le tableau

Tableau 7. Caractéristiques générales du Pyrimiphos-méthyl.(ANONYME3,1996)

Insecticide	Famille	Rémanence	Formule chimique	Classe	
				Selon OMS	Selon le mode d’action
Pyrimiphos-méthyl	Organo-phosphorée	Deux à trois mois	O-[2-(diethylamino)-6-méthyl-4-pyrimidinyl] O,O-diméthyl phosphorothioate	Classe III: insecticides peu dangereux pour l’homme	-Groupe I – Inhibiteurs d’Acetylcholinesterase (AChE) -Mode d’action: 1B Organophosphates -Agissent sur les nerfs/muscles et agissent

					généralement de manière rapide
--	--	--	--	--	--------------------------------

I.2.2.5.3.Protocol

La sensibilité de *Culex pipiens* vis-à-vis, a été étudiée selon le protocole expérimental recommandé et normalisé par l’OMS (1963).six concentrations d’insecticide sont préparées (Tableau 8) à partir du kit de l’OMS d’une solution mère de Pyrimiphos-méthyl 50% (50 gr de matière active dans 100 ml de solution) plus les témoins, avec 3 répétitions par concentration. Ce test est réalisé sur les larves des stadesL3 et L4, dans chaque gobelet il y a 25 larves (la Figure 29) représente les techniques utilisée au laboratoire.



Figure 29:Test insecticide sur des larves de *Culex pipiens* (Originel)

Après 24h de contact on dénombre les larves mortes et vivantes.et on calcule les pourcentages de mortalité par la formule suivante:

$$MO = \frac{\text{(Nombre de moustiques morts après le traitement)}}{\text{Nombre totale de moustiques}} \times 100$$

Mortalité corrigée (M.C): Le pourcentage de la mortalité observée est corrigé par logiciel (WinDL.version2.0 développé par l’équipe du **CIRAD-CA octobre1999**) en utilisant la formule d’**ABOTT (1925)**

$$MC = \frac{\text{Mortalité observée chez les traitée} - \text{la mortalité observée chez les témoins}}{100 - \text{Mortalité observée chez les témoins}}$$

-Le taux de mortalité des témoins selon la formule d'ABBOTT est entre 5% et 20% au delà le test est à refaire. .les différentes dilutions sont préparées dans l'eau distillée. Le volume final dans chaque gobelet testé est de 100 ml. Les larves témoins sont aussi misent dans 100 ml d'eau distillée les données sur les concentrations utilisées durant notre expérimentation sont enregistrées dans le tableau 8.

Tableau 8. Les concentrations utilisées durant notre expérimentation

Solution mère	Solution Intermédiaire	Concentrations Utilisées (gr/L)	Volume d'insecticide (ml)	Volume d'eau distillée
500 gr /L	250 mg/L	0 ,1	99,996	4µl
		0,05	99,998	2 µl
	0,05mg /L	0,025	50	50 ml
		0,016	68	32 ml
		0,014	72	28 ml
		0,0125	75	25ml

Les DL50 et les DL90, doses correspondant à 50 et 90 % de mortalité qui sont déterminées graphiquement, par la relation linéaire entre le logarithme décimal des concentrations en insecticide (en abscisses) et les pourcentages de mortalité transformés en valeurs probits (en ordonnées).

Avant d'insérer les résultats sur le logiciel on enregistré les données sur un tableau (voir annexe 3)

Six tests insecticides sont effectués contre les larves *Culex pipiens* du lac de Reghaia avec un total de 2700 larves testées.

Le choix s'est porté sur quatre tests, dont deux sont estimés par le logiciel, car le taux de mortalité chez les témoins dépasse 20%. (Voir l'annexe 4).

IV.1. Résultats et interprétation de la dynamique larvaire de *Culex pipiens*

Les résultats sur la dynamiques de la population de *culex pipiens* dans les quatre gîtes étudiés (G1: Station de pompage; G2: Quai flottant; G3: Quai de parking et G4: l'entrée de lac) sont présentés globalement, puis gîte par gîte dans ce qui suit.

IV.1.1. Evolution de l'effectif des larves du *Culex pipiens* dans les quatre gîtes du lac de Réghaia

L'évolution des effectifs des différents stades larvaires au niveau des quatre gîtes du lac de Réghaia est mentionnée dans le tableau 9.

Tableau 9. Evolution en fonction du temps des effectifs des larves de différents stades dans quatre gîtes du lac de Réghaia.

Les dates de prélèvement		G1: Station de pompage	G2: Quai flottant	G3: Quai de parking	G4: Entrée de lac
Avril	04/04/2016	154	0	187	1200
	17/04/2016	1047	0	360	1500
Mai	02/05/2016	633	0	100	1993
	16/05/2016	3677	0	103	1266
	29/05/2016	299	0	2339	1266
Juin	12/06/2016	-	9700	1720	21500
	29/06/2016	366	2885	162	6320
Juillet	10/07/2016	1970	1416	33	2820
	25/07/2016	480	320	147	120
Aout	08/08/2016	5200	60	520	10
	21/08/2016	1280	156	250	1745
Totaux		20896	14537	5921	39740

D'après le tableau 9. L'augmentation des effectifs des différents stades larvaires du *Culex pipiens* a atteint son maximum en mois de juin. un globale de 75304 larves dans tous les gîtes étudiés. On remarque que le G4 (l'entrée de lac) est le gîte le plus important où, il atteint à lui seul 21500 larves le 12 juin dépassant largement d'autres gîtes avec un nombre de larves de 39740 individus durant la période d'échantillonnage; suivi par la station de pompage (G1) avec un total de 15106 larves; puis le G2 (quai flottant) avec un

total de 14537 et à la fin nous avons le G3 (quai parking) avec 5921 larves seulement (Figure 30).

L'évolution larvaire est stagnante ,avec une croissance irrégulière (discontinue).(figure30)

Le gîte G4 l'entrée de lac est nettement plus productif que les trois autre puisqu'il affiche le plus fort pourcentage de 52,77%, suivi par la station de pompage avec 20,06% suivi sensiblement par le Quai flottant (le prélèvement pour ce site a débuté en mi juin) et enfin le Quai parking avec seulement 7,30%., Ces quatre gîtes totalisent un nombre de 75304 d'individus estimés (Tab. 9) (Figure 31).

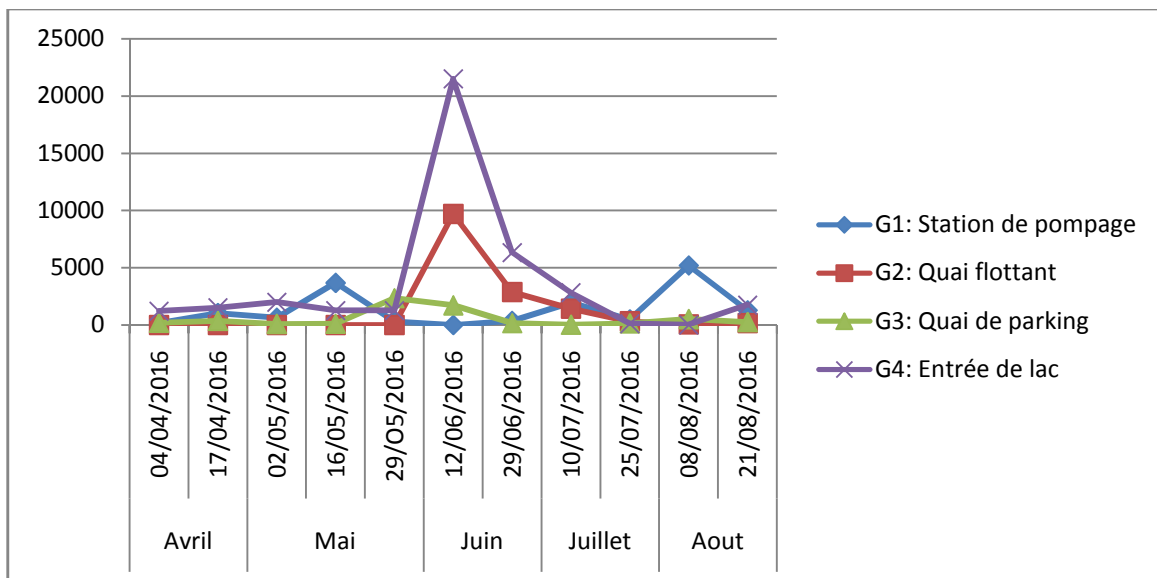


Figure 30: Evolution de la population larvaire de *Culex pipiens* au niveau de quatre gîtes du lac de Réghaia.

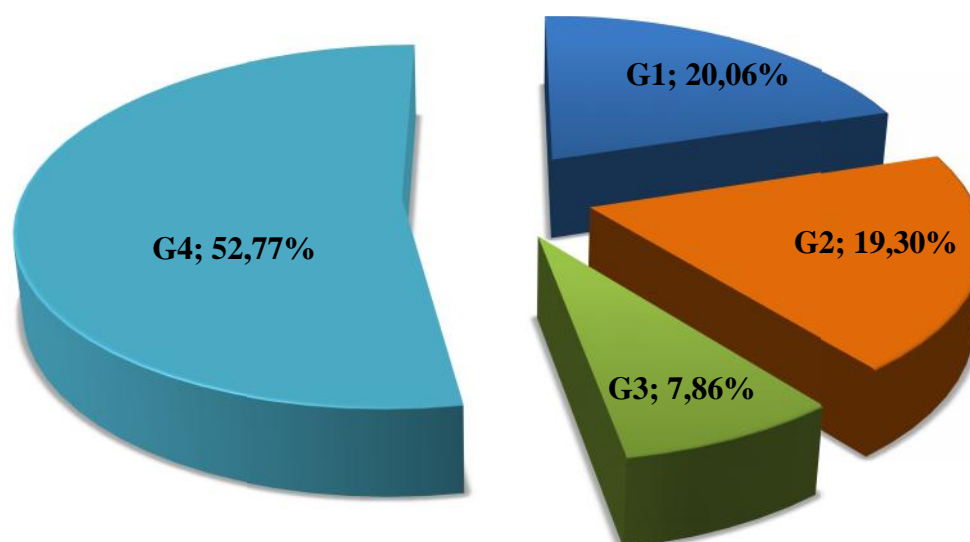


Figure 31: Effectifs obtenus des quatre gîtes représentés en pourcentage.

IV.1.2. Evolution de l'effectif des larves de *Culex pipiens* dans le G1 Station de pompage du lac de Réghaia

Tableau 10 – Evolution des effectifs larvaires des différents stades en fonction du temps dans la station de pompage G1 du lac de Réghaia (Le 12 juin l'échantillonnage n'a pas été effectué au niveau de ce gîte).

Les dates de prélèvement		G1: Station de pompage
Avril	04/04/2016	154
	17/04/2016	1047
Mai	02/05/2016	633
	16/05/2016	3677
	29/05/2016	299
Juin	12/06/2016	-
	29/06/2016	366
Juillet	10/07/2016	1970
	25/07/2016	480
Aout	08/08/2016	5200
	21/08/2016	1280
Total		15106

L'activité des *Culex pipiens* augmente rapidement avec l'élévation de la température. Sur 11 échantillons, l'évolution des effectifs des différents stades larvaires en fonction du temps au niveau de la station de pompage G1, est mise en évidence (Tab. 10).

Pendant la période d'échantillonnage plusieurs générations larvaires de *Culex pipiens* sont apparues :

La première a eu lieu en mois d'avril.

La deuxième a eu lieu en mois de mai.

La troisième a eu lieu entre la fin du mois de mai et début du mois de juin.

La quatrième a eu lieu entre la fin Juin et le début Juillet.

La cinquième et la dernière a eu lieu entre la fin Juillet et début Aout.

L'espèce *Culex pipiens* a la possibilité de chevaucher entre plusieurs générations durant son développement (Figure 32).

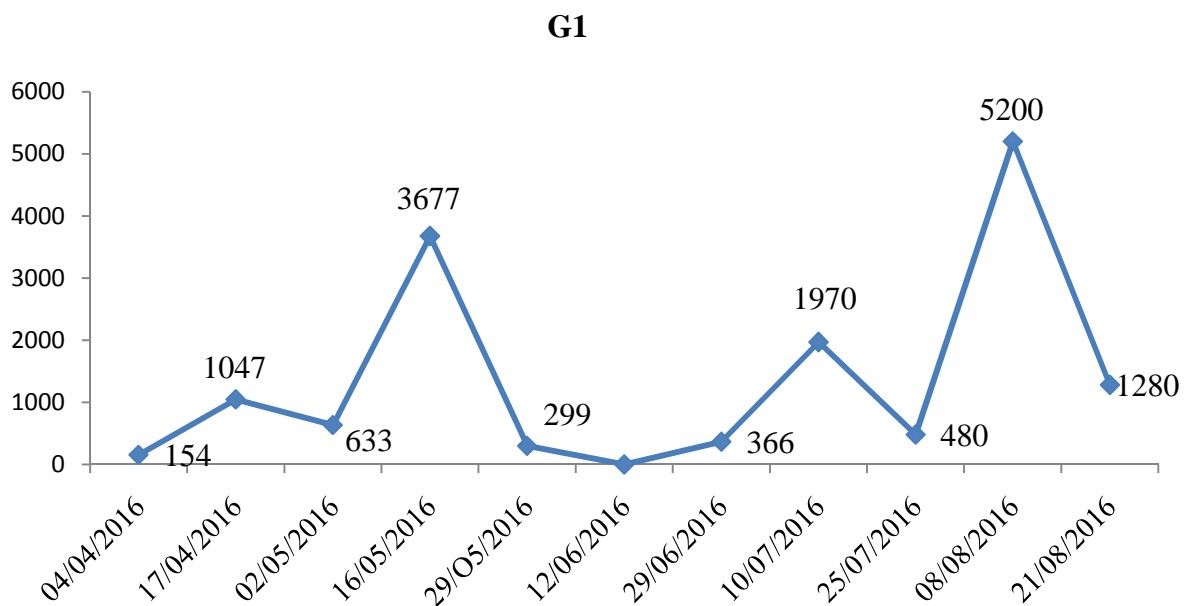


Figure 32: Evolution de la population larvaire de *Culex pipiens* au niveau de la station du Pompage (G1) de lac de Réghaia.

IV.1.3. Evolution de l'effectif des larves de *Culex pipiens* dans le G2 Quai flottant du lac de Réghaia

Tableau 11. Evolution en fonction des effectifs des larves de différents stades du temps au niveau de Quai flottant G2 du lac de Réghaia

Les dates de prélèvement		G2: Quai flottant
Avril	04/04/2016	0
	17/04/2016	0
Mai	02/05/2016	0
	16/05/2016	0
	29/05/2016	0
Juin	12/06/2016	9700
	29/06/2016	2885
Juillet	10/07/2016	1416
	25/07/2016	320
Aout	08/08/2016	60
	21/08/2016	156
Total		14537

Ce gîte au début était un site négatif, d'après les résultats du graphe les prospections faites pendant le mois d'Avril ont révélé l'absence totale de la population larvaires, vers la première décade du mois de Juin (avec l'élévation des températures) on enregistre leurs présences avec un nombre de 9700 larves(le pic), puis 2885 pour la fin de ce mois et ça continue à diminuer progressivement pour atteindre le nombre de 1416 larves la première décade de juillet et 60 pour la première semaine du mois d'aout (le plus bas effectif) à la fin le nombre de larve remonte légèrement à 156 individus vers la fin d'aout. Au bout de dix semaines 14537 larves sont récoltées.

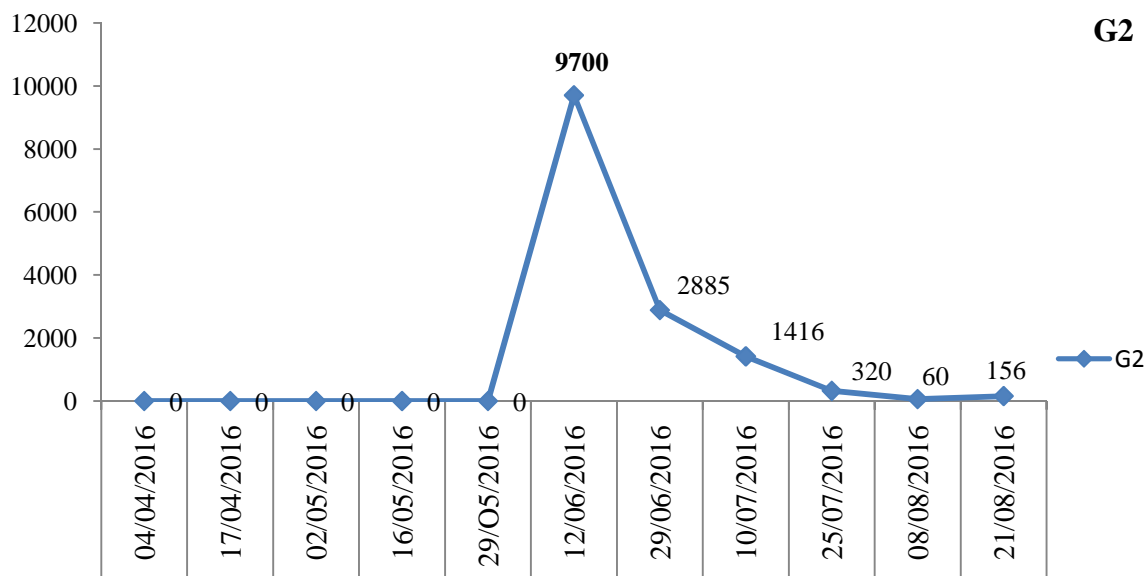


Figure 33: Evolution de la population larvaire de *Culex pipiens* au niveau de Quai Flottant de lac de Réghaia.

IV.1.4. Evolution de l’effectif des larves de *Culex pipiens* dans le G3 Quai de parking du lac de Réghaia

Tableau 12. Evolution des effectifs des larves de différents stades en fonction du temps au niveau de Quai parking G3 de lac de Réghaia.

Les dates de prélèvement		G3: Quai de parking
Avril	04/04/2016	187
	17/04/2016	360
Mai	02/05/2016	100
	16/05/2016	103
	29/05/2016	2339
Juin	12/06/2016	1720
	29/06/2016	162
Juillet	10/07/2016	33
	25/07/2016	147
Aout	08/08/2016	520
	21/08/2016	250
Total		5921

G3: Au début de la prospection (04/04/2016) 187 larves sont enregistrées et depuis l’évolution larvaire était presque basse et stagnante et ça persiste jusqu’à la fin Mai où

le pic de tout le gîte a été enregistré, atteignant un nombre de 2339 individus ,à nouveau l’effectif baisse progressivement pour avoir 1720 individus observés au début du mois de juin, regagnant son niveau habituel vers la fin de juin avec un nombre de 162 et ça continue de baisser jusqu’à enregistrer un effectif de 33 larves seulement au début juillet (le plus bas effectif). Pendant toute la période d’échantillonnage qui a durée cinq mois.

5921 larves sont récoltées, soit deux fois moins que le quai flottant avec 14537 larves récoltées en dix semaines seulement.

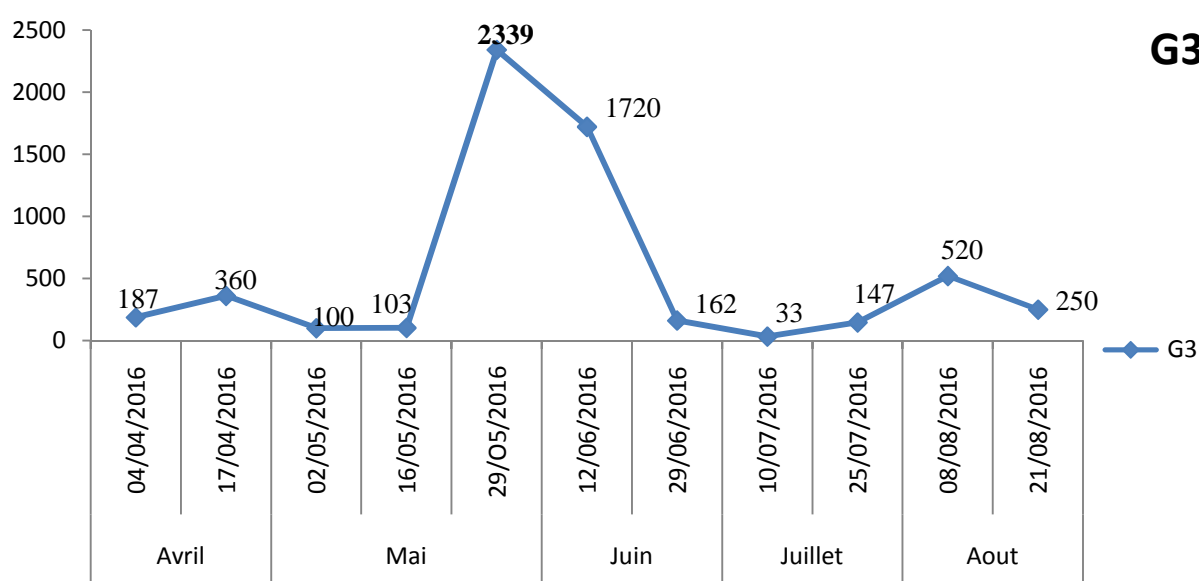


Figure 34: Evolution de la population larvaire de *Culex pipiens* au niveau de Quai de parking du lac de Réghaia.

IV.1.5. Evolution de l’effectif des larves du *Culex pipiens* dans le G4 (l’entrée de lac) du lac de Réghaia

Tableau 13. Evolution des effectifs des larves de différents stades en fonction du temps au niveau de l’entré G4 de lac de Réghaia.

Les dates de prélèvement		G4: Entrée de lac
Avril	04/04/2016	1200
	17/04/2016	1500
Mai	02/05/2016	1993
	16/05/2016	1266
	29/05/2016	1266
Juin	12/06/2016	21500

	29/06/2016	6320
Juillet	10/07/2016	2820
	25/07/2016	120
Aout	08/08/2016	10
	21/08/2016	1745
	Totaux	39740

G4 : la courbe démarre avec le premier prélèvement qui a été fait au début du mois d’avril où on a enregistré 1200 larves (figure 35) et Puis ça remonte pour enregistrer un pic très important en début de juin avec 21500 individus .Après une chute importante a été marquée, le plus bas effectifs a été enregistrer au début d’aout avec un effectif de 10larves Pendant toute la période d’échantillonnage qui a durée cinq mois, nous avons recensé 39740 larves.

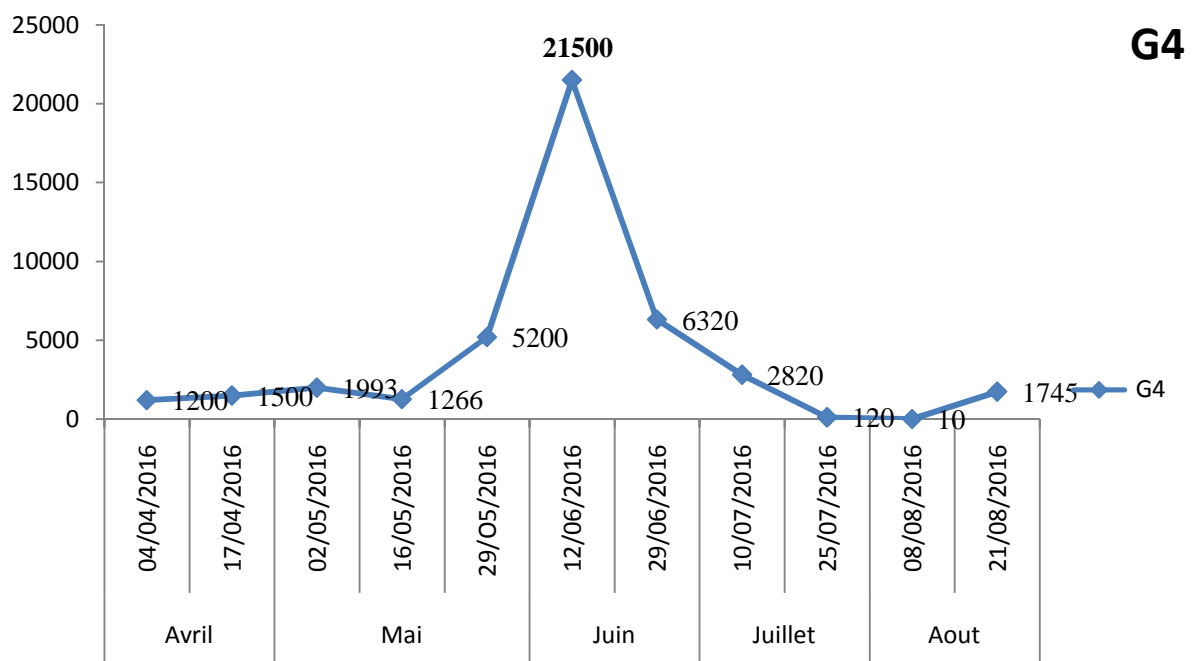


Figure 35: Evolution de la population larvaire de *Culex pipiens* au niveau de G4 l’entrée de lac de Réghaia.

IV.2. Détection du virus West Nile par RT-PCR

L’espèce *Culex pipiens* présente une capacité vectorielle à transmettre le virus de West Nile. La RT-PCR représente la technique de choix pour détecter le gène de la protéine C du virus.

selon les résultats obtenus, les pools de moustiques étudiés ne sont pas porteur du virus de West Nile.

L'étude de l'espèce *Culex pipiens* présente une capacité vectorielle de transmettre le virus à l'hôte. la technique de la RT-PCR (Reverse Transcriptase - Polymérase Chain) est apparue comme outil pour détecter le gène responsable du virus .la technique consiste a préparer 5 pools pour trois sites étudiés (de 20 à 25 moustiques par pool, sans oublier les 2 témoins positifs et 2 témoins négatifs. selon les résultats obtenus, les pools de moustiques étudié ne sont pas porteur du virus de West Nile. la figure(36),

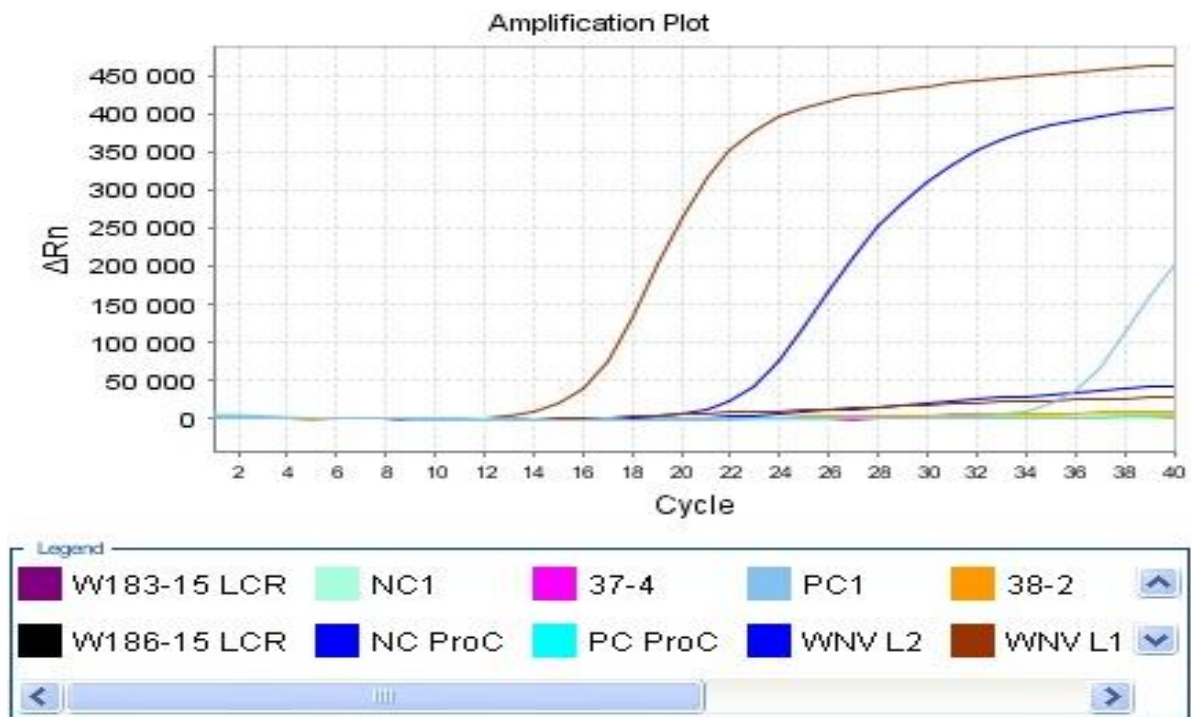


Figure 36: Graphe des résultats de la détection de Virus West Nile par PCR en temps réel

IV.3.Résultats du test insecticide Pyrimiphos-méthyl contre les larves de *Culex pipiens*

IV.3.1.Différents doses létale de l'insecticide Pyrimiphos-méthyl

Le calcul de la dose létale 50 (DL50) est effectué en dressant la droite de régression : des probits correspondants aux pourcentages des mortalités corrigées en fonction des doses de l'insecticide. Les données sont groupées en classe de doses, dans cette étude. Les résultats de l'efficacité de l'insecticide Pyrimiphos-méthyl vis-à-vis des larves du *culex pipiens* de la station G4 (L'entrée de lac) sont illustrés dans le tableau 14

Tableau 14. Mortalité observée et corrigée et probits correspondants des larves L3 et L4 de *Culex pipiens* de la station G4 (l'entré de lac), après traitement par les différentes doses de pyrimiphos-méthyl

N°	Dose	Population testé	Mort	Log.dose	Mort corrigé	Probit corrigé	Mort.attendue	Probit attendu
1	0,0125	73	13	-1,9031	0,1512	-1,0313	0,1209	-1,1706
2	0,0140	75	15	-1,8539	0,1738	-0,9391	0,1688	-0,9589
3	0,0160	72	20	-1,7959	0,2542	-0,6612	0,2390	-0,7095
4	0,0250	73	35	-1,6021	0,4624	-0,0941	0,5493	0,1240
5	0,0500	75	71	-1,3010	0,9449	1,5978	0,9220	1,4186
6	0,1000	74	74	-1,0000	1,0000	6,0000	0,9967	2,7131

Pour évaluer plus précisément l'efficacité de la toxicité de cet insecticide, nous avons calculé les DL10, DL50 et DL90, définies comme étant les concentrations létales provoquant respectivement 10%; 50 % et 90 % de mortalité dans la population de larves traitées de G4 (l'entrée de lac), On a pris 0,05mg/L comme une dose diagnostique préconiser par l'OMS .Le but c'est de trouver au moins 5 doses déférentes, deux qui tuent moins de 50% et deux qui tuent plus de 50% pour tracer la droite de régression(Figure 37),Les DL10, DL50 et les DL90,sont déterminées graphiquement par la relation linéaire entre le logarithme décimal des concentrations en insecticide (en abscisses) et les pourcentages de mortalité transformés en valeurs probits (en ordonnées).

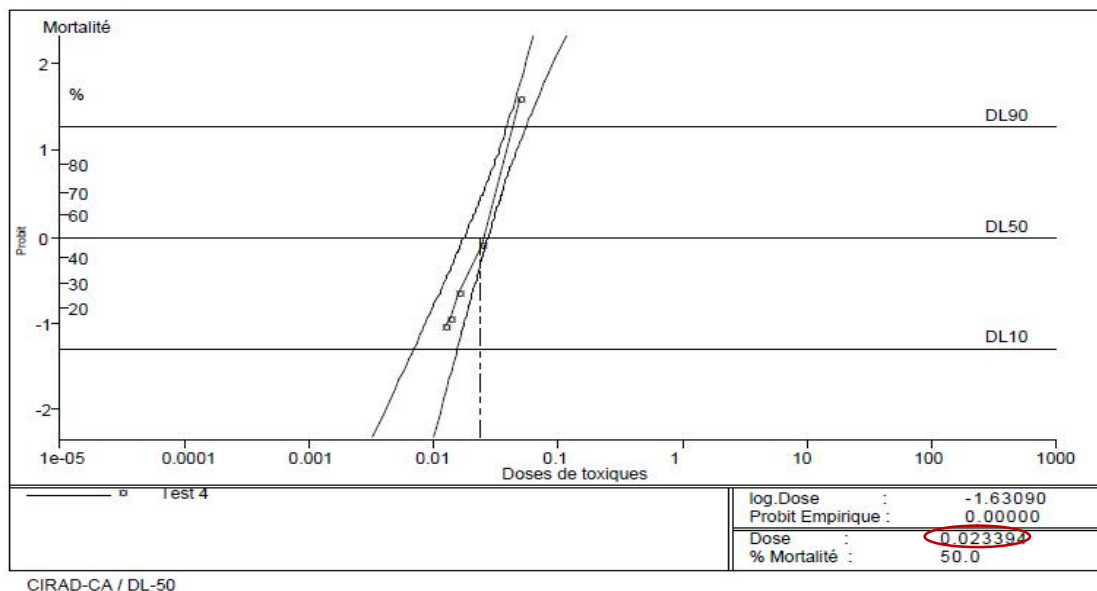


Figure 37: Action de différentes doses létale de l'insecticide Pyrimiphos-méthyl sur les stades L3 et L4 de *Culex pipiens* du gîte G4 (L'entrée de lac),

D'après le graphe (figure 37) la dose létale (DL50) est estimée à 0,023mg /L.

Lecture du tableau 14 :

Le taux de mortalité des larves du *Culex pipiens* augmente avec l'augmentation des concentrations de l'insecticide

Les doses inférieure à 50%;

La dose 0,0125 mg/L a montré une efficacité faible vis-à-vis des larves du *culex pipiens* où il y a eu seulement 15,12% de mortalité soit 13 larves mortes sur 73 larves testées. Pour la dose de 0,0140mg/L qui a montré son efficacité seulement à 17,38% de mortalité, soit un nombre de 15 Larves mortes sur 75 larves testées.

La dose 0,0160mg/L a donné un résultat de 25,42 % de mortalité soit un nombre de 20 larves mortes sur 72 larves testées.

Pour la dose 0,0250mg/L le taux de mortalité enregistré est de 46,24% soit un nombre de 35 larves mortes sur 73 larves testées.

Pour les doses supérieurs à 50%; l'insecticide s'est révélé toxique pour les larves de *Culex pipiens*, pour les doses suivantes: 0,005mg/L et 0,01mg/L respectivement avec 71 larves mortes sur 75 larves soit 94% sur l'ensemble de la population testées. Et 74 larves mortes sur l'ensemble de la population testée soit un taux de 100% de mortalité pour la dernière dose.

IV.3.2.Comparaison des doses létales 50 (DL50) entre la population larvaire L3 et L4 du gîte G4 (l'entrée de lac) et le G2 (Quai flottant)

La DL50 pour le test contre les larves de *Culex pipiens* du gîte quai flottant est

0,015 mg/L et la DL50 pour G4 le gîte entrée de lac est de 0,023 mg/L, elle est supérieure à celle du quai flottant (Tableau 15).

Les résultats des tests de sensibilité effectués, révèlent que la population du lac de Reghaia est hétérogène : la DL50 du lac de Reghaia varie entre 0,0152279 mg/L et 0,023394 mg/L,

La population récoltée dans le quai flottant est sensibles vis-à-vis au Pyrémiphos-méthyl et la population larvaire de *Culex pipiens* prélevée au niveaux de l'entrée du lac est résistante, (Tableau 15).

Tableau 15. Sensibilité au Pyrimiphos-méthyl des larves L3 et L4 de *Culex pipiens* dans le gîte quai flottant est représenté par Test Insecticide et l'Entrée représenté par Test 4

	Log.Dose	Dose	Lim inf.	Limite sup.	Mort.naturelle
—x	Test insect		Test 2 TXT du 29:06/06	Y=6.18950+3.40577*X	
DL90	-1.44102e+00	3.62228e-02	2.99040e-02	4.54392e-02	
DL50	-1.81736e+00	1.52279e-02	1.12949e-02	1.88897e-02	9.53038e-02
DL10	-2.19370e+00	6.40177e-03	3.70932e-03	9.03156e-03	
—+	Test4		Test 2 TXT du 29:06/06	Y=7.01360+ 430046*X	
DL90	-1.33285+00	4.64675-02	3.97287e-02	5.65943e-02	
DL50	-1.63090+00	2.33940-02	1.79638e-02	2.79305e-02	3.16764e-02
DL10	-1.92894+00	1.17777-03	7.07864e-03	1.58172e-02	

V.1. - Discussion sur la dynamique larvaire du *Culex pipiens*

Les différents sites d'étude montrent en premier lieu que chaque milieu présente une particularité faunistique.

Les milieux aquatiques, nécessaires pour le développement des stades pré-imaginaux (œuf, larve et nymphe) ont des caractéristiques très variables et ne sont pas stables ni dans le temps ni dans l'espace **BARBAULT (1983)**.

L'espèce dominante au niveau du lac de Reghaia est *Culex pipiens*, nos résultats corroborent avec les travaux faits par **LAFRI (2011)** où il confirme que le moustique *Culex pipiens* est l'espèce la plus dominante dans tous les gîtes larvaires. *Culex pipiens* est une espèce largement répandue en Afrique méditerranéenne et ce qu'ont montrés les travaux de **BRUNHES et al., (1990)**; **BERCHI, (2000)**; **HAISSAINE, (2002)** et **LOUNACI, (2003)**. En effet c'est une espèce doté d'un grand pouvoir de plasticité écologique dont les larves se développent dans les gîtes aussi bien épigés et hypogés où l'eau y est très polluée par la matière organique.

Pendant toute la période d'échantillonnage nous avons enregistré une moyenne de 39740 larves,

L'évolution de la dynamique de G1 station de pompage suit le même rythme, malgré qu'il a eu quelque perturbations, la dynamique relativement assez importante atteignant un nombre moyen de 5200 individus et un min de 154 individus, le pic de ce gîte a été enregistré paradoxalement au moment où nous avons remarqué les lentilles d'eau qui ont commencé à envahir le milieu et d'après **SEGUY (1947)** ces végétaux lorsqu'ils forment un tapis épais à la surface de l'eau empêchent les larves de respirer. Ce que nous avons remarqué c'est que le stade 1 et le stade 2 sont dominants, on peut dire que c'est un milieu propice pour la ponte. Les stades 3 et 4 diminuaient à chaque échantillonnage que nous faisons avec le temps et le stade nymphal est absent comme cette dernière a grand besoin d'oxygène de l'air pris à la surface au moyen des deux cornets respiratoires **Matille(1993)**. Contrairement à certaines végétations flottantes, comme la jacinthe d'eau (*Eichhornia crassipes*) qui donne naissance à des tapis denses, selon certains auteurs comme **DAGNO (2007)** et **NSHIMIRIMANA (2008)**, elles favorisent le développement des larves de moustiques, Elles préfèrent se cacher entre les racines de cette plante, fuyant ainsi leurs prédateurs. Et les recherches de **KPONDJO (2008)** au Bénin ne font que confirmer.

Ajouter à cela nous avons remarqué la présence des prédateurs représentés par des larves des odonates et des dytiques **SEGUY (1950)** sans oublier de dire que l'eau de ce gîte est claire comparant avec les trois autres gîtes qui contiennent de l'eau stagnante où se développe les lentilles d'eau.

Selon (**KIRKPATRICK 1925 ; GAUD 1952 ; TRARI 1991 ; LOUAH et al., 1995 ; EL OUALI LALAMI et al., 2010**) les préférences écologiques de l'espèce *Culex pipiens* (Diptera-Culicidae) sont à préciser car les résultats sur les facteurs abiotiques pouvant influencer leurs répartitions demeurent parfois contradictoires.

Dans le G2 Quai flottant: Au début ce gîte était négatif, puis nous avons fait une autre prospection 12/06/2016 ce gîte contenait des larves jusqu'à 9700 individus, la présence des différents stades montrent que la pullulation a commencé bien avant le mois de Juin et qui a baissé de suite arrivant jusqu'à 60 individus. Au bout de deux mois l'effectif a atteint 14537 individus. Alors que **AIT Abed et HAMMER, (2013)** ont recensé au niveau de ce gîte 84 larves à la première semaine du mois de Mai, et pendant toute leur période d'étude ils ont récolté seulement 360 larves en 7 mois.

D'après **RAMADE (2003)**, lorsqu'un milieu offre temporairement des ressources naturelles en quantités surabondantes, les populations qui le peuplent vont croître sans que les facteurs limitant ne viennent freiner cet accroissement.

Et si on raccorde les résultats du test insecticide effectué, on peut dire que la population de ce gîte est une souche sensible, qui peut être une raison de sa diminution accrue. Comme le mois d'août a été marqué par la sécheresse, les substances chimiques ne sont pas diluées, ajouter à cela lorsqu'il y a évaporation la concentration de ces substances augmente. Les variations des concentrations en éléments dissous et celles des matières en suspension sont sous l'influence des débits d'eau et donc des saisons (**BRUNSL, 1997**). Outre la température, d'autres facteurs abiotiques peuvent influencer l'installation et le développement pré-imaginal de *Culex pipiens*

G3 quai de parking: Ce gîte où nous avons enregistré le plus faible taux pendant les cinq mois d'études.

Dans ce gîte, nous avons recueilli des Cladocère (daphné) ce taxon possède de l'hémoglobine qui lui permet de se maintenir malgré le déficit en oxygène [et les larves de Chironomidae (ver-de-vase) cette famille], est un indicateur biologique de la pollution organique des eaux (**RAMADE, 1982**) mais aussi des larves de Syrphidae appelé communément queue-de-rat qui respirent l'air en surface grâce à leur long siphon comme le font les larves des Culicidae. Cette faune spécifique des eaux polluées s'associe

parfaitement à *Culex pipiens*. Ce gîte est plus pollué malgré qu'il ya les Rosacés qui sont des dépolluants naturels donc; les paramètres chimiques de l'eau ont une action sur les espèces de Culicidae.

D'après **FERNANDO (1964)** la pullulation des formes pré-imaginale de *Culex pipiens* est souvent associée à des milieux pollués. Cependant, les larves ne peuvent survivre au-delà d'un certain niveau de pollution; ce qui peut expliquer leurs faible taux.

Les milieux aquatiques, nécessaires pour le développement des stades pré-imaginaux (œuf, larve et nymphe) ont des caractéristiques très variables et ne sont pas stables ni dans le temps ni dans l'espace. **BARBAULT (1983)**.

G4 entrée de lac :c'est un gîte difficilement accessible, il ressemble à un nid d'oiseau,il présente le plus grands taux ,atteignant 39740 individus ,cela peut être expliqué par la qualité de l'eau qui est riche en débris végétaux, la présence des graines de Curcubitacées mais qui est polluée, **BERCHI (2000)** a trouvé que les gîtes de Smara et Didouche Mourad(Constantine) sont respectivement 44 fois et 63 fois plus élevées que d'autres gîtes d'après elle ceci est dû à la pollution de l'eau du gîte. *Culex pipiens* subsiste en compagnie des Syrphydae. D'après **DAJOZ (1975)**, ces derniers s'adaptent bien à une eau polluée dont la matière organique . **ECHAUBARD et NEVEU (1975)** considèrent ces insectes comme des indicateurs de pollution.

Ce gîte est riche en matière organiques dit milieu eutrophe et d'après (**BENTLY et al., 1981**), la quantité de matière organique joue un rôle positif dans le choix du biotope larvaire. Les gîtes de types eutrophes sont les gîtes préférentiels de *Culex pipiens*. La présence des larves de *Culex pipiens* dans des eaux riches en matières organiques a été signalée par **RIOUX, (1958)**, (**RAMDANI, 1986**), (**BOUALLAM, 1992**), (**LOUAH, 1995**) et (**KERBOUA et MERNIZ, 1997**), et aussi le travail de **BERCHI, (2000)**. La quantité de matière organique dans l'eau a un effet sur la prolificité des Culicides (**TAHRAOUI, (2012)**; **AISSAOUI, (2014)** et **TABTI, (2015)**).

Mais aussi il y a les roselières qui servent de gîtes larvaires pour *Culex pipiens* ,(RIOUX, 1958) .**TABTI (2015)** a trouvé une différence significative entre les effectifs des gîte eutrophe et oligotrophe (pauvre en matière organique) où la moyenne des effectifs dans les gîtes eutrophes est nettement supérieure à celle des gîtes oligotrophes.

Ajouter à cela l'aspect de l'eau autrement dit la couleur de l'eau qui joue un rôle assez net. Ainsi, de nombreux travaux (**ADHAM, 1979**; **ICHIMORI, 1981** et **MAIRE, 1983**) portant sur des espèces différentes concluent de façon concordante que les eaux et les substrats foncés sont plus attirants que les clairs. Ajoutant aussi l'odeur qui attire la femelle

et stimule la ponte **MATILLE(1993)**, enfin ce gîte se trouve près de la forêt, sachant que les arbres sont un lieu de repos pour femelle après la prise du repas sanguin.

La profondeur du gîte bien qu'elle soit considérée comme un facteur écologique secondaire, peut fournir une indication importante sur le terrain. Il est apprécié à partir de deux catégories de gîte, souvent mentionnées par les auteurs (**HASSAINE, 2002**). Le gîte profond, dans ce cas la profondeur est supérieure à 50 centimètres et le gîte superficiel qui regroupent les gîtes peu profonds.

Contrairement aux travaux faits par **LARBI (2015)**, où les gîtes les plus productifs sont des gîtes profonds, le G4 entrée de lac est de type superficiel et est le plus productif de tous les gîtes, sachant que ces derniers sont tous des gîtes profonds.

D'après les travaux faits toujours par **LARBI (2015)** l'effectif des espèces culicidiennes croit avec la capacité d'un gîte à retenir un volume d'eau maximal. Où elle a trouvé un coefficient de corrélation de 0,83. Donc il y a une forte relation positive entre la productivité culicidienne et la quantité d'eau stockée dans un gîte. Ainsi que le faible éclaircissement dans ces gîtes empêche l'évaporation ce qui facilite le développement larvaire, contrairement à notre gîte (G4) qui reçoit une quantité assez importante et suffisante de lumière et de température pour faire évaporer l'eau du gîte donc la diminution du volume d'eau explique la baisse importante de l'effectif. Vu que le gîte s'est asséché au lieu d'abandonner on a opter pour le déplacement vers l'avant du gîte asséché (environ 0,5m) et effectuer la suite de notre échantillonnage, on s'est déplacé vers un gîte qui se trouve à proximité parce que, il doit contenir les mêmes espèces et il doit recevoir des espèces du gîte asséché d'où on a eu le 21 aout un nombre de 1745 larves. La profondeur du gîte n'a pas d'effet sur l'abondance larvaire tandis que le volume d'eau joue un rôle important sur l'effectif des stades pré-imaginaux avec un coefficient de corrélation de 0,79 trouvé par **AISSAOUI, (2015)**.

VI.2. - Discussion sur les résultats obtenus par la technique RT-PCR en temps réel

Les résultats préliminaires ne mettent pas en évidence le Virus West Nile dans les échantillons testés et prélevés du lac de Réghaia. Les résultats de-PCR quantitatifs en temps réel spécifique d'une séquence partielle de gène du Virus WEST NILE (proC) indiquent que le Virus n'est pas présent durant la période d'échantillonnage (avril,mai). donc il n'y a pas eu de transmission verticale du virus pour cette population testée ,ce travail corrobore avec ceux de (**MOUCHET,et al 1969**) où leurs tentatives d'isolements viral chez les femelles hivernante de *Culex modestus*.Selon **MOUCHET(1970)** les femelles

reprennent leurs activités en février piquent pondent et meurent ,les températures encore basses rendent le temps de développement larvaire très long, Ainsi les femelles sorties de l'hiver meurent avant que leur descendance n'ait pu être infectées et les très faible densité d'adulte est observée pendant le mois d'avril et le début de mai ,les très faible densité de l'espèce à cette période de l'année la rendent peu propice à la circulation et à l'introduction du virus.

Dans une zone où le virus circule intensément, les taux d'infection des vecteurs principaux restent faibles (**BALAGHIEN,2006**)

Les travaux faits par BALAGHIEN(2006)qui a effectué une RT-PCR sur 35 pool correspondant à 1266 moustique dont 1061 *Cx pipiens* le virus n'a pas été détecté

Dans une étude qui a été faite par **AMRAOUI (2012)** sur le moustique *Culex pipiens*, vecteur potentiel des virus West Nile dans la région du Maghreb, Durant l'été 2010, la récolte des larves de moustiques a été conduite dans trois régions différentes du Maroc: au Nord (Tanger), au Centre (Casablanca et Mohammedia) et au Sud (Marrakech). La même opération a été réalisée en Algérie et en Tunisie. Les amorces utilisées sont les suivantes: pipCQ11R. Le moustique *Culex pipiens* est omniprésent dans la région du Maghreb et est suspecté dans la transmission du Virus West Nile. Ce travail a permis de démontrer que les populations de *Culex pipiens* récoltés au Maroc, en Algérie et en Tunisie sont très réceptives au VWN.

V.3. - Discussion sur l'effet de Pyrimiphos-méthyl

Les résultats des tests de sensibilité larvaire du *Culex pipiens* vis-à-vis du Pyrimiphos-méthyl

Les doses de 0,0125 mg/L et 0,0140mg/L qui sont inférieurs à la DL50 ne sont pas toxique pour les larves de *Culex pipiens*, atteignant le taux de mortalité respectivement 17,38% et 25,42% ces doses sont infra-létales pour ces larves, l'insecticide a commencé a montrer son efficacité à partir de la dose de 0,0250mg/L où nous avons obtenu un taux de mortalité de 46,24% proche de la dose létale 50(DL50), les dose suivantes 0,005mg/L et 0,01mg/L (doses supérieures à 50%) se sont montrées plus efficaces où nous avons obtenus un taux respectivement de 94% et 100% de mortalité.

La population du lac de Reghaia est une population hétérogène, et ça a été conclu à partir de la comparaison des DL50 obtenues par les tests faits aux niveaux du G 2 quai flottant estimée à 0,0152279 mg/L et G4 l'entrée du lac qui est de 0,023394 mg/L qui est nettement supérieur.

Contrairement à la DL50 obtenu par **ALI et al., (2009)** en Soudan contre les larves de *Culex quinquefasciatus* qui est de 0,435 mg/L. Au Maroc, **FARAJ et al., (2002)** ont trouvé que les larves de *Culex pipiens* développent des niveaux de résistance variables selon les provinces prospectées vis-à-vis de certains organophosphorés (Téméphos, chloropyriphos, fénitrothion, pyrimiphosméthyl).

Donc la population larvaire du G2 quai flottante est une souche sensible et la population du G4 d'entrée de lac est une souche résistante donc il-y-a l'apparition de tolérance vis-à-vis de pyremiphos-méthyl.

D'après **FARAJ et al., (2002)**, les niveaux de résistance constatés chez les larves de *Culex pipiens*, s'ils n'ont pas été dû à des utilisations antérieures, ne peuvent être expliqués que par l'acquisition d'une résistance croisée. En effet, **(SINEGRE et al., 1976)** ont constaté l'apparition d'une résistance à d'autres organophosphorés chez *Culex pipiens* traité au chlorpyriphos. D'après **CHAVASSE et YAP (1997)** l'utilisation prolongée d'un organophosphoré conduit toujours à l'apparition de résistances croisées aux autres organophosphorés.

La DL90 du G2 Quai flottant est estimée à 0,03228mg/L et la DL90 du G4 entrée de lac qui est de 0,064675mg/L. Par contre, **FAREJ (2002)** a obtenu une DL90 de 0,16mg/L

L'apparition de la tolérance chez la population larvaire du *Culex pipiens* peut être expliquée par l'action anthropique qui est devenue de plus en plus apparente au niveau du lac de Reghaia. L'intensification des interventions humaines a engendré un certain nombre de perturbations du fonctionnement naturel de ce milieu aquatique, en particulier une dégradation de la qualité des eaux constitue le réceptacle des produits phosphatés issus de l'agriculture des terres avoisinantes et sachant que ce dernier reçoit des eaux usées déversées par les usines contenant des diverses substances chimique.

Au terme de ce travail qui a pour but d'étudier de la dynamique de population des larves de *Culex pipiens* dans le lac de Réghaia, l'essai de détection moléculaire de virus West Nil et l'évaluation toxicologique de Pyrémiphos-méthyl vis-à-vis des larves L3 et L4 qui sont récoltées par la méthode du dipping, seul type de piégeage utilisé sur le terrain, durant une période de cinq mois (04 avril 2016 au 21 aout 2016) dans quatre stations d'étude. Ainsi un globale de 75304 larves dans tous les gîtes étudiés sont misent en évidence.

Dans la station G1 (Station de pompage) 15106 individus de *Culex pipiens* sont récoltés. La station G2 (station Quai flottant); au début, elle était un site négatif pendant le mois d'Avril (absence totale de la population larvaire), vers la première décade du mois de Juin (avec l'élévation des températures) on a enregistré leurs présence avec un nombre de 9700 larves (le pic) et un total qui arrive à 14537 fin d'aout, Dans la troisième station G3 (station Quai parking), 5921 individus ont été prélevés. La quatrième station G4 (l'entrée de lac) est le gîte le plus important où il atteint à lui seul 21500 larves le 12 juin dépassant largement d'autre gîtes avec un nombres total de larves de 39740 individus durant la période d'echantionnage.

L'essai de détection du virus West Nile au niveau de lac de Réghaia, par la technique de RT-PCR en temps réel, les résultats préliminaires ne mettent pas en évidence la présence du Virus dans les échantillons testés.

Les résultats préliminaires des essais toxicologiques du Pyrimiphos-méthyl sur les larves de *Culex pipiens* du lac de Reghaia, les 5 doses différentes deux inferieure à 0,05mg/L et 2 sont supérieure à 0,05mg/L, et le 0,05mg/L comme une dose diagnostique, les 0,0125 mg/L et 0,0140mg/L qui sont inférieurs à la DL50 ne sont pas toxique pour les larves de *Culex pipiens*, atteignant le taux de mortalité respectivement: 17,38% et 25,42% ; 0,005mg/L et 0,01mg/l nous avons obtenus un taux de respectivement de 94% et 100% de mortalité. La population de lac de Réghaia est hétérogène car la DL50 de quai flottant est de 0,015 mg/L qui est inférieure à celle de l'entrée qui 0,023 mg/L. Donc la population larvaire du quai flottante est une souche sensible, et la population du gîte d'entrée est une souche résistante donc il-y-a l'apparition de tolérance à l'insecticide chez la population larvaire du lac de Reghaia.

Perspectives

Il serait nécessaire d'élargir l'étude dans toutes les régions humides de l'Algérie, voire tout le territoire national. L'enjeu est important car il touche la santé publique . La reprise et le développement de la présente étude sont nécessaires pour l'élaboration d'un suivi de la dynamique de population de *Culex pipiens* du lac de Réghaia, l'essai de détection de Virus West Nile et des tests sur la sensibilité des larves de *Culex pipiens* au Pyrimiphos-méthyl , il serait nécessaire de mobiliser des moyens humains et financiers afin de créer une véritable structure de surveillance avec des piégeages réguliers en relation avec des laboratoires spécialisés et équipés pour les déterminations aussi bien des larves, des nymphes que des adultes. Par ailleurs, d'autres voies d'étude peuvent être menées, comme la biologie moléculaire pour approfondir nos connaissances dans le séquençage de l'ADN de certains groupes de moustiques à risque.

- ABDELMALEK A. A., 1956** - Mosquitoes of north-eastern Sinai (Diptera: Culicidae). Bu!!.
Soc. Entomo. Egypte, LX: 98-10
- ADHAM, F. K. 1979** - The Rift Valley fever epizootic in Egypt 1977–1978 2 Ecological and entomological studies. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene, 73(6), 624-629.
- ADHALM F.K.(1979)**Effect of diet, temperature, relative humidity, sex association on the longevity of *Iedes caspius* adults, *Acta Entomol Bohemoslov* 75 : 357 -61
- AHMED S., LIBMAN R., WESSON K., AHMED F., EINBERG K. 2000.** Guillain-Barre syndrome: An unusual presentation of West Nile virus infection. *Neurology*, 55: 144-146pp.
- AHMED S., LIBMAN R., WESSON K., AHMED F., EINBERG K. 2000.** Guillain-Barre syndrome: An unusual presentation of West Nile virus infection. *Neurology*, 55: 144-146
- TABTI F., 2015** .Contribution à l'étude de la biodiversité et l'écologie des Culicidae (Diptera, Culicidae) dans la région de Mghnia (Tlemcen).Mémoire de Master en Ecologie et environnement Université Abou Bekr Belkaïd – Tlemcen .54P.
- AÏSSAOUI L., 2014.** Etude écophysiologique et systématique des Culicidae dans la région de Tébessa et lutte biologique.Thèse doctorat en science.Université Badji Mokhtar –Annaba. 155p.
- AIT ABED H. et HAMMAR S., 2013** . Biodiversité des Culicidae (Diptera, Nematocera) et dynamique des populations de *Culex pipiens* dans le marais de Reghaïa .Mémoire de Master en biologie . UMMTO.61 p.
- AITKEN, T. H. G. (1954)** - The culicidae of Sardinia and Corsica (Diptera). *Bull. Ent. Res.*, 45(3): 437-494.
- ALI A. A., NUGUD A. D. , M. A. ABDALMAGID JAMAL A. E. , BASHIR A. I. , M. BRAIR, ELNAEIM I. H., 2011.**Efficacy of two larvicides: Fenthion 50% EC and Pirimiphosmethyl 50% EC against *Culex quinquefasciatus* larvae in urban areas of Khartoum locality, Khartoum, Sudan. *Sudanese journal of public health*.Vol. 6 N 3. 104p.
- AMRAOUL F., 2012.**Le moustique *Culex pipiens*, vecteur potentiel des virus et fièvre de la vallée du Rift dans la région du Maghreb.Thèse de doctorat. Université Mohammed V-AGDAL .Faculté des sciences Rabat.105p.
- ANDREO V., 2003.** L'effet anti-gorgement sur un chien d'un shampoing à 0,07% de

ARMOUR J., DUNCAN J.L ., URQUHART G.M., 1996. *Veterinary Parasitology*, 2^o Edition, Oxford: Blackwell sciences , 307 p.

ANONYME 1 : Evaluation de la situation de la fièvre du Nil occidental – de janvier à novembre 2013.

ANONYME 2: Bulletin hebdomadaire international. 2012 N° 369

ATWELL R., SILLAR R., JEANNIN P., POSTAL J.M., CONSALVI P.J., 1996. Clinical Field Assessment of a Topical Preparation of Fipronil in Domestic Cats with Application by Their Owners. *Australian Veterinary Practitioner*, 26(3), 154-155pp.

BAHKIRTSEV V.N., CHUMAKOV M.P., BERZIN V.V, BUNTENKO A.M., ZAVADORA T.I., ET STOLBOV D.N., 1969. Isolation of new strains of West Nile virus in Astrakhan region V Symposium of the study of role of migration birds in distribution of arbovirus , Novosibirsk, URSS: p182.

BAKONYI T., IVANICS E, ERDÉLYI K, URSU K, FERENCZI E, WEISSENBÖCK H, NOWOTNY N., 2006. Lineage 1 and 2 strains of encephalitic West Nile virus, central Europe. *Emerg Infect Dis* 12(4):618-623pp.

BALENGHIEN T., 2006 . De l'identification des vecteurs West Nile à la modélisation du risque de l'infection dans le sud de la France. Thèse de doctorat. Univ des sci des Technologie et de santé. Grenoble .235p.

BARBAULT R., 1983. *Ecologie et fonctionnement* Ed' Masson' Paris :224 pp.

BECKER N. et al., 2010. *Mosquitoes and Their Control*, Second edition (Springer; 2nd ed.edition)

BENTLEY M.D., MAC DANIEL I. N., YATAGAI H. P., LEE H. P., MAYNARD R., 1981. Oviposition attractants and stimulants of *Ae. Triseriattus* (Say) (Diptera :culicidae). *Environmental Entomol.*, 10 (2) : 186-189pp.

BERCHI S., 2000. Bioécologie du *Culex pipiens*.L(Diptera :Culicidae) dans la région de Constantine et perspective de lutte.Thèse,Département des sciences de la nature et de la vie, Constantine ,233 P.

BOUALLEM S, 1992- Le paludisme et les moustiques dans la région de Marrakech. Ecologie et cycles biologiques des espèces Culicidiennes. Thèse 3ème cycle. Univ. Cadi Ayyad.Fac. Sciences. Marrakech: 115 pp.

BROWN A.H.D., 1988. *Species diversity in Analytical biogeography an integrated approach to the study of animal and plant distribution* .Ed. dy A.A. Myers and P.S. et Giller. Chapman and Hall ; London ; New york ; Tokio ; Melbourne ;Madras :57-89pp.

BRUNHES et al., 1999: Brunhes J., Rhaim A., Geoffroy B., Angel G. et Hervy J.P, 1999 – Les Culicidae d’Afrique méditerranéenne. Logiciel de l’Institut de Recherche pour le Développement (I.R.D.), Montpellier, ISBN 2-7099-1446-8.

BRUNHES J., HASSAINE K., RHAIM A. et HERVY JP., 2000. Les Culicidae de l’Afrique méditerranéenne : Espèces présentes et répartition (Diptera, Nematocera). Bull. Soc. Ent. Fr., 105(2) : 195-204pp.

CACHAREUL A. I., 1997 - Les moustiques : cycle de développement, aspects anatomo-physiologiques et régulation du cycle ovarien. Th. :Med.Vet : Nantes, 024-131 p.

CALISHER C.H., KARABATSOS N., DALRYMPHE, J.M.1989. Antigenic relationships between flaviviruses as determined by cross – neutralisation test with polyclonal antisera. J. Gen. Virol., 70:37 – 43pp.

CELINE B., 2012. Construction d'un clone infectieux d'une souche Méditerranéenne du Virus West Nile, validation de ses propriétés biologiques et développement de nouveaux modèles d'évaluation de la virulence. Thèse doctorat discipline Microbiologie et Thérapeutique Anti-Infectieuse. Université Paris-Sud. 209P.

CHAVASSE D.et Yop HH., (1997) Chemical methods for the control of vectors and pests of public health importance. WHO/CTD/WHOPES/97.2.

CLEMENT A.N. 1999:The Biology of Mosquitoes: Sensory Reception and Behaviour. CAB

CLEMENTS A.N., 1992.The Biology of Mosquitoes.Development, Nutrition and Reproduction.Chapman & Hall, New York, USA. (1): p 509.

DAJOZ R., 1979 - Précis d’écologie. Ed., Dunod, Paris. 434p.

DAJOZ.R, 1975 – Précis d’écologie. Ed., Dunod, Paris, 549p.

DAJOZ.R, 2006 – Précis d’écologie. Ed., Dunod, Paris, 630p.

DJEGHADER N .E., 2014 -Impact d’un régulateur de croissance des insectes, novaluron sur *Culex pipiens*, aspects: développemental, structural et hormonal .Thèse doctorat 3ème cycle en biologie animale environnementale. UniversitéBadji Mokhtar – Annaba- 59p.

DREUX.P., 1980 - Précis de l’écologie. Ed., Presses Universitaire, Paris, 320p.

DUNSTER L.M., GIBSON C.A., STEPHENSON J.R., MINOR P.D., BARRETT A.D. (1990). Attenuation of virulence of flaviviruses following passage in HeLa cells, J. Gen. Virol. 71:601–607pp.

ECHAUBARD M. et NEVEU A,1975 . Guide pour l’étude de la faune aquatique. Inst. Nat. Agro. Paris-Grignon. 107 p.

El Ghouli .H., 2009. Historique et situation épidémiologique de la Fièvre du Nil Occidental en Tunisie,Projet GCP/RAB/002/FRA. 24p.

EUZEBY J., 2008. Grand dictionnaire illustre de parasitologie medicale et veterinaire. Paris : Editions Tec&Doc, 2008. 818 pp.

FARAJC, EIKOHLIM, EIRHAZIM, et al .,2002. Niveau actuel de la résistance du moustique *Culex pipiens* aux insecticides au Maroc. *SciLett* 4(1).4p.

FAURIE C ,FERRA C.et MEDORI P.,1984. *Ecologie* . Ed Bailliére J .B ; paris ;168p.

FERI-IANDO C.H., 1964. Report on a study of some fresh water habitats in Rangoon with special reference to the ecology of *Culex pipiens fatigans*. *J. Ceylonmed. Sci.*, 13: 78-112pp.

FIGUEROLA, J., JIMENEZ-CLAVERO, M. A., LOPEZ, G., RUBIO, C., SORIGUER, R., GOMEZ-TEJEDOR, C. et TENORIO A., 2008.Size matters: West Nile Virus neutralizing antibodies in resident and migratory birds in Spain. *Vet. Microbiol.*, 132(1-2):39–46pp.

FIGUEROLA, J., JIMENEZ-CLAVERO, M. A., ROJO, G., GOMEZ-TEJEDOR, C. et SORIGUER, R., 2007. Prevalence of West Nile virus neutralizing antibodies in colonial aquatic birds in southern Spain.*Avian Pathol*, 36(3):209–212pp.

GUBLER D.J., KINNEY R.M., 2000. Chimeric dengue type 2 (vaccine strain PDK-53)/dengue.

HASSAINE K., 2002 : Biogéographie et biotipologie des Culicidae(Diptera:Nematocera) de l’Afrique méditerranéenne.Bioécologie des espèces les plus vulnérables(*Aedes caspius* , *Aedes mariae* et *Culex pipiens*) dans le région occidentale algérienne.Thèse doctorat,Fac .sci. Aboubekr Belkaid,Univer, Tlemcen,191p.

HEINZ F.X., COLLET M.S., PURCELL R.H. et al., 2000Flaviviridae in: VAN REGENMORTEL, M.H.V, FAUQUET, C.M., BISHOP, D.H.L. et al. editors. Virus taxonomy, classification and nomenclature of viruses.7th report of the international committee for the taxonomy of Viruses. San Diego: academic Press,: 859-878pp.

HERVY J.P.et COOSEMANS., 1979. L’écologie des Aedes et Anopheles .Réalisation et intérêt pratique .XIXe conférence technique ; Babo- Dioulasso Doc .Tech .O.O.O.G.E. , n°7 :147-179pp.

HIGGS S., SCHNEIDER BS.,VAN LANDINGHAM DL., KLINGLER KA., GOULD E.A.,2005. Nonviremic transmission of West Nile virus. *Proc Natl AcadSciUSA* , 102 : 8871-4pp.

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., série Zool., Rabat

HUANG C.Y., BUTRAPET S., PIERRO D.J., CHANG G.J., HUNT A.R., BHAMARAPRAVATI N., GUBLER D.J., KINNEY R.M. (2000). Chimeric dengue type 2 (vaccine strain PDK-53)/dengue type 1 virus as a potential candidate dengue type 1 virus vaccine, *J. Virol.* 74:3020–3028pp.

HUANG C.Y., BUTRAPET S., PIERRO D.J., CHANG G.J., HUNT A.R., BHAMARAPRAVATI N., HUBALEK, Z., HALOUZKA, J., JURICOVA, Z., SIKUTOVA, S., RUDOLF, I., HONZA, M., JANKOVA, J., CHYTIL, J., MAREC, F. et SITKO, J. (2008). Serologic survey of birds for West Nile flavivirus in southern Moravia (Czech Republic). *Vector Borne Zoonotic Dis.*, 8(5):659–666pp.

HUHN G.D., SEJVAR J.J., MONTGOMERY S.P., DWORKIN M.S. (2003). West Nile Virus in the United States: An Update on an Emerging Infectious Disease. *American Family Physician* 68 (4): 653-660.

JIMENEZ-CLAVERO M.A., SOTELO E., FERNANDEZ-PINERO J., LLORENTE F., BLANCO J. M., 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: 990-993pp.

JOURDAIN E., TOUSSAINT Y., LEBLOND A., BICOUT D.J., SABATIER P., GAUTHIER-CLERC M., 2007. Bird species potentially involved in introduction, amplification, and spread of West Nile virus in a Mediterranean wetland, the Camargue (Southern France). *Vector Borne Zoonotic Dis.* 7 (1): 15–33pp.

JOURDAIN E., TOUSSAINT Y., LEBLOND A., BICOUT D.J., SABATIER P., KERBOUAF., 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. *Mémoires de l'Institut National de l'Écologie et de la Santé Publique* 70p.

Jones, M. K. Mackenzie, J. M., Khromykh, A. A., et Westaway, E. G. (1998). Subcellular localization and some biochemical properties of the flavivirus Kunjin nonstructural proteins NS2A and NS4A. *Virology*, 245(2):203–215.

KIRKPATRICK T.W., 1925. The mosquitoes of Egypt. Government Press, Cairo, 224p.

KPONDJON.A., 2008.Développement des larves de moustiques dans un écosystème particulier : milieu sous jacinthe d'eau Eichhorniacrassipes (Mart) Solms-Laubauch Ecole polytechnique d'Abomey Calavi - Licence Professionnelle.

KRIDAG,DIANCOURTL,BOUATTOURA,RHIMA,CHERMITIB,FAILLOUXAB.,2011.Assessment of the risk of introduction to Tunisia of the Rift Valley fever virus by the mosquito *Culex pipiens*.Bull Soc PatholExot 104(4): 250-259pp.

LAFRI S., 2011. Contribution de la surveillance des vecteurs d'arboviroses en Algérie. Mémoire de Magister en médecin vétérinaire. ENSV. 74p

LANCIOTTI R.S.,ROEHRIG J.T., LAYTON M., SMITH P., CAMPBELL G.L. et NASCI R., 2002. The Languedoc-Roussillon (France). Cah ORSTOM SérEntMéd et Parasitologia 14(1):49–59pp.

LANCIOTTI R.S.,ROEHRIG J.T., LAYTON M., SMITH P., CAMPBELL G.L., NASCI R., 2002. The emergence of West Nile virus in North America: ecology, epidemiology, and surveillance. Curr Top MicrobiolImmunol 267:223–240.

LARBI CHERIF Y.2015.Diversité et Caractérisation des habitats des Diptères (Diptera),
Le GUENNO G., ARTHUR CP., VANDERWALLE P.,HARDYE.,et CHASTEL R., 1996. West Nile: a deadly virus, Lancet 384(9037):1315.

LEBLOND A., ZIENTARA S., CHADOEUF J., COMBY N., HENG M.A et SABATIER P. 2005.Prévalence de l'infection par le virus West Nile chez le cheval en Camargue en 2001.

LECOLLINET S., BECK C., ZIENTARA S. (2012). Le virus West Nile : diagnostic, surveillance et évolution épidémiologique en Europe.Bull. Acad. Vét. France - Tome1. 165p.

LOUAH M.A, 1995. Ecologie des Culicidae (Diptera) et état du paludisme.

LOUNACI Z ., 2003. Biosystématique et bioécologie des Culicidae (Diptera Nematocera) en milieu rural et agricole. Thèse de magister .I.N.A. d'el Harrach,324p.

MALKINSON M., BANET, C., WEISMAN, Y., POKAMUNSKI, S., KING, R., DROUET M.T. et DEUBEL V., 2002. Introduction of West Nile virus in the Middle East by migrating white storks.Emerg. Infect. Dis., 8(4):392–397pp.

MATILLE L., 1993. Les Diptères de l'Europe occidentale . Introduction, technique d'étude et morphologie. Nématocères, Brachycères, Orthoraphes et Aschizes. Ed Boubée, T1, Paris :43P.

MATILLE.L.1995. Diptères d'Europe occidentale .Ed.Boubée,Paris,T II, 380p

MC LEAN R.G., UBICO S.R., BOURNE D., KOMAR N., 2002.West Nile Virus in Livestock Méd. Trop., 2009,69, 27-32

- MELNICK J. L., PAUL J. R., RIORDAN J. T., BARNETT V. H., GOLDBLUM N. et ZABIN E., 1951.** Isolation from human sera in Egypt of a virus apparently identical to West Nile virus. Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine **77**, 661-665pp.
- MESBAH S., 2009.** Maladies infectieuses émergentes et réémergentes : le risque et la riposte en Algérie. Méd. Trop., ,69, 27-32pp.
- MORENS, D. M., FOLKERS, G. K., and FAUCI, A. S. 2004.** The challenge of emerging and re-emerging infectious diseases. Nature 430: 242-249pp.
- MOUCHETJ., RAYEAUJ. Et CHIPPAUX A. (1969)** Hibernation de *Culex modestus* Facalbi en Camargue. Cah-ORSTOM, Entomolmédi VII(1) : 35-7.
- MOUCHETJ., RAYEAUJ., LAUMONDC., HANNONC., BEYTOUTD., OUDAR J., CORNIOU B. ET CHIPPAUX A. (1970)** Epidémiologie du virus westnile : étude d'un foyer en camargue V. le vecteur : *Culex modestus* Facalbi Diptera ; Culicidae. Ann Inst Pasteur (Paris) 118(6) : 839-55
- MOULINIER C., 2003.** Parasitologie et mycologie médicales, éléments de morphologie et de biologie. Cachan : EM inter, 2003. 796 pp.
- MOUTAILLER S., KRIDA G., SCHAFFNER F., VAZEILLE M., FAILLOUX AB., 2008.** Potential vectors of Rift Valley fever virus in the Mediterranean Region. Vector Borne Zoonot Dis 8: 749-753pp.
- MURGUE B., ZELLER H.G., 2001.** Rôle des oiseaux migrateurs dans l'épidémiologie du virus West Nile. Med. Mal. Infect., 31 (suppl 2) : 168-174pp.
- Murgue B., Murri S., Triki H., Deublel V., Zeller H.G., 2001.** West Nile in the Mediterranean Nathon, Paris, 284 p.
- O.M.S 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. 13e Rapport du Comité OMS d'Experts des Insecticides, Genève. Sér Rapp Techn (265):55-60pp.
- O.M.S. 1992** -Résistance des vecteurs aux pesticides. Quinzième rapport du comité OMS
- PARREIRA R., SEVERINO P., FREITAS F., PIEDADE J., ALMEIDA A.P.G. et ESTEVES A., 2007.** Two distinct introductions of the West Nile virus in Portugal disclosed by phylogenetic analysis of genomic sequences. Vector Borne Zoonotic Dis., 7(3):344–352pp.
- PILO-MORON E, VINCENT J, Le CORROLER Y., 1970.** Isolation of a West-Nile virus in the extreme south of the Algerian Sahara (Djanet) Arch Inst Pasteur Alger. ;48:181–184

- PRADEL J.N., 2006.** Mise en place de la surveillance entomologique du virus westnile en guadeloupe, en 2004. Thèse doctorat .l'Université Paul Sabatier de Toulouse .76p.
- RAMADE F., 1984.** Eléments d'écologie – Ecologie fondamentale. Ed. Mc Graw-Hill, Paris , 397p.
- RAMADE.F, 2003.** Elément d'écologie. Ecologie Fondamentale. Ed Dunod, Paris, 690p.
- RAMDANI M, 1986.** Ecologie des Crustacés (Copépodes, Cladocères et Ostracodes) des mares temporaires (Dayas) marocaines. Thèse es-Sciences. Univ. Aix-Marseille, 217pp.
- REITER P. WEATHER., 1988.** Vector biology and arboviral recrudescence. In Monath TP, ed. Arboviruses: epidemiology and ecology. Vol I. Boca Raton : CRC Press,
- REITER P.,1988.** Weather, vector biology and arboviral recrudescence. In : The Arboviruses: Epidemiology and Ecology, Monath, TP., (Ed.) Boca Raton (FL): CRC Press. Vol 1, 245-255pp.
- RIPERT C., 2007.** Epidemiologie des maladies parasitaires, tome 4, affections provoquées ou transmises par les arthropodes. Cachan : EM inter, 581 pp.
- RIPERT C., 1998.** Epidémiologie des maladies parasitaires, tome 2, helminthoses. Cachan : EM inter. 580 pp.
- RODRIGUEZ-RAMOS J., PEREZ-RAMIREZ E. et HOFLE U., 2008.** West Nile virus in golden eagles, Spain, 2007. *Emerg. Infect. Dis.*, 14(9):1489–1491.
- Rodhain F., Perez C, 1985-**Précis d'Entomologie Médicale et Vétérinaire. Maloine, s.a. 114 p
- SAVAGE HM, CEIANU C, NICOLESCU G, KARABATSOS N, LANCIOTTI R et al. 1999.** Entomologic and avian investigations of an epidemic of West Nile fever in Romania in 1996, with serologic and molecular characterization of a virus isolate from mosquitoes. *Am J Trop Med Hyg*, 61, 600-611.
- SCHUFFENECKER I., PEYREFITTE CN., EL HARRAK M., 2005.** West Nile virus in Morocco, 2003. *Emerg Infect Dis* 11(2): 306–309
- SEGUY E., 1930 .** Contribution à l'étude des diptères du Maroc. *Mém. Soc. Sci. Natu.* 24, 206 p.115.
- SEGUY E., 1947.** La vie des mouches et des moustiques .Ed.P .Lechevalier.Paris .252p
- SEGUY E., 1951 -** Atlas des diptères de France. Boubée-Paris, 175 p.
- SINEGREG, JULLIENJL, CRESPOO., 1976.** Résistance de certaines populations de *Culex pipiens* (L) au chlorpyriphos (Dursban).
- TAKKEN W., KNOLS B.G.J., 2009.** Malaria vector control: current and future strategies. *Trends in Parasitology* 25: 101-104pp.

TAYLOR RM, WORK TH, HURLBUT HS et al., A study of the ecology of West Nile virus in Egypt. *Am J Trop Med Hyg* 1956 ; 5 : 579-620pp.

Tolle M., 2009 Mosquito-borne diseases. *Curr Probl Pediatr Adolesc Health Care* **39**: 97-140.

TRIKI H., MURRI S., Le GUENNO B., BAHRI O., HILI K., SIDHOM M. et DELLAGI K., 2001. Méningo-encéphalite à arbovirus West Nile en Tunisie. *Med Trop (Mars)* 61 (6) : 487-90pp.

TRIKI H., MURRI S., Le GUENNO B., BAHRI O., HILI K., SIDHOM M. et DELLAGI K., 2001 : Méningo-encéphalite à arbovirus West Nile en Tunisie. *Med Trop (Mars)* 61 (6) : 487-90pp.

TURELL M.J., O'GUINN M.L., DOHM D.J. et al., 2002. Vector competence of *Culex tarsalis* from Orange County, California, for West Nile virus. *Vector Borne Zoonotic Dis.*, **2** (3): 193-196pp.

WEAVER S.C., BRAULT A.C., KANG W., HOLLAND J.J. 1999. Genetic and fitness changes accompanying adaptation of an arbovirus to vertebrate and invertebrate cells, *J. Virol.* 73: 4316–4326.

WORK T.H., HURLBUT H.S. ET TAYLOR R.M 1953: Isolation of West Nile Virus from hooded crow and rock pigeon in the Nile delta. *Pro Soc Exp Biol Med* 84(3): 719-722.

Weiss L., Malkinson M., Duvdevani P., Banet C., Weisman Y., Annis E., Gandaku D., Yahalom V., Hindyieh M., Shulman L., Mendelson E. (2001). West Nile fever in Israel 1999–2000: from geese to humans, *Ann. N.Y. Acad. Sci.* 951: 127–142.

Rioux J.A. (1958) *Les Culicidae du Midi méditerranéen, Etude systématique et écologie*. Paris, Edition Paul Lechevalier. 303p

Yang J.S., Ramanathan M.P., Muthumani K., Choo A.Y., Jin S.H., Yu Q.C., Hwang D.S., Choo D.K., Lee M.D., Dang K., Tang W., Kim J.J., Weiner D.B. (2002). Induction of Inflammation by West Nile virus Capsid through the Caspase-9 Apoptotic Pathway. *Emerg. Infect. Dis.* 8 (12): 1379-84.

ZELLER HG, MURGUE B., 2001 -The role of migrating birds in the West Nile virus epidemiology. *Med Mal Infect*, 31 : 168-174.

ZIENTARAS, LECOLLINET S., 2010. Le virus West Nile, sa diffusion limitée en Europe par comparaison avec sa rapide implantation en Amérique du Nord. *Les maladies infectieuses exotiques. Risques d'importation et d'implantation en Europe. Rapports de l'Académie Nationale de Médecine.*, n°13, 179–193.

(Annex1) listes de la faune de la réserve naturelle du lac de Réghaia

1-Liste des espèces d'oiseaux observées dans la zone humide de Réghaia

N°	Famille	Nom scientifique	Nom français	Statut	
01	Podicipedidae	<i>Podiceps cristatus</i>	Grèbe huppé	M.H.N	
02		<i>Podiceps nigricollis</i>	Grèbe à cou noir	M.H.N	
03		<i>Tachybaptus ruficollis</i>	Grèbe castagneux	SN	
04	Phalacrocoracidae	<i>Phalacrocorax carbo</i>	Grand cormoran	N.H	
05	Ardeidae	<i>Ardea cinerea</i>	Héron cendré	M.H.S	
06		<i>Ardea purpurea</i>	Héron pourpré	M.E	
07		<i>Egretta garzetta</i>	Aigrette garzette	M.H.S	
08		<i>Egretta alba</i>	Grande aigrette		
09		<i>Bubulcus ibis</i>	Héron garde bœufs	Utilise le lac comme dortoir	
10		<i>Ardeola ralloides</i>	Héron crabier	M.E	
11		<i>Nycticorax nycticorax</i>	Héron bihoreau	M.E	
12		<i>Botaurus stellaris</i>	Butor étoile	M.H	
13		<i>Ixobrychus minutus</i>	Blongios nain	M.N	
14		Threskiornithidae	<i>Platalea leucorodia</i>	Spatule blanche	M.H
15			<i>Plegadis falcinellus</i>	Ibis falcinelle	M.H
16		Ciconiidae	<i>Ciconia ciconia</i>	Cigogne blanche	Niche en ville
17		Phoenicopteridae	<i>Phoenicopus ruber</i>	Flamant rose	M.H
18	Anatidae	<i>Anser anser</i>	Oie cendre	M.H	
19		<i>Anas platyrhynchos</i>	Canard colvert	S	
20		<i>Anas strepera</i>	Canard chipeau	M.H	
21		<i>Anas penelope</i>	Canard siffleur	M.H	
22		<i>Anas acuta</i>	Canard pilet	M.H	
23		<i>Anas clypeata</i>	Canard souchet	M.H	
24		<i>Anas crecca</i>	Sarcelle d'hiver	M.H	
25		<i>Anas querquedula</i>	sarcelle d'été	M.E	
26		<i>Marmaronetta angustirostris</i>	Sarcelle marbrée	M.N	
27		<i>Aythya fuligula</i>	Fuligule morillon	M.H	
28		<i>Aythya ferina</i>	Fuligule milouin	M.H.N	
29		<i>Aythya nyroca</i>	fuligule nyroca	M.H.N	
30		<i>Aythya collaris</i>	Fuligule à bec cerclé		
31		<i>Tadorna tadorna</i>	Tadorne de belon	M.H	
32		<i>Tadorna ferruginea</i>	Tadorne casarca	M.E	
33		<i>Branta leucopsis</i>	Bernache nonnette		
34		<i>Oxyura leucocephala</i>	Erismature à tête blanche	M.H	
35		<i>Melanitta nigra</i>	Macreuse noire		
36			Oie à bec rose		
37			Cygne sp		
38	Accipitridae	<i>Elanus caeruleus</i>	Elanion blanc		
39		<i>Milvus migrans</i>	Milan noir		
40		<i>Circus Aeruginosus</i>	Busard des roseaux	S .N	
41		<i>Hieraetus pennatus</i>	Aigle botté		

42		<i>Buteo rufinus</i>	<i>Buse féroce</i>	
43		<i>Circaetus gallicus</i>	<i>Circaète Jean le blanc</i>	
44		<i>Pernis apivorus</i>	<i>Bondré apivore</i>	

(suite)

Liste des espèces d'oiseaux observées dans la zone humide de Réghaïa

N°	Famille	Nom scientifique	Nom français	Statut	
45		<i>Circus pygargus</i>	<i>Busard cendré</i>		
46	<i>Pandionidae</i>	<i>Pandion haliaetus</i>	<i>Balbuzard pêcheur</i>	<i>M.E</i>	
47	<i>Falconidae</i>	<i>Falco tinnunculus</i>	<i>Faucon crécerelle</i>	<i>S.N</i>	
48		<i>Falco peregrinus</i>	<i>Faucon pèlerin</i>		
49		<i>Falco subbutéo</i>	<i>Faucon hobereau</i>		
50	<i>Phasianidae</i>	<i>Coturnix coturnix</i>	<i>Caille des blés</i>		
51		<i>Alectoris barbara</i>	<i>Perdrix gamba</i>		
52	<i>Rallidae</i>	<i>Crex crex</i>	<i>Râle des genêt</i>	<i>S.N.</i>	
53		<i>Rallus aquaticus</i>	<i>Râle d'eau</i>	<i>S.N</i>	
54		<i>Gallinula chloropus</i>	<i>Poule d'eau</i>	<i>S.N</i>	
55		<i>Porphyrio porphyrio</i>	<i>Poule sultane</i>	<i>S.N</i>	
56		<i>Fulica atra</i>	<i>Foulque macroule</i>	<i>S.N</i>	
57		<i>Porzana porzana</i>	<i>Marouette ponctuée</i>	<i>M</i>	
58		<i>Porzana porva</i>	<i>Marouette poussin</i>		
59		<i>Porzana pusilla</i>	<i>Marouette de baillon</i>	<i>M.E</i>	
60	<i>Haematopodidea</i>	<i>Haematopus ostralegus</i>	<i>Huîtrier pie</i>		
61	<i>Recurvirostridae</i>	<i>Himantopus himantopus</i>	<i>Echasse blanche</i>	<i>M.E</i>	
62		<i>Recurvirostra avocetta</i>	<i>Avocette</i>		
63	<i>Charadriidae</i>	<i>Vanellus vanellus</i>	<i>Vanneau huppé</i>	<i>M.H</i>	
64		<i>Charadrius hiaticula</i>	<i>Grand gravelot</i>	<i>M</i>	
65		<i>Charadrius dubius</i>	<i>Petit gravelot</i>	<i>M.N</i>	
66		<i>Pluvialis squatarola</i>	<i>Pluvier argenté</i>	<i>M</i>	
67		<i>Pluvialis apicaria</i>	<i>Pluvier doré</i>	<i>M.H</i>	
68	<i>Burhinidae</i>	<i>Burhinus oedeagnus</i>	<i>Oedicnème criard</i>	<i>M</i>	
69	<i>Scolopacidae</i>	<i>Limosa limosa</i>	<i>Barge à cou noire</i>	<i>M</i>	
70		<i>Limosa lapponica</i>	<i>Barge rousse</i>		
71		<i>Numenius phaeopus</i>	<i>Courlis corlieu</i>		
72		<i>Numenius arquata</i>	<i>Courlis cendré</i>	<i>M.H</i>	
73		<i>Tringa totanus</i>	<i>Chevalier gambette</i>	<i>M.E.H.</i>	
74		<i>Tringa erythropus</i>	<i>Chevalier arlequin</i>	<i>M.E.H</i>	
75		<i>Actitis hypoleucos</i>	<i>Chevalier guinette</i>	<i>S</i>	
76		<i>Philomachus pugnax</i>	<i>Chevalier combattant</i>	<i>M.E</i>	
77		<i>Tringa ochropus</i>	<i>Chevalier à cul blanc</i>	<i>M.E.</i>	
78			<i>Tringa stagnatilis</i>	<i>Chevalier stagnatile</i>	<i>M.E.H</i>
79			<i>Tringa glareola</i>	<i>Chevaliersylvain</i>	<i>M.E</i>
80		<i>Tringa nebularia</i>	<i>Chevalier aboyeur</i>	<i>M.H</i>	
81		<i>Arenaria interpres</i>	<i>Tournepieuvre à collier</i>		
82		<i>Lymnocyptes minimus</i>	<i>Bécasseau sourde</i>	<i>M.H</i>	
83		<i>Gallinago gallinago</i>	<i>Bécasseau des marais</i>	<i>M.H</i>	

84		<i>Calidris temminckii</i>	<i>Bécasseau temminck</i>	<i>M.E</i>
85		<i>Calidris alba</i>	<i>Bécasseau sanderling</i>	<i>M.H</i>
86		<i>Calidris ferruginea</i>	<i>Bécasseau corcoli</i>	<i>M.E</i>
87		<i>Calidris minuta</i>	<i>Bécasseau minute</i>	<i>M.E</i>
88		<i>Calidris canuta</i>	<i>Bécasseau maubéche</i>	<i>M.E</i>
89		<i>Calidris alpina</i>	<i>Bécasseau variable</i>	<i>M.E</i>

Liste des espèces d'oiseaux observées dans la zone humide de Réghaïa

N°	Famille	Nom scientifique	Nom français	Statut
90	<u>Laridae</u>	<i>Larus caehinnans</i>	<i>Goeland leucophée</i>	<i>Niche sur l'îlot</i>
91		<i>Larus canus</i>	<i>Goeland cendré</i>	<i>M.H</i>
92		<i>Larus ridibundus</i>	<i>Mouette rieuse</i>	<i>M.H</i>
93		<i>Larus melanocephalus</i>	<i>Larus mélanocéphale</i>	
94		<i>Larus minutus</i>	<i>Mouette pygmé</i>	
95		<i>Rissa tridactyla</i>	<i>Mouette tridactyle</i>	
96		<i>Chlidonias niger</i>	<i>Guifette noire</i>	<i>M.E</i>
97		<i>Chlidonias hybridus</i>	<i>Guifette moustac</i>	<i>M.H</i>
98		<i>Chlidonias leucopterus</i>	<i>Guifette leucoptère</i>	<i>M</i>
99		<i>Gelochelidon nilotica</i>	<i>Sterne hansel</i>	<i>M</i>
100		<i>Sterna albifrons</i>	<i>Sterne naine</i>	<i>M</i>
101		<i>Sterna sanduicensis</i>	<i>Sterne caugek</i>	<i>M</i>
102		<i>Sterna caspia</i>	<i>Strene caspienne</i>	<i>M.H</i>
103		<i>Larus fuscus</i>	<i>Goeland brun</i>	<i>M.H</i>
104	<u>Columbidea</u>	<i>Columba livia</i>	<i>Pigeon biset</i>	<i>S</i>
105		<i>Columba palumbus</i>	<i>Pigeon ramier</i>	<i>M</i>
106		<i>Streptopelia turtur</i>	<i>Tourterelle des bois</i>	<i>M</i>
107		<i>Streptopelia senegalensis</i>	<i>Tourterelle maillée</i>	<i>S</i>
108		<i>Streptopelia decaocto</i>	<i>Tourterelle turque</i>	<i>M</i>
109	<u>Cuculidae</u>	<i>Cuculus canorus</i>	<i>Coucou gris</i>	
110	<u>Tytonidae</u>	<i>Tyto alba</i>	<i>Chouette effraie</i>	<i>S</i>
111	<u>Strigidae</u>	<i>Otus scops</i>	<i>Hibou petit-duc</i>	
112		<i>Asio flammeus</i>	<i>Hibou des marais</i>	
113		<i>Athene noctua</i>	<i>Chouette chevêche</i>	
114	<u>Apodidae</u>	<i>Apus melba</i>	<i>Martinet alpin</i>	
115		<i>Apusp apus</i>	<i>Martinet noir</i>	<i>M.E</i>
116		<i>Apus pallidus</i>	<i>Martinet pâle</i>	<i>S</i>
117	<u>Alcedinidae</u>	<i>Alcedo atthis</i>	<i>Martin pêcheur</i>	
118	<u>Upudidae</u>	<i>Upupa epops</i>	<i>Huppe fasciée</i>	<i>S.N</i>
119	<u>Meropidae</u>	<i>Merops apiaster</i>	<i>Guêpier d'Europe</i>	
120	<u>Picidea</u>	<i>Jynx torquilla</i>	<i>Torcol fourmilier</i>	<i>S</i>
121	<u>Alaudidae</u>	<i>Calandrella brachydactyla</i>	<i>Alouette calandrelle</i>	<i>M.E</i>
122		<i>Meelanocoryypha calandra</i>	<i>Alouette calandre</i>	
123		<i>Alauda arvensis</i>	<i>Alouette des champs</i>	<i>M.H</i>
124		<i>Galerida cristata</i>	<i>Cochevis huppé</i>	<i>N</i>
125	<u>Hirundidae</u>	<i>Hirundo rustica</i>	<i>Hirondelle de cheminée</i>	
126		<i>Riparia riparia</i>	<i>Hirondelle de rivage</i>	<i>M.E</i>

127		<i>Hirundo daurica</i>	<i>Hirondelle rousseline</i>	
128		<i>Ptyonoooprogne rupestris</i>	<i>Hirondelle de rochers</i>	
129		<i>Delichon urbica</i>	<i>Hirondelle de fenêtre</i>	<i>M.H</i>
130	<i>Motacillidae</i>	<i>Anthus trivialis</i>	<i>Pipit des arbres</i>	
131		<i>Anthus pratensis</i>	<i>Pipit des prés</i>	<i>M.H</i>
132		<i>Anthus cervinus</i>	<i>Pipit à gorge rousse</i>	<i>M.H</i>
133		<i>Anthus spinoletta</i>	<i>Pipit sponcielle</i>	<i>M.H</i>
134		<i>Anthus spinoletta</i>	<i>Pipit maritime</i>	

(suite)

Liste des espèces d'oiseaux observées dans la zone *humide de Réghaïa*

N°	Famille	Nom scientifique	Nom français	Statut
135		<i>Anthus campestris</i>	<i>Pipit rousseline</i>	
136		<i>Motacilla alba</i>	<i>Bergeronnette grise</i>	<i>M.H</i>
137		<i>Motacilla flava</i>	<i>Bergeronnette printanière</i>	<i>M</i>
138		<i>Motacilla cinerea</i>	<i>Bergeronnette des ruisseaux</i>	
139	<i>Pycnonotidae</i>	<i>Pycnonotus barbatus</i>	<i>Bulbul des jardin</i>	<i>S.N</i>
140	<i>Laniidae</i>	<i>Tchagra senegala</i>	<i>Tchagra à tête noire</i>	<i>N</i>
141		<i>Lanius excubitor</i>	<i>Pie-grièche grise</i>	<i>S</i>
142		<i>Lanius senator</i>	<i>Pie-grièche à tête rousse</i>	<i>M</i>
143	<i>Sylviidae</i>	<i>Locustelle naevia</i>	<i>Locustelle tachetée</i>	
144		<i>Locustelle luscinioides</i>	<i>Locustelle lusciniôide</i>	<i>N</i>
145		<i>Acrocephalus scipaceus</i>	<i>Rousserole effarvatte</i>	<i>N</i>
146		<i>Acrocephalus arundinaceus</i>	<i>Rousseline turdoïde</i>	<i>N</i>
147		<i>Acrocephalus melanopogon</i>	<i>Lusciniolle à moustaches</i>	<i>H</i>
148		<i>Acrocephalus schoenobaenus</i>	<i>Pragmite des joncs</i>	
149		<i>Cettia cetti</i>	<i>Bouscale de cetti</i>	<i>S</i>
150		<i>Cisticola juncidis</i>	<i>Cisticole des joncs</i>	<i>S</i>
151		<i>Acrocephalus paludicola</i>	<i>Phragmite aquatique</i>	
152		<i>Hippolais icterina</i>	<i>Hypolais ictéérine</i>	
153		<i>Hippolais polyglotta</i>	<i>Hypollais polyglotte</i>	
154		<i>Hippolais pallida</i>	<i>Hypolais pale</i>	
155		<i>Sylvia communis</i>	<i>Fauvette grisette</i>	<i>N</i>
156		<i>Sylvia borin</i>	<i>Fauvette des jardins</i>	
157		<i>Sylvia atricapilla</i>	<i>Fauvette à tête noire</i>	<i>S.N</i>
158		<i>Sylvia melanocephala</i>	<i>Fauvette mélanocéphale</i>	<i>S</i>
159		<i>Sylvia rueppelli</i>	<i>Fauvette de Rüppelle</i>	
160		<i>Sylvia conspicillata</i>	<i>Fauvette à lunettes</i>	
1161		<i>Sylvia sarda</i>	<i>Fauvette sarde</i>	
162		<i>Sylvia undata</i>	<i>Fauvette pitchou</i>	<i>M</i>
163		<i>Phylloscopus trochilus</i>	<i>Pouillot fitis</i>	
164		<i>Phylloscopus collybita</i>	<i>Pouillot vélocé</i>	<i>M.H</i>

165		<i>Phylloscopus sibilatrix</i>	Pouillot siffleur	
166	<i>Muscicapidae</i>	<i>Muscicapa striata</i>	Gobe –mouche gris	
167		<i>Ficedula hypoleuca</i>	Gobe- mouche noir	
168	<i>Turdidae</i>	<i>Saxicola torquata</i>	Traquet pâtre	
169		<i>Saxicola rubetra</i>	Traquet des prés	
170		<i>Oenanthe oenanthe</i>	Traquet motteux	
171		<i>Oenanthe hispanica</i>	Traquet oreillard	
172		<i>Turdus merula</i>	Merle noir	S.N
173		<i>Turdus torquatus</i>	Merle à plastron	
174		<i>Phoenicurus ochrusos</i>	Rouge queue noir	
175		<i>Phoenicurus phoenicurus</i>	Rouge queue à front blanc	

(suite)

Liste des espèces d'oiseaux observées dans la zone humide de Réghaïa

N°	Famille	Nom scientifique	Nom français	Statut
176		<i>Erithacus rubecula</i>	Rouge gorge	M.E.H
177		<i>Luscinia svecica</i>	Gorge bleue à miroir	M.H
178		<i>Luscinia megarhncchos</i>	Rossignole philomèle	M
179		<i>Cercotrichas galactotes</i>	Agrobate roux	
180		<i>Turdus philomelos</i>	Grive musicienne	
181	<i>Paridae</i>	<i>Parus caeruleus</i>	Mésange bleue	S.N
182		<i>Parus major</i>	Mésange charbonnière	S
183	<i>Troglodytidae</i>	<i>Troglodytes troglodytes</i>	Troglodyte mignon	N
184	<i>Emberizidae</i>	<i>Emberiza hotulana</i>	Bruant ortolan	
185		<i>Emberiza schoeniclus</i>	Bruant des roseaux	M.H
186		<i>Miliaria calandra</i>	Bruant proyer	
187	<i>Fringillidae</i>	<i>Fringilla coelebs</i>	Pinson des arbres	N
188		<i>Fringilla montifringilla</i>	Pinson du nord	
189		<i>Carduelis carduellis</i>	Chardonneret élégant	S.N
190		<i>Carduelis chloris</i>	Verdier d'Europe	S
191		<i>Coccothraustes coccothraustes</i>	Gros- bec casse noyaux	
192		<i>Acanthis caccabina</i>	Linotte mélodieuse	N
193		<i>Serinus serinus</i>	Serin ceni	N
194	<i>Phoecidae</i>	<i>Passer hispaniolensis</i>	Moineau espagnol	S
195		<i>Passer domesticus</i>	Moineau domestique	S
196			Moineau hybride	
197	<i>Sturnidae</i>	<i>Sturnus vulgaris</i>	Etourneau sansonnet	M.H
198		<i>Sturnus unicolor</i>	Etourneau unicolore	S
199	<i>Oriolidae</i>	<i>Oriolus oriolus</i>	Loriot d'Europe	
200	<i>Corvidae</i>	<i>Corvus corax</i>	Grand corbeau	S
201		<i>Pica pica</i>	Pie bavarde	

La liste des espèces d'oiseaux protégées observés au niveau de la réserve naturelle du lac de Réghaïa Décret N°83-509 du 20 août 1983

N°	Familles	Nom scientifique	Nom Français
----	----------	------------------	--------------

01	<i>Phalacrocoracidae</i>	<i>Phalacrocorax carbo</i>	<i>Grand cormoran</i>	
02	<i>Ardeidae</i>	<i>Ardea purpurea</i>	<i>Héron pourpré</i>	
03		<i>Nycticorax nycticorax</i>	<i>Héron bihoreau</i>	
04		<i>Ardea ralloides</i>	<i>Héron crabier</i>	
05		<i>Ixobrychus minutus</i>	<i>Blongios nain</i>	
06		<i>Botaurus stellaris</i>	<i>Butor étoile</i>	
07		<i>Egretta garzetta</i>	<i>Aigrette garzette</i>	
08		<i>Egretta alba</i>	<i>Grande aigrette</i>	
09		<i>Threskiornithidae</i>	<i>Platalea leucorodia</i>	<i>Spatule blanche</i>
10	<i>Plegadis falcinellus</i>		<i>Ibis falcinelle</i>	
11	<i>Ciconiidae</i>	<i>Ciconia ciconia</i>	<i>Cigogne blanche</i>	
12	<i>Phoenicopteridea</i>	<i>Phoenicopterus ruber</i>	<i>Flamant rose</i>	
13	<i>Anatidae</i>	<i>Anser anser</i>	<i>Oie cendrée</i>	
14		<i>Tadorna tadorna</i>	<i>Tadorne de belon</i>	
15		<i>Tadorna ferruginea</i>	<i>Tadorne casarca</i>	
16		<i>Marmaronetta angustirostris</i>	<i>Sarcelle marbrée</i>	
17		<i>Aythya nyroca</i>	<i>Fuligule nyroca</i>	
18		<i>Oxyura leucocephala</i>	<i>Erismature à tête blanche</i>	
19		<i>Accipitridae</i>	<i>Elanus caeruleus</i>	<i>Elanion blanc</i>
20			<i>Milvus migrans</i>	<i>Milan noir</i>
21	<i>Circaetus gallicus</i>		<i>Circaète jean -le- blanc</i>	
22	<i>Ciceus aeruginosus</i>		<i>Busard des roseaux</i>	
23	<i>Circus pygargus</i>		<i>Busard cendré</i>	
24	<i>Hieraactus pennatus</i>		<i>Aigle botté</i>	
25	<i>Buteo rufinus</i>		<i>Buse féroce</i>	
26	<i>Pernis apivorus</i>		<i>Bondré apivore</i>	
27	<i>Pandionidae</i>	<i>Pandion haliaetus</i>	<i>Balbusard pêcheur</i>	
28	<i>Falconidae</i>	<i>Falco tinnunculus</i>	<i>Faucon crécerelle</i>	
29		<i>Falco peregrinus</i>	<i>Faucon de pèlerin</i>	
30		<i>Falco subbuteo</i>	<i>Faucon hobereau</i>	
31	<i>Rallidae</i>	<i>Crex crex</i>	<i>Râle de genêts</i>	
32		<i>Porphyrio porphyrio</i>	<i>Poule sultane</i>	
33		<i>Porzana porzana</i>	<i>Marouette ponctuée</i>	
34	<i>Haematopodidae</i>	<i>Haematopus ostralegus</i>	<i>Huîtrier pie</i>	
35	<i>Recurvirostridae</i>	<i>Himantopus himantopus</i>	<i>Echasse blanche</i>	
36		<i>Recurvirostra avocette</i>	<i>Avocette</i>	
37	<i>Laridae</i>	<i>Chlidonias hybridus</i>	<i>Guifette moustac</i>	
38		<i>Gelochelidon nilotica</i>	<i>Sterne hansel</i>	
39		<i>Sterna albifrons</i>	<i>Sterne naine</i>	
40	<i>Cuculidae</i>	<i>Cuculus canorus</i>	<i>Coucou gris</i>	
41	<i>Tytonidae</i>	<i>Tyto alba</i>	<i>Chouette effraie</i>	
42	<i>Strigidae</i>	<i>Otus scops</i>	<i>Hibou petit-duc</i>	
43		<i>Asio flammeus</i>	<i>Hibou des marais</i>	
44		<i>Athene noctua</i>	<i>Chouette chevêche</i>	
45	<i>Alcedinidae</i>	<i>Alcedo atthis</i>	<i>Martin pêcheur</i>	
46	<i>Upupidae</i>	<i>Upupa epops</i>	<i>Huppe fasciée</i>	
47	<i>Meropidae</i>	<i>Merops apiaster</i>	<i>Guépier d'Europe</i>	

**-La liste des espèces d'oiseaux protégées observés au niveau du lac de Réghaia
Décret N°83-509 du 20 août 1983**

<i>N°</i>	<i>Familles</i>	<i>Nom scientifique</i>	<i>Nom Français</i>
48	<i>Picidae</i>	<i>Jynx torquilla</i>	<i>Torcol fourmilier</i>
50	<i>Emberizidae</i>	<i>Emberiza hortulana</i>	<i>Bruant ortolan</i>
51	<i>Fringillidae</i>	<i>Carduelis carduelis</i>	<i>Chardonneret élégant</i>
52		<i>Coccothraustes coccothraustes</i>	<i>Gros- bec casse noyaux</i>
53		<i>Serinus serinus</i>	<i>Serin ceni</i>
54	<i>Sturnidae</i>	<i>Sturnus unicolor</i>	<i>Etourneau unicolore</i>
55	<i>Oriolidae</i>	<i>Oriolus oriolus</i>	<i>Loriot d'Europe</i>

2- Liste des vertébrés au niveau du lac de Réghaia

<i>N°</i>	<i>Genre</i>	<i>Familles</i>	<i>Nom scientifique</i>	<i>Nom français</i>	<i>Statut</i>
01	<i>Carnivores</i>	<i>Viverridae</i>	<i>Genetta genetta</i>	<i>Genette</i>	<i>P</i>
02			<i>Herpeste ichneumon</i>	<i>Mangouste ichneumon</i>	<i>P</i>
03		<i>Canidae</i>	<i>Canis aureus</i>	<i>Chacal</i>	-
04			<i>Canis ruppelli vulpes</i>	<i>Renard famélique</i>	<i>P</i>
05	<i>Omnivores</i>		<i>Sus scorfa</i>	<i>Sanglier</i>	-
06		<i>Rongeurs</i>	<i>Mus musculus</i>	<i>Souris domestique</i>	-
07			<i>Lemniscomys barbarus</i>	<i>Rat rayé</i>	-
08	<i>Insectivores</i>	<i>Erinacidae</i>	<i>Erinaceus algirus</i>	<i>Hérisson d'Algérie</i>	<i>P</i>
09	<i>Herbivores</i>	<i>Lagomorphes</i>	<i>Lepus capensis</i>	<i>Lièvre brun</i>	-
10			<i>Oryctologus cuniculus</i>	<i>Lapin de garenne</i>	-
11		<i>Hystriidae</i>	<i>Hystris cristata</i>	<i>Porc épic</i>	<i>P</i>
12			<i>Clemmys leprosa</i>	<i>Tortue clemmyde</i>	<i>P</i>
13			<i>Gecko de mauritanis</i>	<i>Tarante de Mauritanie</i>	-
14			<i>Lacerta viridis</i>	<i>Lézard vert</i>	-
15			<i>Chaleides ocellides</i>	<i>Seps ocellé</i>	-
16			<i>Colubra sp</i>	<i>Couleuvre fer à cheval</i>	-
17			<i>Natrix natrix</i>	<i>Couleuvre à collier</i>	-
18			<i>Discoglossus pictus</i>	<i>Discoglosse peint</i>	-
19			<i>Hyla sp</i>		-
20			<i>Chamaeleo vulgaris</i>	<i>Caméléon commun</i>	<i>P</i>

3- La liste des espèces d'invertébrés au niveau du lac de Réghaia

<i>N°</i>	<i>Classe et Ordre</i>	<i>Familles</i>	<i>Nom scientifique</i>	<i>Nom français</i>
	<i>CL :Gastéropodes</i>			

01	<i>O : Pulmonés terrestres</i>	<i>Milacidae</i>	<i>Milax nigricans</i>	
02		<i>Zonotidae</i>	<i>Zonites algirus</i>	
03		<i>Helicidae</i>	<i>Helix aspersa</i>	<i>Escargot chagriné</i>
04			<i>Helix aspersa</i>	<i>Escargot naticoïde</i>
05			<i>Helicella sp</i>	<i>Hélicine</i>
06			<i>Euparypha pisana</i>	
07			<i>Eobania vermiculata</i>	
08			<i>Otala punctata</i>	
09			<i>Otala myristigmaea</i>	
10			<i>Stenogyridae</i>	<i>Rumina decollata</i>
11	<i>O : Pulmonés</i>	<i>Limnacididae</i>	<i>Limnaea sp</i>	<i>Limnée</i>
12		<i>Planorbidae</i>	<i>Planorbis sp</i>	
13	<i>CL :Acariens</i>	<i>Eriophyiidae</i>	<i>Eriophyes stefanii</i>	<i>Eriophye</i>
14	<i>CL :Crustacées</i>		<i>Crabe</i>	
	<i>Cl :Mriapodes</i>			
15	<i>O : Pulmenés</i>	<i>Scutigera</i>	<i>Scutigera coleoptrata</i>	<i>Scutigère araneide</i>
16	<i>O :Diplopodes</i>	<i>polydesmidae</i>	<i>Polydesmus complanatus</i>	<i>Poldesmidés</i>
17		<i>Iulidae</i>	<i>Iulus albipes</i>	<i>Iule terrestres</i>
18			<i>Iulus punctatus</i>	
19	<i>O :Chilopodes</i>	<i>Lithobiidae</i>	<i>Lithobius crassipes</i>	<i>Lithobie</i>
20		<i>Scolopendridae</i>	<i>Scolopendra morsitans</i>	<i>Scolopende, Mille pattes</i>
21		<i>Geophilidae</i>	<i>Himantarium sp</i>	
22			<i>Betryogaster subterraneus</i>	
		<i>CL : Insectes</i>		
23	<i>O : Thysanurata</i>	<i>Lepismatidae</i>	<i>Atelura pseudolepisma</i>	
24	<i>O : Odonatoptera</i>	<i>Coenagriidae</i>	<i>Ischnura graellsii</i>	
25			<i>Ceriagrion tenellum</i>	
26		<i>Aeshnidae</i>	<i>Anax imperator</i>	<i>Anax empereur</i>
27		<i>Libellulidae</i>	<i>Orthetrum ramburii</i>	<i>Libellule</i>
28			<i>Crocothemis erythraca</i>	
29			<i>Brachythemis leucosticta</i>	

<i>N°</i>	<i>Classe et Ordre</i>	<i>Familles</i>	<i>Nom scientifique</i>	<i>Nom français</i>
30			<i>Sympetrum depressiusculum</i>	<i>Libellule</i>
31			<i>Trithemis annulata</i>	
32	<i>O :Dictyoptera</i>	<i>Mantidae</i>	<i>Sphodromantis bioculata</i>	<i>Monte à deux yeux</i>

33			<i>Iris oratoria</i>	<i>Iris</i>
34	<i>O :Isoptera</i>		<i>Calotermes flavicollis</i>	
35	<i>O :Phasmoptera</i>		<i>Bacillus rossii</i>	
	<i>O :Orthoptera</i>			
36	<i>S.O :Ensifera</i>	<i>Tettigeniidae</i>	<i>Homorocoryphus nitidulus</i>	<i>Sauterelle verte</i>
37		<i>Gryllidae</i>	<i>Gryllotalpa gryllotalpa</i>	<i>Tupette</i>
38			<i>Gryllus sp</i>	<i>Grillon</i>
39			<i>Gryllus campestris</i>	<i>Grillon champêtre</i>
40	<i>S/O :Caelifera</i>	<i>Acrydiidae</i>	<i>Paratettix meridionalis</i>	
41		<i>Acrididae</i>	<i>Acrida turrata</i>	<i>Acride</i>
42			<i>Omocestus ventralis</i>	
43			<i>Omocestus lucasi</i>	
44			<i>Dociostaurus jagoi jagoi</i>	<i>Criquet</i>
45			<i>Aiolopus thalassinus</i>	<i>Locuste</i>
46			<i>Aiolopus strepens</i>	<i>Locuste des riz</i>
47			<i>Locusta migratoria</i>	<i>Criquet migrateur</i>
48			<i>Oedipoda caerulescens</i>	<i>Oedipode</i>
49			<i>Acrotylus patruelis</i>	<i>Acrotyle ,Criquet</i>
50			<i>Acrotylus longipes</i>	
51			<i>Pezotettix giornai</i>	
52			<i>Tropidopola cylindrica</i>	
53			<i>Calliptamus wattenwyllianus</i>	<i>Criquet</i>
54			<i>Eupreopcnemis plorans</i>	<i>Criquet alerien</i>
55	<i>O : Dermaptera</i>	<i>labiduridae</i>	<i>Anisolabis mauritanica</i>	
56			<i>Labidura riparia</i>	<i>Labidure</i>
57		<i>Forficulidae</i>	<i>Forficula auricularia</i>	<i>Forficula commune</i>
58	<i>O : Heteroptera</i>	<i>Reduviidae</i>	<i>Pirates stridulus</i>	
59			<i>Redivius personatus</i>	<i>Rédive masqué</i>

<i>N°</i>	<i>Classe et Ordre</i>	<i>Familles</i>	<i>Nom scientifique</i>	<i>Nom français</i>
60		<i>Lygaeidae</i>	<i>Oxycarenus lavatae</i>	

61		<i>Pyrrhocoridae</i>	<i>Pyrrhocoris apterus</i>	<i>Punaise tête de mort</i>
62		<i>Coreidae</i>	<i>Centrocarenus spiniger</i>	
63		<i>Pentatemiidae</i>	<i>Cydnus sp fabricius</i>	
64			<i>Aelis sp Fabfcius</i>	
65			<i>Nezara viridula</i>	
66			<i>Carpociris fuscispinus</i>	
67			<i>Peribalus strictus</i>	<i>Léribale</i>
68		<i>Scutelleridae</i>	<i>Graphosoma lineatum</i>	
69			<i>Podops inunctus</i>	
70	<i>O : Homoptera</i>	<i>Aphididae</i>	<i>Aphis solanella</i>	<i>Puceron</i>
71			<i>Aploneura lentisci</i>	
72		<i>Psyllidae</i>	<i>Psylla oloae</i>	<i>Psylle</i>
73		<i>Coccidae</i>	<i>Icerya purchasi</i>	<i>Cochenille australienne</i>
74		<i>Lecaninae</i>	<i>Saissetia oleae</i>	<i>Cochenille noire</i>
75			<i>Ceroplastes sinensis</i>	<i>Céroplaste cireus</i>
76		<i>Diaspinae</i>	<i>Aspidiotus hederae</i>	
77			<i>Aspidiotus spinosus</i>	
78			<i>Quadrspidiotus perniciosus</i>	<i>Cochenille de san José</i>
79			<i>Lepidosaphes destefanii</i>	
80			<i>Lepidosaphes conchyformis</i>	
81		<i>O : Colcoptera</i>	<i>Carabidae</i>	<i>Licinus silphoïdes</i>
82	<i>Chlaenius sp</i>			<i>Chloenie</i>
83	<i>Staphylinidae</i>		<i>Staphylinus olens</i>	<i>Staphylin odorant</i>
84	<i>Histeridae</i>		<i>Hister quadrimaculatus</i>	<i>Hister à 4 points</i>
85	<i>Silphidae</i>		<i>Silpha sinuata</i>	<i>Silphe</i>
86	<i>Coccinellidae</i>		<i>Platynaspis luteorubra</i>	
87			<i>Chilicorus bipustulatus</i>	<i>Chilocore à 2 tachés</i>
88			<i>Scymnus sp</i>	<i>Scymnohine</i>
89			<i>Adonia variegata</i>	
90			<i>Coccinella septempunctata</i>	<i>Coccinelle à 7 points</i>
91			<i>Nephus bipunctatus</i>	
92			<i>Novius cardinalis</i>	<i>Novius cardinal</i>

N°	Classe et Ordre	Familles	Nom scientifique	Nom français
93		<i>Trogidae</i>	<i>Trox sp</i>	
94			<i>Trox sabulosus</i>	
95		<i>Scarabidae</i>	<i>Copris hispanus</i>	<i>Copris</i>

96			<i>Bubas bison</i>	
97			<i>Onthophagus sp</i>	
98			<i>Geotrupes leavigatus</i>	<i>Géotrupe</i>
99			<i>Phyllognatus sp</i>	
100			<i>Oniticellus erraticus</i>	
101			<i>Aphodius sp</i>	<i>Aphodius</i>
102		Cetoniidae	<i>Hoplia sulfurea</i>	
103			<i>Tropinota hirta</i>	
104			<i>Tropinota hirta</i>	
105			<i>Oxythyrea funesta</i>	
106			<i>Cetonia sp</i>	
107			<i>Cetonia cuprea</i>	
108		Lampyridae	<i>Lampyris noctiluca</i>	<i>Lampyre nocture</i>
109		Buprestidae	<i>Capnodis tenebrionis</i>	<i>Bupreste noir du pêcher</i>
110			<i>Anthaxia ignipennis</i>	<i>Anthaxie</i>
111			<i>Trachys pygmaeus</i>	<i>Trachyte</i>
112		Tenebrionidae	<i>Asida silphoides</i>	
113			<i>Micrositus plicatus</i>	
114		Alleculidae	<i>Omoplus ruficollis</i>	
115		Oedemeridae	<i>Oedemera nobilis</i>	<i>Oedémère noble</i>
116		Meloidae	<i>Meloe purpurascens</i>	<i>Méloé</i>
117		Gerambycidae	<i>Agapanthia cardui</i>	<i>Agapanthie des charbon</i>
118		Chrysomelidae	<i>Labidostomis taxicornis</i>	
119			<i>Chrysomela afra</i>	<i>Chrysomèle</i>
120			<i>Timarcha sp</i>	
121			<i>Hispa sp</i>	<i>Hispa</i>
122		Brachyceridae	<i>Branchycerus sp</i>	
123		Curculinidae	<i>Sitona sp</i>	<i>Sitone</i>
124			<i>Sitona lineatus</i>	<i>Sitne du pos</i>
125			<i>Plagiographus excoriatus</i>	
126			<i>Lixus algerus</i>	<i>Lixe</i>
127			<i>Larinus sp</i>	<i>Larin</i>
128			<i>Sphenophorus parumpunctatus</i>	
129	O :Hymenoptera	Chrysididae	<i>Chrysis sp</i>	<i>Chrysis</i>
130		Mutillidae	<i>Myrmilla calva</i>	
131		Eumenidae	<i>Eumenes pomiformis</i>	<i>Eumène</i>
132		Vespidae	<i>Vespa germanica</i>	<i>Guêpe germanique</i>
133		Formicidae	<i>Tapinoma simrothi</i>	<i>Tapinome</i>
134			<i>Messor barbara</i>	
135			<i>Cataglyphis bicolor</i>	<i>Cataglyphe à 2 couleurs</i>

(suite) La liste des espèces d'invertébrés au niveau du lac de Réghaïa

N°	Classe et Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom français
136			<i>Aphaenogaster testaceopilosa</i>	
137		<i>Apidae</i>	<i>Megachile sp</i>	<i>Mégachile</i>
138			<i>Apis mellifica</i>	<i>Abeille domestique</i>
139			<i>Bombus terrestris</i>	<i>Boudon terrestre</i>
140		<i>Aphelinidae</i>	<i>Aphytis mytilaspidis</i>	
141	<i>O :Planipennes</i>		<i>Myrmeleon tetragrammicus</i>	
142	<i>O :Lepidoptera</i>	<i>Papilionidae</i>	<i>Papilio machaon</i>	<i>Machaon</i>
143			<i>Papilio podalirius</i>	<i>Flambé</i>
144		<i>Pieridae</i>	<i>Pieris brassicae</i>	<i>Piérade du chou</i>
145			<i>Pieris rapae</i>	<i>Piérade de la rave</i>
146			<i>Pentia daplidice</i>	
147			<i>Gonepteryx rahmni</i>	<i>Citron</i>
148			<i>Gonepteryx cleopatra</i>	<i>Citron de provence</i>
149			<i>Colias croceus</i>	<i>Le Souci</i>
150		<i>Satyridae</i>	<i>Pararge aegeria</i>	
151		<i>Nymphalidae</i>	<i>Vanessa atalanta</i>	<i>Vulcain ou amiral</i>
152			<i>Vanessa cardui</i>	<i>Vanesse du charbon</i>
153		<i>Lycaenidae</i>	<i>Heodes phaeas</i>	<i>Cuivré de l'oseille</i>
154			<i>Nampides boeticus</i>	
155			<i>Cupido minimus</i>	
156			<i>Polommatus icarus</i>	<i>Agus bleu ou icare</i>
157		<i>Hesperiidae</i>	<i>Hesperia proto</i>	<i>Hespérie</i>
158		<i>Arctiidae</i>	<i>Utetheisa pulchella</i>	
159		<i>Noctuidae</i>	<i>Plusia gamma</i>	<i>Noctuelle gamma</i>
160		<i>saturnidae</i>	<i>Saturnia pyri</i>	<i>Grand paon de nuit</i>
161		<i>Geometridae</i>	<i>Rhodometra sacraria</i>	
162		<i>Lasiocampidae</i>	<i>Gastropacha quercifolia</i>	<i>Gastropache du chêne</i>
163	<i>O :Diptera</i>	<i>Tipulidae</i>	<i>Tipula lueipennis</i>	<i>Tipule</i>
164		<i>Cecidemyidae</i>	<i>Braueriella phillyreae</i>	
165		<i>Culicidae</i>	<i>Culex pipiens</i>	
166		<i>Tabanidae</i>	<i>Tabanus bromius</i>	<i>Taon bruyant</i>
167		<i>Syrphidae</i>	<i>Syrphus balteatus</i>	<i>Syrphe à ceintures</i>
168			<i>Syrphus corollae</i>	<i>Syphe enguirlande</i>
169		<i>Calliphiridae</i>	<i>Lucilia sp</i>	<i>Lucilie</i>
170		<i>Trypetidae</i>	<i>Acanthiophilus helianthi</i>	

4-La listes des espèces d'invertébrés protégée par la loiAlgérienne

N°	Classe et Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom français
01	<i>O : Odonatopera</i>	<i>Aehnidae</i>	<i>Anax imperator</i>	<i>Anax empereur</i>
02	<i>O :Dicyoptera</i>	<i>Mantidae</i>	<i>Sphodromantis bioculata</i>	<i>Monte à deux yeux</i>

03			<i>Iris oratoria</i>	<i>Iris</i>
04	<i>O :Colcoptera</i>	<i>Carabidae</i>	<i>Licinus silphoïdes</i>	<i>Licene</i>
05		<i>Silphidae</i>	<i>Silpha sinuata</i>	<i>Silphe</i>
06		<i>Coccinellidae</i>	<i>Chilocorus bipustulatus</i>	<i>Chilocorne à deux tâches</i>
07			<i>Coccinella septempunctata</i>	<i>Coccinelle à 7 points</i>
08		<i>Buprestidae</i>	<i>Trachys pygmaeus</i>	<i>Trachyte</i>
09		<i>Curculinidae</i>	<i>Lixus algirus</i>	<i>Lixe</i>
10	<i>O :Hymenoptera</i>	<i>Chrysidae</i>	<i>Chrysis</i>	<i>Chrysis</i>
11		<i>Vespidae</i>	<i>Vespa germanica</i>	<i>Guêpe germanique</i>
12		<i>Formicidae</i>	<i>Cataglyphis bicolor</i>	<i>Cataglyphe à 2 couleurs</i>
13		<i>Apidae</i>	<i>Apis mellifica</i>	<i>Abeille domestique</i>
14			<i>Bombus terrestris</i>	<i>Bourdon terrestre</i>
15	<i>O :Lepidoptera</i>	<i>Papilionidae</i>	<i>Papilio machaon</i>	<i>Machaon</i>
16		<i>Pieridae</i>	<i>Gonepteryx rahmni</i>	<i>Citron</i>
17			<i>Colias croceus</i>	<i>Le Souci</i>
18		<i>Nymphalidae</i>	<i>Vanessa atalanta</i>	<i>Vulcain ou amiral</i>
19		<i>Lycaenidae</i>	<i>Polyommatus icarus</i>	<i>Agus bleu ou icare</i>
20	<i>O :Diptera</i>	<i>Syrphidae</i>	<i>Syrphus corollae</i>	<i>Syphe enguirlandé</i>

Annexe(2)Liste floristique du lac de Réghaïa (suite)

N°	Familles	Nom scientifique	Répartition biogéographique
44	Aracées	<i>Arumitalicum</i> Mill	Méditerranée
45		<i>Arisarumvulgare</i>	Méditerranée
46	Aceracées	<i>Aegilops trunciensis</i>	Méd- irranienne
47	Aristolochacées	<i>Aristolochialonga</i>	Méditerranée
48	Amaryllidacées	<i>Agave americana</i>	Naturalisée
49		<i>Ammophilaarenaria</i> (L) Link	Circumboréale
50		<i>Narcissus elegans</i> (Haw) Spach	Méditerranée
51		<i>Narcissustazetta</i>	Euro- Méditerranée
52		<i>Pancratiummaritimum</i>	Méditerranée
53		Araliacées	<i>Hedera helix</i> L
54	Anacardiacees	<i>Pistacialentiscus</i> L	Méditerranée
55	Apocynacées	<i>Neriumoleander</i>	Méditerranée
56	Boraginacées	<i>Boragoofficinalis</i> L	Euro-méditerranée
57		<i>Cynoglossumcreticum</i>	Méditerranée
58		<i>Echiumsabulicola</i>	-
59		<i>Echiumplantaginum</i>	Méditerranée
60		<i>Echiumitalicum</i>	Méditerranée
61		Brassicacées	<i>Brassicanapus</i> L
62	<i>Eryngiumcampestre</i>		Euro-méditerranée
63	<i>Eryngiumtricuspidatum</i>		Méditerranée
64	<i>Eryngiummaritimum</i>		Euro-méditerranée
65	<i>Hirshfeldiaincana</i>		Méditerranée0000
66	<i>Rapistrumrugosum</i>		Méditerranée
67	<i>Sinapisarvensis</i>		Paléo-temperée
68	Caryophyllacées	<i>Atractyliscancellata</i>	Méditerranée
69		<i>Cerastium glomeratum</i>	Cosmopolite
70		<i>Polygonumtetraphyllum</i>	Méditerranée
71		<i>Spergulariaruba</i>	-
72	Chenopodiacees	<i>Atriplexpatula</i>	Circumborée
73		<i>Beta vulgaris</i>	Euro-asiatique
74		<i>Chenopodium album</i>	Cosmopolite
75		<i>Chenopodiumambrosioides</i>	Amérique
76	Convolvulacées	<i>Calystegiasepium</i> (L) .R	Paléo-temperée
77		<i>Convolvulus altheoides</i> L	Méditerranée
78		<i>Convolvulus arvensis</i> L	Euro-asiatique
79		<i>Convolvulus contabrica</i> L	Méditerranée
80		<i>Convolvulus tricolor</i> L	Méditerranée
81	Cactacées	<i>Opuntia-ficus indica</i>	-
82	Cyperacées	<i>Cyperusrotundus</i> L	Sub- tropical /tropical
83		<i>Cyperuslongus</i> L	Paléo – Sub-tropical
84		<i>Carex divisa</i>	Atlantico-Méditerranée
85		<i>Carex muricata</i>	Euro-asiatique
86		<i>Scirpuslacustris</i>	Cosmopolite

.../...

Liste floristique du lac de Réghaïa (suite)

N°	Familles	Nom scientifique	Répartition biogéographique
87	Crucifères	<i>Crypsisalopecuroides</i>	Paléo-temperée
88		<i>Capsellabursa-pastoris</i> L	Méditerranée
89		<i>Raphanusraphanistrum</i>	Méditerranée
90		<i>Lobulariamaritima</i> (L) Deso	Méditerranée
91	Citacées	<i>Cistusvullosus</i>	-
92	Celastiacees	<i>Evonymuslatifolius</i> (L) Scop	Euro-méditerranée
93	Cucurbitacees	<i>Bryoniadioica</i>	Euro-asiatique
94	Dipsacées	<i>Dipsacussylvestris</i> Mill	Euro-Asiatique
95		<i>Scabiosaatropurpurea</i> L	Méditerranée
96	Dicotyledonacées	<i>Digitariasanguinalis</i> (L) Scop	Thermo-cosmopolite
97	Euphorbiacés	<i>Euphorbiaexigua</i> L	Méditerranée
98		<i>Euphorbiahelioscopia</i> L	Euro-Asiatique
99		<i>Euphorbiaepeplis</i> L	Méditerano-atlantique
100		<i>Euphorbiaakenocarpa</i> Guss	Méditerranée
101		<i>Euphorbiapubescens</i> vahl	Méditerranée
102		<i>Mercurialisannua</i> L	Méditerranée
103		Elatinacées	<i>Epilobiumtetragonum</i>
104	Fabacées	<i>Hedysarumflexuosum</i>	-
105		<i>Dorycniumpentaphyllum</i>	Méditerranée
106		<i>Calycotomespinosa</i> L Lank	Méditerranée
107		<i>Coronillajuncea</i> L	Méditerranée
108		<i>Medicagohispida</i> Gaerth	Méditerranée
109		<i>Melilotusinfesta</i> Guss	Méditerranée
110		<i>Trifolium angustifolium</i> L	Méditerranée
111		<i>Trifoliumcampestre</i> Schreb	Paléo- tempérée
112		<i>Trifolium pallidum</i> Waldst et Kit	Méditerano-européene
113		<i>Trifolium resupinatum</i> L	Méditerranée
114		<i>Trifolium spumosum</i> L	Méditerranée
115		<i>Trifolium tomentosum</i>	Méditerranée
116		<i>Trifolium squarrosum</i>	Méditerranée
117		<i>Astragalus monspessulanus</i>	Méditerano-européene
118	<i>Vicia sativa</i> L	Méditerranée	
119	Fagacées	<i>Quercus ilex</i> L	Méditerranée
120		<i>Quercus coccifera</i> L	Méditerranée
121	Fumariacées	<i>Fumariacapreolata</i>	Méditerranée
122	Galinacées	<i>Galium aparine</i> L	Paléo- tempérée
123	Gentianacées	<i>Centauriumspicatum</i> (L) Fritsch	Méditerranée
124		<i>Blackstoniaperfoliata</i> L	Méditerranée
125	Geraniacées	<i>Erodiummoschatum</i>	Méditerranée
126		<i>Geranium dissectum</i> L	Euro-asiatique
127	Inulacées	<i>Inulaviscosa</i> (L) Ait	Circum -méditerranée
128	Iridées	<i>Iris pseudacorus</i> L	Euro-asiatique et Méditerranée

ANNEXE 3

Formulaire : tests de sensibilité des larves de moustiques aux insecticides

Test N°: 3

Espèce : *Culex pipiens*
 Nom du gîte : Entrée Reghaia
 Souche : Sauvage
 C/S :
 Remarques :

Date : 11/07/2016
 Lieu : Laboratoire
 Opérateur : LADJ Nesrine
 Meghenem Lineb

Insecticide : Aetichic
 Synergiste : /

Contact : Ingestif
 Lecture 24 h
 Température de l'eau : 25°C

Témoins H ₂ O		Sol°		Tot	
V	21	10	19		60
M	3	5	1		9
Ny	1	0	5		6
% mortalité					12%

Dose mg/l: 0.1		Sol°		Tot	
V	0	1	1		2
M	25	23	25		73
Ny	0	1	0		1
% mortalité					96.05%

Dose mg/l: 0.05		Sol°		Tot	
V	2	0	1		3
M	23	25	23		71
Ny	0	0	1		1
% mortalité					34.66%

Dose mg/l: 0.025		Sol°		Tot	
V	15	10	12		27
M	9	15	13		37
Ny	1	0	0		1
% mortalité					56.92%

Dose mg/l: 0.016		Sol°		Tot	
V	9	11	19		39
M	14	13	6		33
Ny	2	1	0		3
% mortalité					44%

Dose mg/l: 0.014		Sol°		Tot	
V	14	12	14		40
M	7	14	10		31
Ny	4	1	1		6
% mortalité					40.26%

Dose mg/l: 0.0125		Sol°		Tot	
V	17	22	9		48
M	8	3	14		25
Ny	0	0	2		2
% mortalité					33.33%

Dose mg/l:		Sol°		Tot	
V					
M					
Ny					
% mortalité					

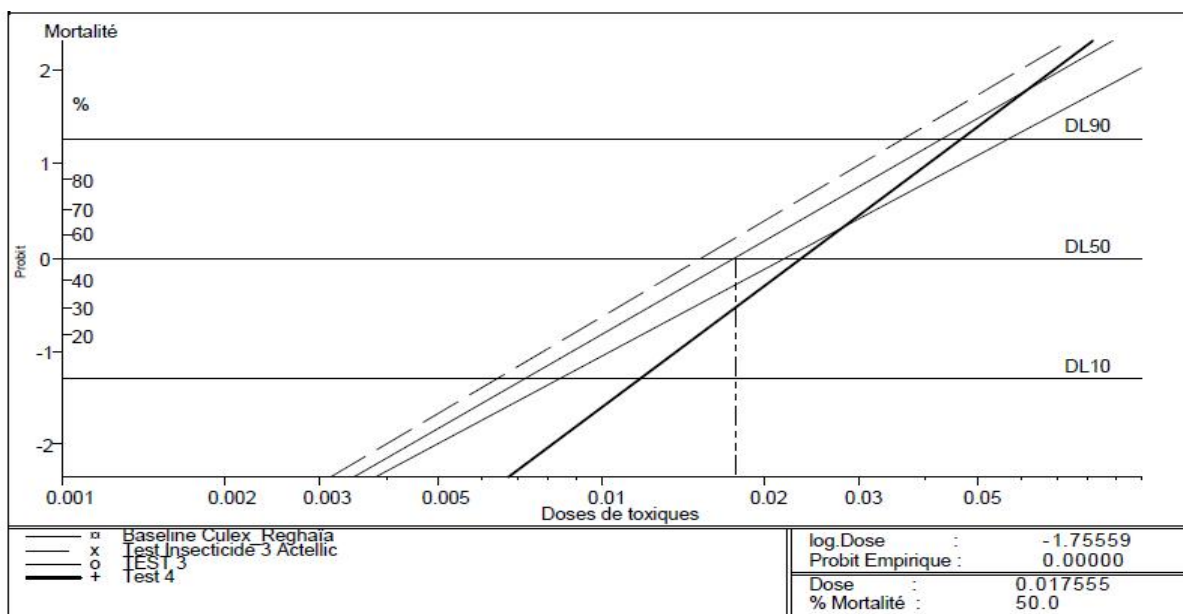
Dose mg/l:		Sol°		Tot	
V					
M					
Ny					
% mortalité					

Dose mg/l:		Sol°		Tot	
V					
M					
Ny					
% mortalité					

Dose mg/l:		Sol°		Tot	
V					
M					
Ny					
% mortalité					

Dose mg/l:		Sol°		Tot	
V					
M					
Ny					
% mortalité					

Annexe 4 :



— α	Baseline Culex_Reghaia	[Test 1.TXT du 21/06/2016]	Y = 5.81071 + 3.30983 * X	
DL90	-1.36834e+00 4.28209e-02	3.56138e-02	5.60150e-02	
DL50	-1.75559e+00 1.75552e-02	1.42446e-02	2.06111e-02	non estimée
DL10	-2.14284e+00 7.19710e-03	4.49649e-03	9.60966e-03	
— x	Test Insecticide 3 Actellic	[Test 2.TXT du 29/06/2016]	Y = 6.18950 + 3.40577 * X	
DL90	-1.44102e+00 3.62228e-02	2.99040e-02	4.54392e-02	
DL50	-1.81736e+00 1.52279e-02	1.12949e-02	1.88897e-02	9.53038e-02
DL10	-2.19370e+00 6.40177e-03	3.70932e-03	9.03156e-03	
— o	TEST 3	[Test 3.TXT du 14/07/2016]	Y = 5.11753 + 3.08040 * X	
DL90	-1.24523e+00 5.68551e-02	3.95070e-02	1.29788e-01	
DL50	-1.66132e+00 2.18111e-02	1.62586e-02	2.90011e-02	non estimée
DL10	-2.07741e+00 8.36731e-03	3.56976e-03	1.21465e-02	
— +	Test 4	[Test 4.TXT du 12/07/2016]	Y = 7.01360 + 4.30046 * X	
DL90	-1.33285e+00 4.64675e-02	3.97287e-02	5.65943e-02	
DL50	-1.63090e+00 2.33940e-02	1.79638e-02	2.79305e-02	3.16764e-02
DL10	-1.92894e+00 1.17777e-02	7.07864e-03	1.58172e-02	

Résumé:

L'étude de la bioécologie de l'espèce *Culex pipiens* est réalisée dans différents gîtes de lac de Réghaïa qui appartiennent à l'étage bioclimatique Subhumide à hiver doux. Une technique d'échantillonnage est appliquée pour la récolte des larves avec une louche. Les résultats d'échantillonnages entrepris sur les différents gîtes au lac de Reghaïa révèlent que la dynamique de la population de *Culex pipiens* est différente d'un gîte à un autre, elle est beaucoup plus importante dans les gîtes pollués par les matières organiques. L'espèce *Culex pipiens* semble être attirée par les eaux riches en matières organiques ce qui se traduit par un développement rapide et une dynamique importante. Les tests de sensibilité à l'insecticide sont effectués sur les larves L3 et L4 de *Culex pipiens* avec une relation dose mortalité qui révèle que la population larvaire du lac Reghaïa est une population hétérogène, et les résultats préliminaires de l'essai de détection du Virus West Nile par la technique de la RT-PCR ne mettent pas en évidence le Virus.

Mots-clés: *Culex pipiens*, Dynamique de la population, Test insecticide, Virus West Nile, Lac de Reghaïa,