

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE

SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE 8 MAI 1945 GUELMA

FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET SCIENCES DE LA

TERRE ET DE L'UNIVERS

DEPARTEMENT D'ECOLOGIE ET GENIE DE L'ENVIRONNEMENT



Mémoire de Master

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Ecologie et Environnement

Option : Biodiversité et Environnement

**Etude expérimentale sur le suivi de cycle de
vie de *Ischnura graellsii***

Présenté par :

Sellami Rania

Devant le jury :

Président : Dr.ROUIBI Abdelhakim

MCB

Univ-Guelma

Examineur : Pr. HOUHAMDIMoussa

Pr

Univ-Guelma

Encadreur :Dr.BAALOU DJ Affef

MCA

Univ-Guelma

Co/ encadreur : Dr.KHELIFA Rassim

Phd

Univ-vancouver

ANNÉE ACADÉMIQUE 2019-2020

Remerciements

Je remercie le bon dieu, grand miséricordieux de m'avoir donné la patience, le courage et la volonté pour réaliser ce travail

J'adresse également mes sincères remerciements aux membres du jury qui ont accepté d'évaluer ce travail et malgré leur occupation, ils ont eu le temps d'évaluer ce travail et nous faire part de leurs critiques qui ne feront qu'améliorer la qualité de ce travail. Je cite en particulier :

Monsieur Moussa HOUHAMI (Professeur, Université 8 mai 1945 – Guelma –), qui me fait l'honneur d'examiner et de juger ce travail. Je lui exprime ma profonde gratitude.

Monsieur Rouibi Abdelhakim (Docteur, Université 8 mai 1945 – Guelma), pour l'honneur qu'il me fait en présidant mon jury de soutenance.

Je m'adresse mes profonds remerciements en premier lieu à celui qui m'orienté, aidé et encouragé tout le temps. Mon encadreur Mme «Baaloudj Affef». Qui n'a cessé de me prêter sa soutien scientifique et moral. Je la remercie chaleureusement pour sa disponibilité malgré un emploi du temps toujours chargé. Sa confiance, sa gentillesse, Je remercie vivement et qu'elle veuille trouver ici l'expression de mon profond respect, Tous les mots ne peuvent exprimer ma profonde gratitude.

Merci de me donner le petit coup de pied au derrière dont j'ai besoin pour continuer d'avancer.

T'ai-je déjà dit à quel point j'ai su t'apprécier ?

Je t'adore tellement Madame

Je m'adresse mes profonds remerciements aussi à mon co-encadreur Dr Rassim Khelifa pour son aide, son soutien scientifique et ces multiples conseils, que Dieu le bénisse.

*Avec tout l'amour, la loyauté et les mots pétillants de remerciements et de louanges. D'un cœur rempli de fraternité, j'adresse mes plus chaleureux remerciements à mes papillons **Meriem fecih** et **Bouthaina Maghni** pour tous leurs efforts dans cette expérience*

Il m'est également agréable d'exprimer ma profonde gratitude à :

***Mme Ratibahimer** ; la technicienne de laboratoire, sans qui nous n'aurions pas pu compléter notre expérience, pour son aide et sa motivation constantes pour nous et pour son humanité.*

J'espère que Dieu vous protégera toujours

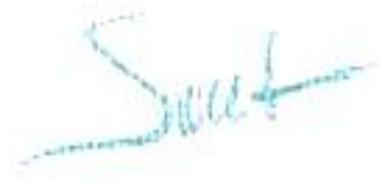
*Je n'oublierai jamais l'aide précieuse sur terrain de **Dr Hichem Amari***

*Toutes les expressions de remerciements et de gratitude à **Abi Al-Ghali Abdulaziz**. Pour sa compréhension, son accompagnement, ses conseils et sa disponibilité constante tout au long des travaux, notamment lors de la collecte des lentilles d'eau. Malgré la détérioration de sa santé. Je te dédie mon âme, papa*

*Je ne dois pas oublier mon **oncle Youssef** le papa de ma chère amie **Bouthaina Maghni** j'espère que Dieu le préservera. Pour l'aider et ses fatigue avec nous, je ne l'oublierai jamais*

*Et en fin. Avec ma grande gratitude ma s'insérer remerciements à tous ceux qui ont eu le grand mérite d'accomplir ce travail dont tous les membres de la famille de Meryem, en particulier ma tante **Masouda**. Je vous remercie beaucoup pour votre appréciation et votre respect, merci chère Maryam pour tout ce que vous avez partagé avec nous.*

Merci à tous de m'aider à devenir meilleur



Dédicaces

Je dédie ce modeste travail :

À mon très cher Père **Abed al AZIIZE**

Qui a sacrifié ses jours et ses nuits pour mon éducation et mon bien être, et pour tout ce qu'il a fait pour moi. **PAPA** : Tes conseils ont toujours guidé mes pas vers la réussite. Ta patience sans fin, ta compréhension et ton encouragement sont pour moi le soutien indispensable que tu as toujours su m'apporter. Je te dois ce que je suis aujourd'hui et ce que je serai demain et je ferai toujours de mon mieux pour rester ta fierté et ne jamais te décevoir. Que Dieu le tout puissant te préserve, t'accorde santé, bonheur, quiétude de l'esprit et te protège de tout

À ma très chère et douce Mère **Hayat Felfouli**,

Qui est toujours près de moi. Tu m'as comblé avec ta tendresse et affection tout au long de mon parcours. Tu n'as cessé de me soutenir et de m'encourager durant toutes les années de mes études, tu as toujours été présente à mes côtés pour me consoler quand il fallait. En ce jour mémorable, pour moi ainsi que pour toi. Puisse le tout puissant te donner santé, bonheur et longue vie afin que je puisse te combler à mon tour.

À mon adorable sœur **Radhwaet Khadidja** mes chers frères **souheil** et **Mohammed**

À mes plus chers êtres au monde, mon fiancé **Meguellatni Med Amin** pour leur aide et conseil leur soutien moral, leur encouragement continuel

En dernier lieu c'est à tout le reste de ma famille. Mes oncles, mes tantes, mes cousins, cousines et mes amis(es), et à tous mes enseignants

TABLE Des Matières

Liste des figures

Liste des tableaux

Première partie : Synthèse bibliographique

Introduction	1
CHAPITRE I Biologie et Ecologie des Odonates	4
1. Historique et évolution des Odonates :	4
1.1 Etymologie du nom Odonate :	5
1.2 Systématique et classification :	5
1.3 Description des sous ordres :	6
2. Morphologie des odonates :	7
2.1 Adulte :	7
2.1.1 La tête :	7
2.1.2 Le thorax :	8
2.1.3 Les pattes :	9
2.1.4 Les ailes :	9
2.1.5 L'abdomen :	10
2.2 Larve :	11
2.2.1 Les appendices anaux des larves :	12
2.3 Cycle de vie :	12
2.3.1 La ponte et l'incubation :	13
2.3.2 Stade larvaire :	15
2.3.3 La Métamorphose et l'émergence :	16
2.3.4 Stade adulte :	16

2.3.5	La période de maturation :.....	17
2.3.6	Reproduction :	17
2.4	Régime alimentaire :.....	18
3.	Les Coenagrionidae :	19
3.1.	Espèce <i>Ischnura graellsii</i> :	19
3.1.1	Critères à distance :	21
3.1.2	Critères en main :.....	21
3.1.3	Ecologie de l'espèce :.....	22
3.1.4	Période de vol de l'espèce :.....	22
3.1.5	Répartition et statut :.....	22
3.1.6	Habitats :	22
CHAPITRE II Les Lentilles d'eau et la Pollution aquatique		23
4	Les lentilles d'eau :.....	23
4.1	Lemna minor :	23
4.1.1	Classification et taxonomie :	23
4.1.2	Répartition et écologie de l'espèce :.....	24
4.2	Lemna gibba :.....	25
4.2.1	Classification et taxonomie :	25
4.2.2	Répartition et écologie de l'espèce :	26
5.	La pollution aquatique :	26
5.1	La pollution des eaux de surface :.....	27
5.2	Sources de la pollution :	27
5.3	La pollution agricole :	27
5.3.1	Définition des engrais :	28

5.3.2	Le phosphore d'origine agricole :	28
5.3.3	Définition des pesticides :	28

Deuxième partie : Etude expérimentale

Chapitre III Matériel et méthodes 29

6. Matériel : 29

6.1 Matériel de terrain : 29

6.2 Matériel de laboratoire : 29

7. Méthodes : 31

7.1 Sur terrain : 31

7.1.1 L'échantillonnage des femelles De *Ischnura graellsii* : 31

7.1.2 L'échantillonnage des lentilles d'eaux : 32

7.2 Au laboratoire : 34

7.2.1 Préparation du milieu de ponte : 34

7.2.2 Séparation et placement des femelles : 35

7.2.3 L'éclosion des femelles : 36

7.2.4 L'élevage de *Artemia salina* : 36

7.2.5 Séparation des larves : 37

7.2.6 L'élevage des larves : 39

7.2.7 Les mensurations : 40

7.3 Analyses statistiques : **Error! Bookmark not defined.**

Chapitre IV : Resultats et discussion 43

8. Cycle de vie de *Ischnura graellsii* : 43

8.1 La ponte et l'éclosion : 43

8.2	Taux de croissance et de développement des larves	44
8.2.1	Le poids des larves :	44
8.2.2	Largeur de la tête des larves :	45
8.3	Taux de croissance et de développement des imagos :	46
8.4	Taux de survie :	47
8.5	La métamorphose des effectifs de <i>Ischnura graellsii</i> :	48
Conclusion.....		49
Résumés.....		53
Référence bibliographiques.....		53

Liste des figures

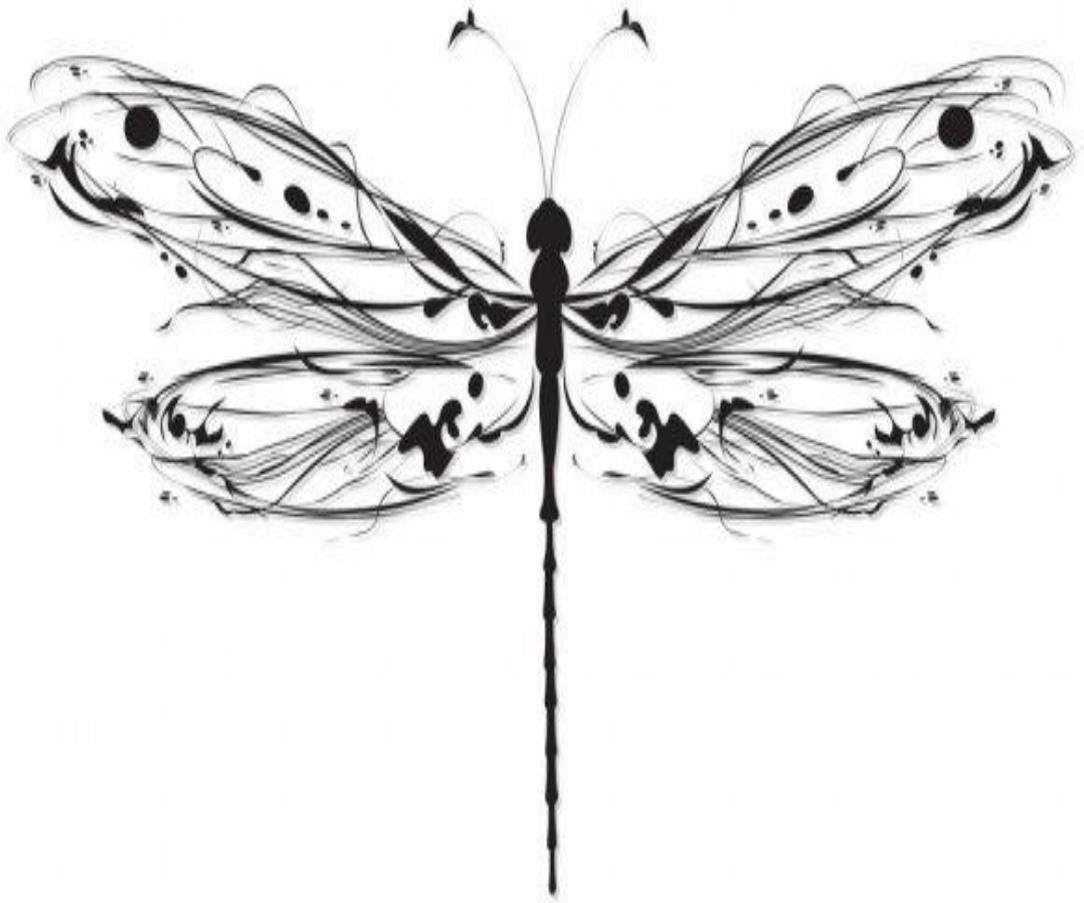
FIGURE 1: MEGANEUROPSIS PERMIANA.....	4
FIGURE 2: CALOPTERYX ÉCLATANT (CALOPTERYX SPLENDENS) MALE.....	6
FIGURE 3: LIBELLULE DEPRIMEE (LIBELLULE DEPRESSA) FEMELLE	7
FIGURE 4: LA TETE DES ODONATES.	8
FIGURE 5 : ANATOMIE MORPHOLOGIQUE DU THORAX D' AESCHNA JUNCEA	8
FIGURE 6: NERVATION ALAIRE DES ODONATES (AECNA CYANEA)	9
FIGURE 7 : LES APPENDICES ANAUX CHEZ LES MALES ET LES FEMELLES DES ODONATES	10
FIGURE 8 : A/ LARVE DE ZYGOPTERE B/ LARVE D' ANISOPTERE	11
FIGURE 9: LES APPENDICES ANNAUX DES LARVES ANISOPTERE ET ZYGOPTERE	12
FIGURE 10 : LES ŒUFS DE TYPE DE PONTE ENDOPHYTIQUE.....	15
FIGURE 11: LES ŒUFS DE TYPE DE PONTE EXOPHYTIQUE.....	15
FIGURE 12: EMERGENCE D'UN ORTHETRUM RETICULE (ORTHETRUM CANCELLATUM) FEMELLE.....	16
FIGURE 13: LA COPULATION CHEZ LES ODONATES.....	18
FIGURE 14: L'EMERGENCE D'UNE LARVE DE <i>ISCHNURA GRAELLSII</i> (JUN 2019).....	20
FIGURE 15: IMAGO DE <i>ISCHNURA GRAELLSII</i> , (JUN 2019).....	20
FIGURE 16 : ADULTES DE <i>ISCHNURA GRAELLSII</i> , (JUN 2019).....	21
FIGURE 17: LEMNA MENOR (JUN 2019).....	24
FIGURE 18: LEMNA GIBBA (JUN 2019)	25
FIGURE 19: LAC TONGA (JUN, 2019).....	31
FIGURE 20: A- SITE 1- LEMNA IENOR B- SITE 2- LEMNA GIBBA (JUN, 2019)	32
FIGURE 21: VEGETATION 1 : <i>LEMNA MENOR</i> (JUN, 2019).....	33
FIGURE 22: VEGETATION 2 : <i>LEMNA GIBBA</i> (JUN, 2019).....	33
FIGURE 23 : MILIEU DE PONTE (JUN, 2019).....	34
FIGURE 24: SEPARATION D'UNE FEMELLE	35
FIGURE 25: PLACEMENT DE LA FEMELLE DANS LE MILIEU DE PONTE.....	35
FIGURE 26: PREPARATION DU MILIEU D'ECLOSION	36

FIGURE 27: PLACEMENT DES ŒUFS DANS LES AQUARIUMS	36
FIGURE 28 : L'ELEVAGE DE <i>ARTEMIA SALINA</i>	37
FIGURE 29 : MESURE DE POLLUANT DE PHOSPHATE	38
FIGURE 30 : PREPARATION LES COSDES ET LES DATES DES POTS	38
FIGURE 31: A, B / L'ELEVAGE DES LARVES	39
FIGURE 32: A, B / MENSURATION DU POIDS DES LARVES	40
FIGURE 33 : A, B / MENSURATION DE LA TAILLE DU CORPS DES LARVES.....	41
FIGURE 34: A, B METAMORPHOSE DES IMAGOS.....	41
FIGURE 35: MENSURATION DE LA TAILLE DU CORPS ET LA LARGEUR DES AILES POUR LES IMAGOS	42
FIGURE 36: CHANGEMENT DE POIDS DES LARVES EN FONCTION DU TEMPS	44
FIGURE 37: CHANGEMENT DE LA LARGEUR DE LA TETE DES LARVES EN FONCTION DU TEMPS	45
FIGURE 38: LA VARIATION DE LA TAILLE DE CORPS ET LA TAILLE DES AILES DES IMAGOS SELON LES MILIEUX	46
FIGURE 39: LE POURCENTAGE DE SURVIE DES LARVES DE <i>ISCHNURA GRAELLSII</i>	47
FIGURE 40: LE NOMBRE DES IMAGOS REPARTI SUR LES QUATRE MILIEUX	48

Liste des tableaux

TABLEAU 1: LA DIFFERENCE MORPHOLOGIQUE ENTRE LES LARVES DES ODONATES .	11
TABLEAU 2: LA DATE DE PONTE ET D'ECLOSION POUR LES 05 FEMELLES DE <i>ISCHNURA GRAELLSII</i>	43

Introduction



INTRODUCTION

Le bassin méditerranéen, qui s'étend de l'ouest à l'est du Portugal au Levant, et du nord au sud du nord de l'Italie à la côte nord de l'Afrique, (Myers *et al.*, 2000), est l'une des plus riches biodiversités du monde faisant parties des 25 hotspots de biodiversité globale (MedailetQuezel, 1997 ; Myers *et al.*, 2000).

Actuellement, la perte de la biodiversité est un problème mondialement connu (Worm *et al.*, 2006). Ce problème a un effet négatif sur la stabilité et le fonctionnement des écosystèmes (Naeem *et al.*, 1994 ; Tilman, 2000 ; Baillie *et al.*, 2008).

Les écosystèmes aquatiques comme les lacs, les rivières les ruisseaux et les mares jouent un rôle important dans les processus vitaux, entretenant des cycles hydrologiques, et abritant une biodiversité faunistique et floristique très diversifiées. Parmi les groupes faunistiques qui caractérisent le plus les écosystèmes aquatiques, **les invertébrés**. Ce groupe joue un rôle primordiale dans le fonctionnement des écosystèmes aquatiques (Cummins, 1973 ; Fisher et Likens, 1973 ; Fisher, 1977 ; LiawetMacrimmon, 1977 ; Wallace *et al.*, 1977 ; Vannote *et al.*, 1980 ; Wallace et Merritt, 1980 ; Euliss Jr *et al.*, 1991 ; deSzalayetResh, 1997 ; Anderson et Vondracek, 1999 ; Batzer *et al.*, 1999) et l'indication de la qualité des écosystèmes (Anderson et Vondracek, 1999 ; Meziane, 2009).

Parmi ces taxa on note les Odonates qui ont une importance patrimoniale mais également pratique pour le rôle qu'ils jouent à la fois comme éléments essentiels dans la structure et le fonctionnement des écosystèmes et comme bio indicateurs de la qualité des habitats humides. L'importance de leur rôle de bio indicateur leur a valu le nom de thermomètre de l'environnement (Clausnitzer, 2003). Ces espèces sont très sensibles aux pollutions de l'eau et à l'eutrophisation qui leur sont néfastes et provoquent la disparition de la microfaune aquatique dont elles se nourrissent. Cette sensibilité quant à la qualité des habitats larvaires et de l'eau renforce l'intérêt d'étudier ce groupe (Boudot et Grand, 2006).

C'est le groupe faunistique le plus menacé par la perte de la biodiversité et le risque d'extinction de ses espèces (MølleretRørdam, 1985 ; Dodd, 1990 ; Sjögren,

1991 ;Hadfield, 1993 ; Thomas *et al.*,2004 ; Watts *et al.*, 2007a, Clausnitzer *et al.*, 2009), notamment pour la classe des insectes (Dunn,2005).

Le contrôle permanent et la préservation de ces écosystèmes constituent un élément important pour la gestion et la conservation de la biodiversité aquatique qui est en diminution progressive. En effet, il existe plusieurs facteurs qui affectent l'abondance et la distribution des écosystèmes aquatiques dans le monde. Actuellement, les facteurs les plus puissants et qui agissent le plus sur les écosystèmes aquatiques sont : l'urbanisation, l'agriculture, la dégradation et la fragmentation des habitats (Gibbs, 2000 ;Keiper *et al.*, 2002 ; Watts *et al.*, 2007a, Watts *et al.*, 2007b, Khelifa *et al.*, 2011).

L'Algérie est un vaste pays doté d'une riche palette de zones humides unique au monde, diversifié et riche sur le plans floristique et faunistique mais scientifiquement peu connu. Ces milieux aquatiques représentent un refuge pour les odonates et de nombreux autres insectes qui y vivent et s'y reproduisent. De nombreuses investigations ont été entreprises pour appréhender l'odonatofaune algérienne (Sély-Longchamps, 1849 ; Sély, 1865 ; 1866 ;1871 ;1902 ; Kolbe, 1885; McLachlan, 1897; Morton, 1905; Martin, 1910).

La Numidie orientale, où se situe le lac Tonga, notre zone d'échantillonnage est une zone humide qui dispose d'une riche palette d'écosystèmes exclusifs au sein du bassin méditerranéen (Samraoui et Belair,1997 ; 1998). Ces milieux ont été classés et protégés à l'échelle nationale et internationale par la convention Ramsar comme réserves naturelles, au vu de la richesse de leur faune et flore et la multitude de leurs milieux lentiques et lotiques.

Les cours d'eau de la Numidie orientale abritent une odonatofaune très diversifiée (Riservato *et al.*, 2009) ; et bien que la majorité des populations soient classées comme «**peupréoccupantes** » (LC) à l'échelle mondiale (Union internationale pour la conservation de la nature – UICN, 1948), elles sont néanmoins très vulnérables au réchauffement climatique et aux perturbations anthropiques de leurs habitats.

L'une de ces espèces *Ischnuragraellsii*, de la famille des cionagrionidae, une espèce de petite taille, d'environ 2,5 cm.

Très abondante en Algérie, elle habite les lagunes, les rivières, les étangs
C'est une espèce bioindicatrices de la qualité du milieu grâce à sa résistance à la pollution aquatique

Le model biologique suivi dans notre étude est l'espèce de l'ordre Zygoptère qui est *Ischnuragraellsii*.

Dans cet objectif, notre travail est réalisé pour :

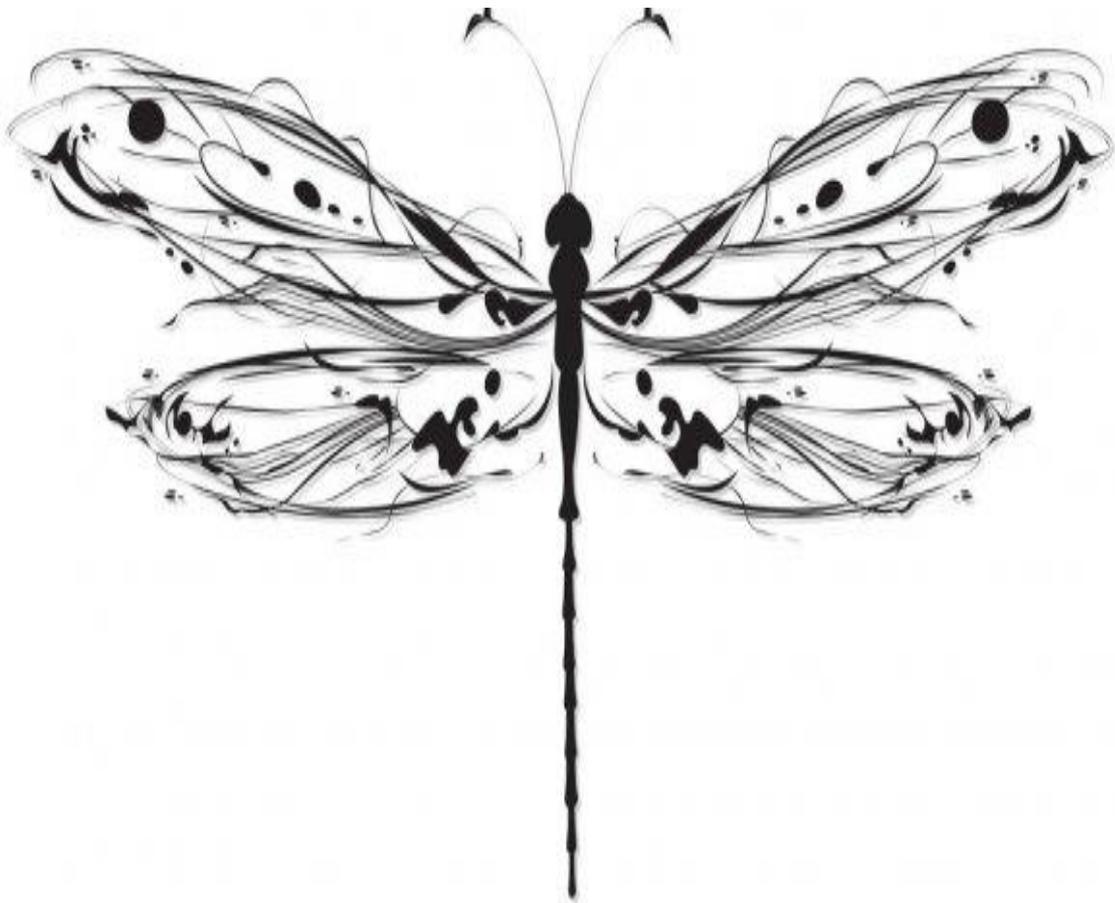
- Estimer le degré de pollution et les résultats sur la taille, l'abondance et la survie de *Ischnuragraellsii*.
- Mieux appréhender le rôle de la végétation aquatique sur la morphologie et la survie de cette espèce.

Pour répondre aux objectifs fixés, notre manuscrit sera structuré et composé de 4 chapitres plus l'introduction et la conclusion.

- Le 1er chapitre est inclus la biologie et l'écologie des odonates
- Le 2ème chapitre est traité la pollution et l'écologie des lentilles d'eau.
- Le 3ème chapitre présente le matériel et les méthodes d'étude avec le trait biologique.
- Le 4ème chapitre est spécifique pour les résultats et discussions.

CHAPITRE I

Biologie et Ecologie des Odonates



CHAPITRE I Biologie et Ecologie des Odonates

1. Historique et évolution des Odonates :

Les odonates sont considérés comme étant les insectes les plus anciennement apparus sur terre. Ceci est attesté par la découverte de nombreux fossiles qui a vécu il y a plus de 320 millions d'années au Carbonifère (Menai, 2005).

Les fossiles d'abord des libellules connus comme insectes sont du Carbonifère supérieur et appartiennent au groupe Protodonata, le groupe de sœur éteint d'Odonata moderne. Inclus dans Protodonata est le plus gros insecte connu pour avoir existé : *Meganeuropsispermiana* (Carpenter, 1939). Cette espèce a une envergure de plus de 70 cm. (**Fig. 1**).



Figure 1: *Meganeuropsispermiana*

La Vrai Odonata parue au début de l'ère Permienne, représentée par les sous-ordres éteints Protanisoptera, Protozygoptera (Tillyard, 1928). Actuellement l'ordre des Odonates est divisé en deux (02) sous-ordres : **les Zygoptères, les Anisoptères**. Ont un ordre d'insectes à corps allongé, dotés de deux paires d'ailes membraneuses généralement transparentes, et dont les yeux composés et généralement volumineux

Leur permettent de chasser efficacement leurs proies. Ils sont aquatiques à l'état larvaire et terrestre à l'état adulte. Ce sont des prédateurs, que l'on peut rencontrer occasionnellement dans tout type de milieu naturel, mais qui se retrouvent plus fréquemment aux abords des zones d'eau douce à saumâtre, stagnante à faiblement courante, dont ils ont besoin pour se reproduire (Corbet, 1999).

1.1 Etymologie du nom Odonate :

C'est en 1792 que le naturaliste Fabricius donna le nom d'Odonata aux libellules qui par la suite sont francisé en Odonate. Ce nom est la contraction des mots Grecs « Odonto » (dent) et gnathos (mâchoire) et signifie « mâchoire dentée » qui est une particularité anatomique induite par la forme des mandibules des adultes. Réaumur en 1742 utilise le vocable de « demoiselles ». La forme définitive revient à Linné, créateur de la systématique moderne qui l'applique en 1758 à toutes les espèces d'odonates.

1.2 Systématique et classification :

Règne : Animalia

Embranchement : Arthropoda

Sous Embranchement : Hexapoda

Classe : Insecta

Sous-classe : Pterygota

Ordre : Odonata

➤ Classification :

L'ordre des odonates comprend près de 6000 espèces réparties dans tous les continents exceptés l'antarctique.

Ce groupe d'insecte est divisé en trois sous-ordres notamment les anisoptères (libellules) (8 familles vivantes actuellement), les zygoptères (demoiselles) (17 familles vivantes) (Williams et Feltmate, 1992).

La diversité du groupe d'odonates reste toujours à explorer car 60 nouvelles espèces Africaines ont été récemment décrites (Dijkstra *et al.*, 2015).

1.3 Description des sous ordres :

La morphologie des odonates diffère de manière significative en fonction des grands groupes taxonomiques :

➤ Le sous-ordre des Zygoptera :

Espèces fines et grêles, ailes postérieures et antérieures de forme identique, les yeux sont largement séparés, vol peu soutenu, les ailes sont généralement jointes au-dessus de l'abdomen, exception faite pour les Lestidés, les espèces de cette famille tiennent leurs ailes légèrement ouvertes quand ils sont au repos (d'Aguilar et Dommanget, 1998) (Fig.02)



Figure 2: *Calopteryx éclatant (Calopteryx splendens)* male.

➤ Le sous-ordre des Anisoptera

Des espèces fortes et trapues, les ailes antérieures et postérieures sont toujours dissemblables (les ailes antérieures sont plus étroites que les postérieures), ailes toujours écartées du corps, vol puissant (d'Aguilar *et al.*, 1985) (Fig.03)



Figure 3: *Libellule déprimée (Libellule depressa)* femelle

2. Morphologie des odonates :

Les odonates font partie des insectes les plus caractéristiques et facilement identifiables par leur morphologie. Cette particularité explique d'ailleurs en grande partie l'engouement de ce groupe auprès du grand public et des odontologues amateurs (Grand et Boudot, 2006).

2.1 Adulte :

Les Odonates forment un groupe d'insectes bien connu et qui sont particulièrement appréciées pour leurs couleurs vives et leurs vols acrobatiques (Corbet, 1999).

Les adultes contrairement à de nombreux adultes d'insectes aquatiques, sont souvent très colorés, la coloration concernant le corps et parfois les ailes (Tachetet *al.*, 2000).

Comme pour les autres insectes, le corps des imagos comprend trois parties bien individualisées, **la tête**, **le thorax** et **l'abdomen**(Grand *et al.*,2014).

2.1.1 La tête :

La tête très mobile, porte deux gros yeux, jointifs, ou séparés, dont l'importance révèle la prédominance de la fonction visuelle dans la vie de ces insectes. En haut du

front partent deux antennes(Grand *et al.*,2014). (**Fig .04**) (lecoindre et le guyader ,2006).

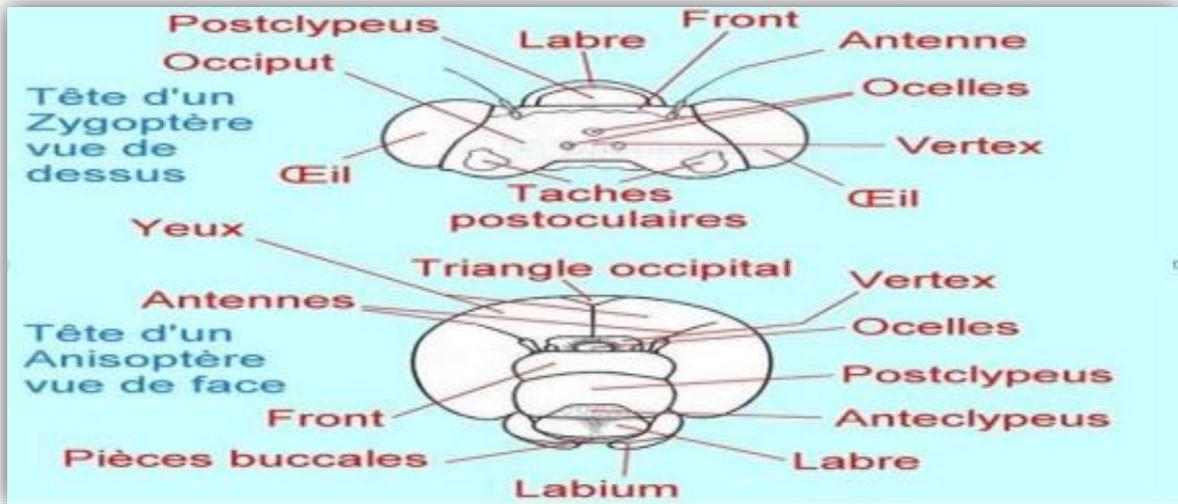


Figure 4: La tête des odonates.

2.1.2 Le thorax :

Le thorax se subdivise en deux parties inégales : à l’avant un **prothorax** très réduit, porte la tête et la paire antérieure de pattes (**Fig.05**); un **sythorax**, très volumineux résultant de la fusion du méso- et du métathorax, porte les ailes et les pattes médianes et postérieures (Aguilar et Dommanget, 1998).

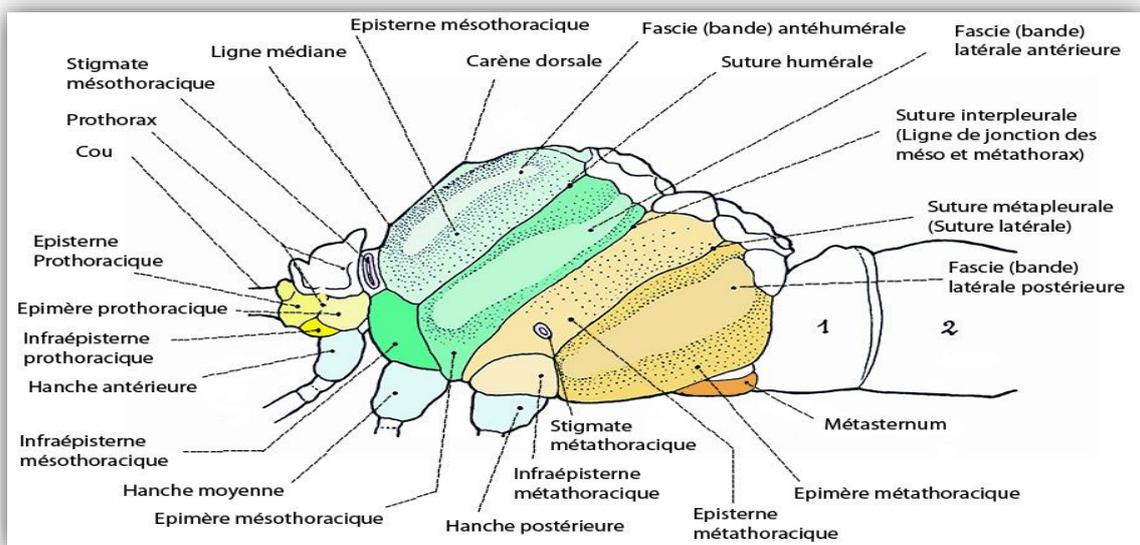


Figure 5 : Anatomie morphologique du thorax d’*Aeschnajuncea*

2.1.3 Les pattes :

La structure des pattes d'odonates répond au schéma classique des pattes d'insectes. Elles sont courtes, garnies d'épines et toutes dirigées vers l'avant, ne servent guère à la marche mais permettent de grimper sur les supports (par exemple au moment de la ponte) et servent couramment à la capture et le maintien des proies (Durand et Léveque, 1981 ; Aguilar et Dommanget, 1998).

2.1.4 Les ailes :

Au nombre de 4, sont membraneuses, allongées et étroite ; de même forme chez les Zygoptères elles sont inégales chez les Anisoptères, où les postérieures sont larges à la base. Elles sont constituées par des nervures longitudinales et transverses formant entre elles de nombreuses cellules. Cette nervation, varie suivant les familles, les genres et les espèces, constitue le plus important critère de distinction et de classification de ces insectes (d'Aguilar et Dommanget, 1998). (Fig.06)

Au repos les ailes des Anisoptères sont toujours disposées dans un plan horizontal. Chez tous les Odonates, chaque aile porte près du bord antérieur externe un ptérostigma (Tachet *et al.*, 2000)

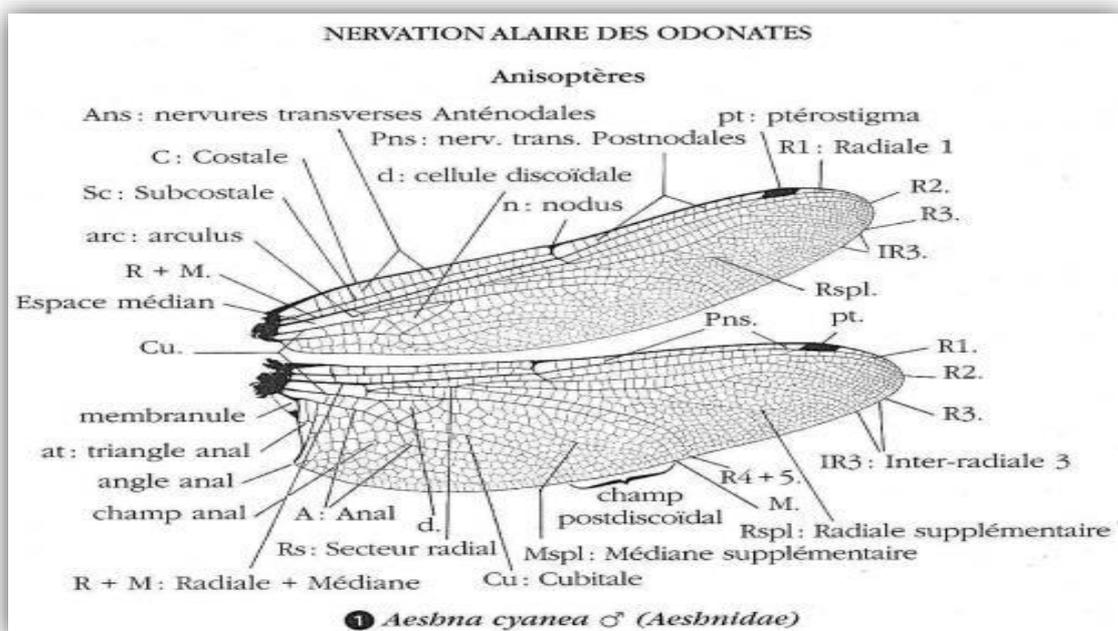


Figure 6: Nervation alaire des Odonates (*Aeschnacyanea*)

2.1.5 L'abdomen :

Est toujours long, généralement cylindrique, formé de 10 segments et se termine par les appendices anaux : deux anaux supérieurs nommés cercoïdes (chez les deux sous-ordres) et des anneaux inférieurs soit en paire nommé cerques (chez les zygoptères), soit en une pièce nommée lame supra-anale (chez les Anisoptères). Pour les femelles, seulement les cercoïdes sont présents (Corbet, 1999). **(Fig.07)**

L'organe sexuel mâle se situe sur la face ventrale du second segment abdominale mais la vésicule séminale se situe sur la face ventrale du neuvième segment. Les organes sexuels de la femelle sont disposés sur la face ventrale des segments 8 et 9. Sur cette partie du corps, les organes génitaux présentent soit un ovipositeur composé de trois valves qui permettent d'insérer les œufs dans des tissus végétaux, soit un ovipositeur réduit en une lame vulvaire qui lâche les œufs sur la surface de l'eau (Corbet, 1999).

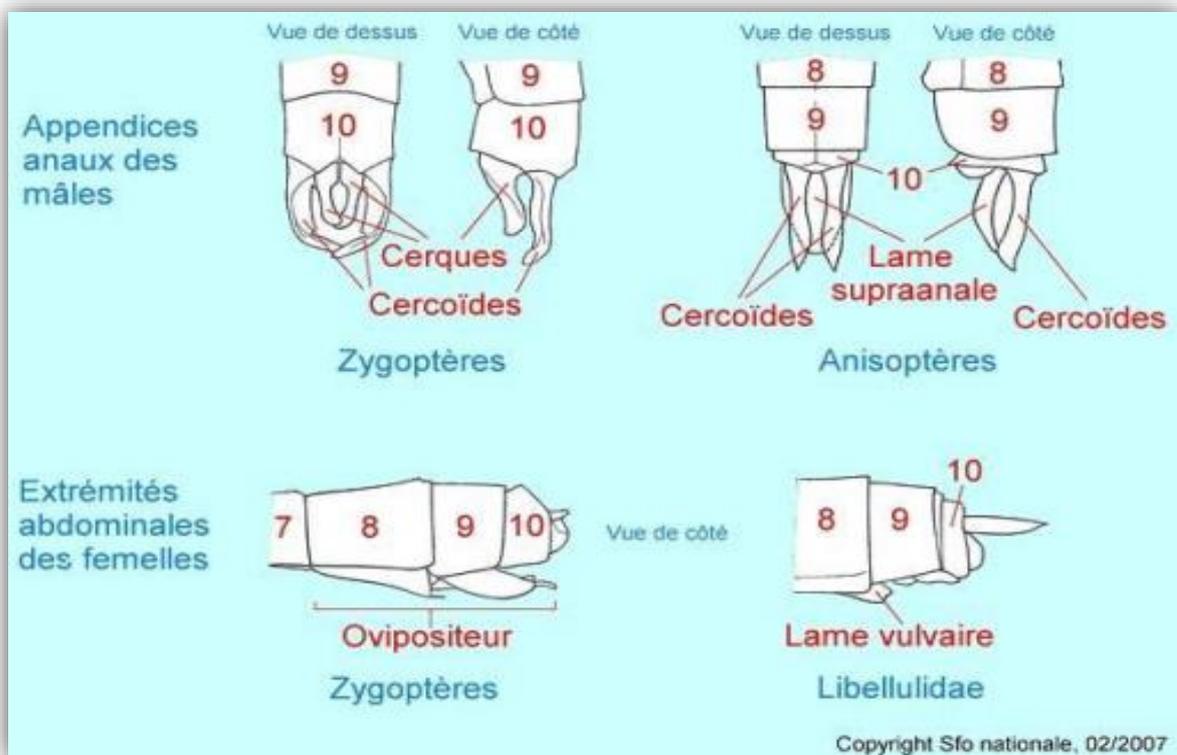


Figure 7: Les appendices anaux chez les mâles et les femelles des odonates

2.2 Larve :

On distingue : les larves d'Odonates (Zygoptères ou Anisoptères), Il existe de nombreuses différences morphologiques entre les Anisoptères et les Zygoptères ce qui permet de les identifier facilement. (Tab.01).(Fig. 08)

Tableau 1:La Différence morphologique entre les larves des odonates

<u>Larve de zygoptère</u>	<u>Larve d'anisoptère</u>
<ul style="list-style-type: none">▪ Larve a pattes grêles.▪ 3 lamelles branchiales à l'extrémité jouant le rôle d'organes natatoires.▪ Antennes de 7 articles.	<ul style="list-style-type: none">▪ Larve épaisse.▪ Appendices abdominaux terminaux courtes.▪ Chambre branchiale rectale.▪ Vivent plutôt au fond de l'eau plus ou moins enfouies sans la vase.

Les larves présentent de notables différences de formes par rapport aux adultes, par leur silhouette plus ramassée et par la forme du labium. A partir de l'œuf et après un stade prolarve elles grandissent en effectuant un nombre de mues variant suivant les espèces (d'Aguilar et Dommanget, 1998).



Figure 8 : a/ Larve de Zygoptère



b/ Larve d'Anisoptère

2.2.1 Les appendices anaux des larves :

Se présentent différemment dans les deux sous-ordres. Chez les Zygoptères ils sont constitués par 3 lamelles caudales qui se composent de 2 lamelles latérales ou paraproctes et d'une lamelle médiane ou épiprocte. (Fig.09).

Chez les Anisoptères, les appendices anaux forment une pyramide anale qui se compose de 2 appendices supérieurs, les cerques, de 2 appendices inférieurs, les paraproctes et d'un appendice médian, l'épiprocte (Corbet, 1980).

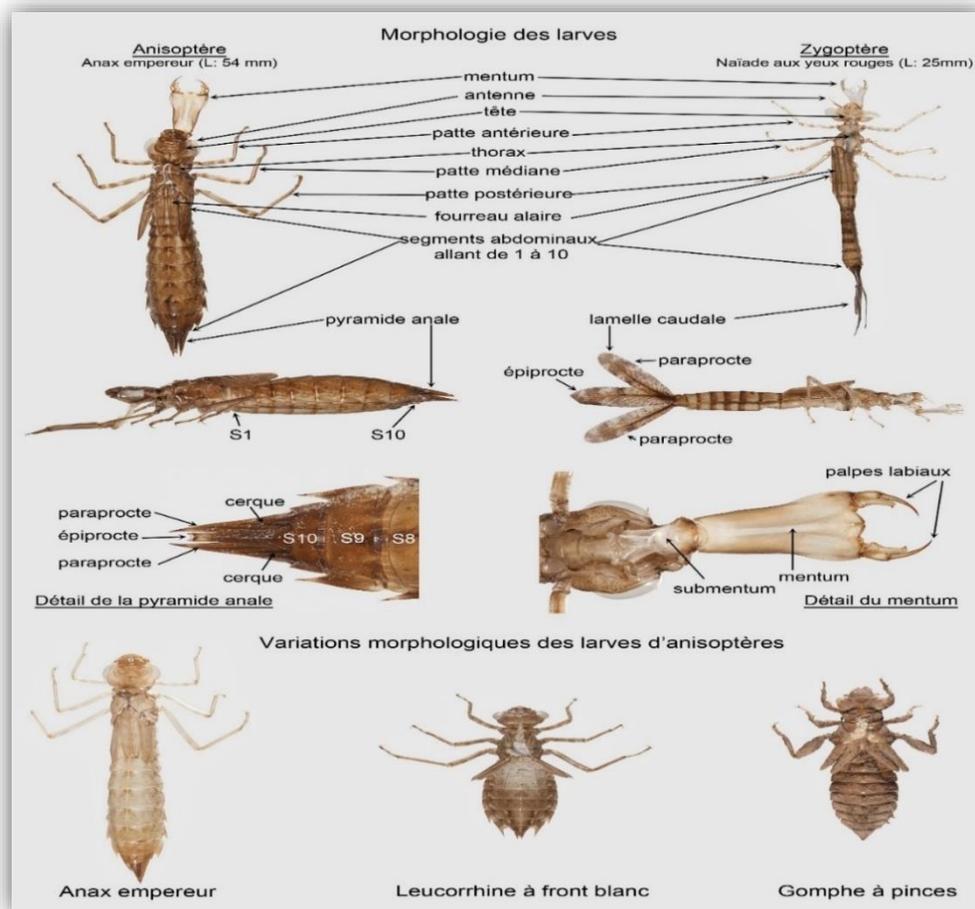


Figure 9: Les appendices annaux des larves anisoptère et zygoptère

2.3 Cycle de vie :

Toutes les libellules possèdent un cycle biologique comparable. la vie d'une libellule se scinde en trois grandes périodes entre coupées d'événement fondamentaux, dont l'ensemble constitue une génération : l'incubation, la phase

larvaire et la phase adulte (Grand et al.,2014), et ils sont de plus en plus utilisés comme organismes modèles de mise en forme des théories à la fois écologiques et évolutives (d'Aguilar, 2008).

Ce cycle de vie commence avec les œufs déposés dans l'eau (les lacs, les étangs, les cours d'eau, les rivières, les tourbières etc.). Les œufs se transforment en nymphes (Larves) qui passent généralement environ un an (parfois plus) à vivre et à se développer en tant qu'insectes aquatiques avant d'être aptes à émerger en tant qu'adultes. Une fois l'eau atteint la température appropriée pour une espèce particulière, les nymphes grimpent de l'eau vers la végétation ou les roches voisines où elles vont émerger et donner des adultes (Grand *et al.*, 2014).

Le nombre de générations prenant place dans une année varie d'une espèce à l'autre et, chez une même espèce, d'une zone climatique à l'autre. Les espèces n'ayant qu'une génération annuelle sont dites **univoltines**, celles qui en ont davantage **multivoltines**(bi-outrivoltines dans zone géographique considérée).

Les espèces ayant un cycle larvaire plus long et couvrant deux ans ou davantage, sont dites **semivoltines**(une génération tous les deux ans) ou **partivoltines** (une génération tous les 3 à 6, voire même ans)(Grand *et al.*, 2014).

2.3.1 La ponte et l'incubation :

Il existe plusieurs types de pontes. Certaines espèces insèrent leurs œufs dans la végétation herbacée, dans l'écorce des arbres à bois tendre, dans des débris végétaux flottants, dans les fissures du bois mort immergé dans l'eau ou dans la tourbe, grâce à un oviscapte : ponte endophyte (Zygoptères, Aeshnidae).

D'autres espèces fixent soigneusement ou placent leurs œufs à la surface de la végétation immergée ou émergée qui leur sert de simple support, et à laquelle ils adhèrent : ponte épiphyte (certains anisoptères).

D'autres encore les lâchent à la volée au contact ou au – dessus de l'eau, ou au - dessus des prés humides. Enfin, certaines espèces les enfouissent dans les sédiments du

font des ruisseaux à l'aide d'un ovipositeur en volant verticalement sur place et en s'abaissant rythmiquement dans l'eau : ponte **exophyte** des Cordulegastriidae.

Les œufs de la majorité des espèces ont une coloration crème à brun clair au moment de la ponte (Grandet *al.*, 2014).

Les œufs existent sous un large éventail de formes. En général, les œufs de type endophytique sont typiquement plus allongés et fins alors que ceux qui sont pondus dans un tige de plante ou à la surface de l'eau ou sous terre sont plus ovales à sous-sphériques (Corbet, 1999)(**Fig.10**).

Les œufs, souvent entouré d'une couche plus ou moins épaisse de gelée, sont couramment émis isolément comme chez *Crocothemis erythraea* ou en paquet comme chez *Gomphus lucasii* (Observation personnelle), quelque fois groupés dans une substance mucilagineuse formant parfois un long cordon qui contient quelques milliers d'œufs chez *Orthetrum nitidum* (Khelifaet *al.*, 2012) (**Fig.11**)

Le nombre d'œufs peut atteindre 1500 œufs, une femelle peut produire plusieurs milliers d'œufs pendant son cycle biologique (Adulte) (Corbet, 1999). En général, les œufs éclosent 7 à 8 jours après la ponte mais l'éclosion peut être délayée de 80 jours (Miller, 1992).

La durée du développement embryonnaire est très variable en fonction des espèces et des conditions environnementales. Chez certains espèces le développement de l'embryon commence aussitôt après la ponte et se poursuit sans interruption, si bien que l'éclosion peut survenir avant l'hiver. Chez d'autres, l'embryogénèse est interrompue peu après la ponte et ne reprend qu'après l'hiver (phénomène de diapause hivernale). L'éclosion est ainsi différée au printemps suivant (Grand *et al.*, 2014).



Figure 10 : Les œufs de type de ponte endophytique.

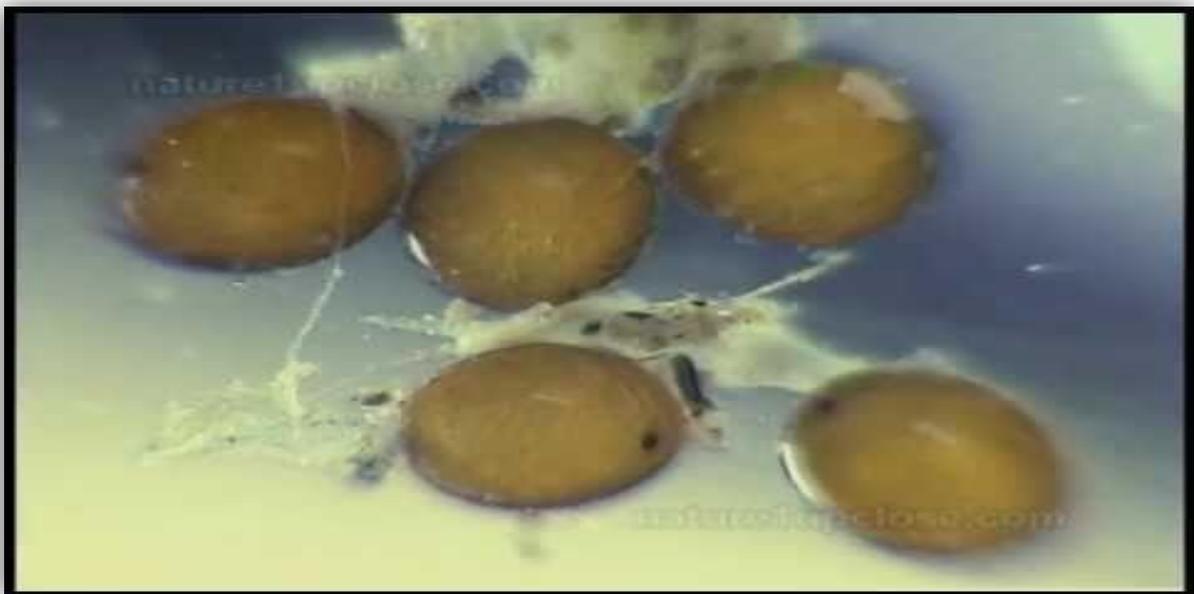


Figure 11: Les œufs de type de ponte exophytique.

2.3.2 Stade larvaire :

L'éclosion de l'œuf produit ensuite une pro-larve ou larve primaire (Grand *et al.*, 2014). La croissance larvaire s'effectue de façon générale dans l'eau. Les larves, à respiration branchiale, chassent à l'affût les infusoires, les zooplanctons, les larves d'insectes (Corbet, 1999).

Chaque stade larvaire se termine par une mue, encore nommé **exuviation** ou **ecdysis**. On compte de 8 à 18 mues selon les espèces, mais la majorité entre elles en effectue entre 11 et 13, aussi chez les zygoptères que chez les anisoptères(Grand *et al.*,2014).

2.3.3 La Métamorphose et l'émergence :

L'émergence est une étape très importante dans le cycle de vie des insectes aquatiques caractérisée par le passage d'individus aquatique à la vie terrestre (aérienne)(**Fig.12**).A ce stade, les odonates passent beaucoup de temps dans un état immobile, vulnérable et incapable d'échapper de toute tentative de prédation. Pour faire face à ce handicap, les odonates ont adopté une variété de modèles spatio-temporels d'émergence en choisissant le bon site et le bon moment. En effet, de nombreuses espèces ont tendance à émerger la nuit pour échapper à la diversité des prédateurs qui pourraient être rencontrés pendant la journée, tandis que d'autres ont des rythmes d'émergence diurnes ou même mixtes (Corbet, 1999).



Figure 12:Emergence d'un *Orthétrum réticulé* (*Orthetrum cancellatum*) femelle.

2.3.4 Stade adulte :

Au cours de la vie des adultes plusieurs facteurs doivent être pris en compte, le plus important d'entre eux est l'âge. L'adulte passe par trois périodes importantes (Corbet, 1962).

2.3.5 La période de maturation :

La maturité sexuelle est atteinte dans le cas général en 10-20 jours ou plusieurs mois. Cette maturation est marquée au plan éthologique par un retour au milieu aquatique des espèces qui s'en étaient écartées et au plan de la morphologie par l'acquisition de la livrée colorée définitive, plus vive ou au contraire plus foncée que celle de l'immature (Chutter, 1961 ; Corbet, 1962) et augmentation du poids et développement des gonades (Ueda, 1989).

2.3.6 Reproduction :

La période reproductive est très importante pour tous les insectes. Le comportement reproducteur chez les odonates est très original et spectaculaire dont il y a plusieurs exigences écologiques importante pour toutes les libellules qui sont confrontés à ce moment. Ce processus passe par les séquences comportementales suivantes (**Fig .13**).

- L'accouplement commence soit par une poursuite de la femelle chez *Crocothemiserythraea*, *Trithemisannulata*, *Trithemisarteriosa*, soit par une parade nuptiale chez *Calopteryxhaemorrhoidalis*, *C. Exul* (Observation personnelle).
- Le mâle attrape la femelle entre ces pattes, puis il saisit la femelle dans la région entre latête et le prothorax (la nuque) à l'aide de ses appendices anaux et le tendem se forme.
- Le mâle doit être puissant et capable de féconder les œufs de la femelle.
- Pour remplir de spermatozoïdes, le male repli son abdomen sur lui-même appliquant l'orifice génital, qui s'ouvre au 9 ème segment, contre la cavité copulatrice du 2^{ème} segment.
- La femelle recourbe son corps pour joindre son orifice génital aux pièces de l'organe copulateur masculin de 2ème segment. Le couple forme le cœur copulatoire.
- Les organes génitaux accessoires de mâle ont un petit sac pour le stockage de sperme et un pénis. Pendant l'accouplement, ce pénis a une double fonction intéressante, avant de fournir des spermatozoïdes, il s'accroche et nettoie tout le sperme d'un accouplement précédent par un autre mâle (compétition spermatique).
- La copulation ne doit pas être perturbée par des interférences avec d'autres males.
- Le male doit protéger la femelle contre les prédateurs et les perturbations par

d'autres males durant la ponte des œufs. La fécondation s'opère sur un support chez Coenagrionidae, Calopterygidae, ou en plein vol chez Libellulidae. Elle dure de quelques secondes jusqu'à une heure (Corbet, 1962).



Figure 13: La copulation chez les odonates.

2.4 Régime alimentaire :

Les adultes se nourrissent en vol et essentiellement d'insectes de petite taille (diptères surtout). Les Aeshnidae et les Libellulidae de grande taille peuvent consommer des Zygoptères. Les larves sont elles aussi carnassières et éventuellement cannibales et bien qu'elles s'adressent à des proies mobiles. Au cours des tout premiers stades, elles consomment essentiellement des proies unicellulaires et des éléments zooplanctoniques de petite taille, puis le spectre alimentaire s'élargit rapidement vers des proies plus grandes et plus diverses. Il existe une bonne corrélation entre le mode de vie des larves et leur mode de détection des proies : les fouisseurs les détectent à la fois par des moyens tactiles et visuels, les grimpeurs et marcheurs utilisent surtout le repérage à vue (Durand et Lèveque, 1981).

3. Les Coenagrionidae :

C'est la famille la plus importante de sous-ordre de zygoptère. Seulement en Europe et en Afrique du Nord elle contient huit genres et 31 espèces (Dijkstraet Lewington, 2007)

Il s'agit d'une des familles qui posent le plus difficulté aux débutants. Les males matures de la plupart des espèces se classent facilement en deux catégories selon la présence ou l'absence de tache postoculaire et de coloration rouge. Les males immatures et les femelles sont plus délicats à différence. Les femelles d'enallagma et d'ischnura se singularisent par la présence d'une épine vulvaire sous s8, à la base d'ovipositeur (visible avec une loupe à main). Les femelles orange d'ischnura se distinguent des espèces à la coloration rouge par la présence de grandes marques postoculaires et d'une épine vulvaire bien visible. (Dijkstraet Lewington, 2007)

Les demoiselles bleues sont souvent confondues par le débutant. Les marques du thorax sont discriminantes dans la plupart des cas. La bande antéhumérale est la bande claire des « épaule », située en-dessous large (aussi large ou plus large que la bande humérale). La bande interpleurale est située sur la suture suivante. L'apparence de ce dessin est variable chez les ischnura, dans les femelles sont polychromes. Dans ce cas, la présence d'une épine vulvaire aide à l'identification. (DijkstraetLewington, 2007)

3.1. Espèce *Ischnuragraellsii* :

Ischnuragraellsii(Rambur, 1842) et *I. elegans* (Vander Linden, 1820) sont deux espèces sœurs, issues vrai semblablement d'un début de spéciation après fragmentation de l'aire initiale d'un ancêtre commun dès le début de la dernière glaciation (Monettiet *al.*, 2002). Elles partagent les mêmes biotopes : eaux calmes et légèrement courantes, même saumâtres et dans la péninsule Ibérique leurs aires de répartition se recouvrent largement dans une large moitié de l'Espagne (Boudotet *al.*, 2009; BoudotetKalkman, 2015). (**Fig.14.15.16**)

Endémique de la péninsule ibérique et d'Afrique du nord-ouest s'hybride avec *Ischnuraelegans* dans les zones de coexistence en Espagne. Ne côtoie

Ischnurasaharansis qu'aux confins du Sahara (pas d'hybridation connue). Identification de certaines femelles matures y est parfois impossible. (DijkstraetLewington, 2007)

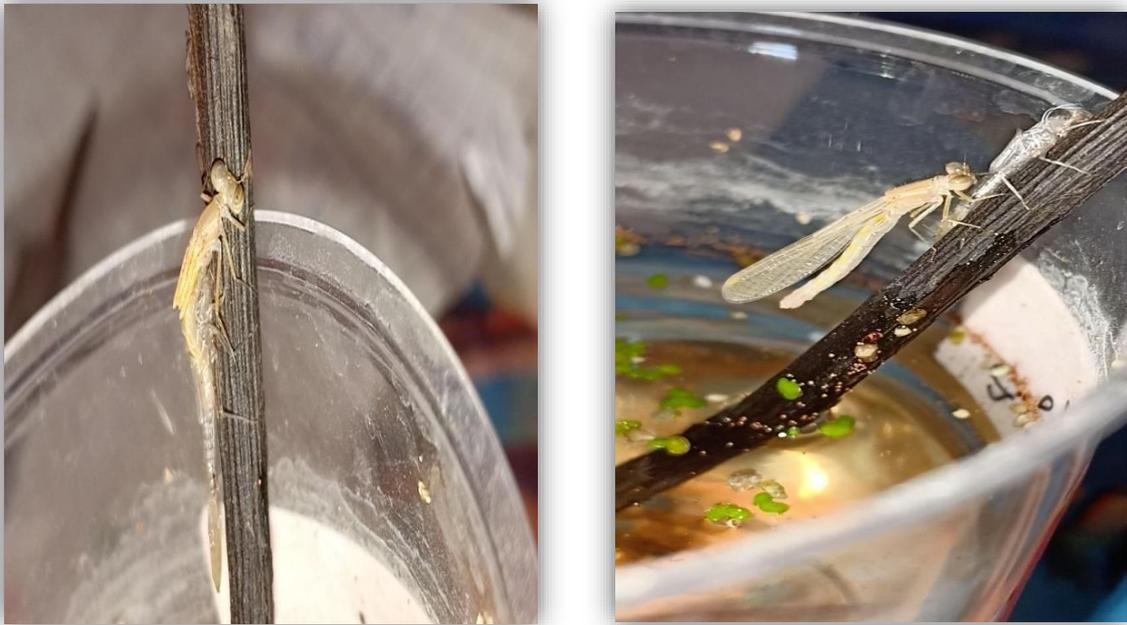


Figure 14:L'émergence d'une larve de *Ischnura graellsii* (Juin 2019)



Figure 15:Imago de *Ischnuragraellsii*, (Juin 2019)



Figure 16 : Adultes de *Ischnuragraellsii*, (juin 2019)

3.1.1 Critères à distance :

Tot 26-31 mm, **Ab** 20-25 mm, **AP** 13-19mm. Légèrement plus petit qu'*Ischnuraelegans*. Taches postoculaires et bande antéhumérales réduites, voire absentes. En péninsule ibérique, les grands males, aux tache postoculaires et bande antéhumérales plus marquées doivent être examinés car il peut s'agir de *Ischnuraelegans*(Dijkstraet Lewington, 2007).

La majorité des femelles gynomorphes (B et C) ont des marques noires variables sur S8. Les femelles sans taches postoculaires peuvent être confondues avec celles d'*erythrommaviridulim* mais ces dernières n'ont pas d'épine vulvaire (DijkstraetLewington, 2007).

3.1.2 Critères en main :

Contrairement à *I. elegans* pointes des cerques du males convergentes (vue de dessus) et branches internes des cercoïdes divergentes (vue de derrières). Bordure postérieure du pronotum faiblement arquée, dépourvue du redressement typique (DijkstraetLewington, 2007)

3.1.3 Ecologie de l'espèce :

Ischnuragraellsii est une petite espèce coénagrionide non territoriale, répandue dans la péninsule ibérique (Sánchez-Guillén *et al*, 2011). La copulation peut durer jusqu'à 5 h et elle a généralement lieu dans l'après-midi, entre 13h30 et 17h30 (Cordero, 1989). Les mâles atteignent la maturité sexuelle 6-7 jours après avoir émergé en tant qu'adultes et les femelles 7-8 jours après l'émergence (Cordero, 1987).

3.1.4 Période de vol de l'espèce :

Mi-avril à mi-octobre en Catalogne. Mars à novembre en Andalousie. Deux générations par an dans le nord et jusqu'à quatre dans le sud. (Dijkstra & Lewington, 2007).

3.1.5 Répartition et statut :

Répondu et abondant dans son aire ouest-méditerranéenne. S'hybride localement avec *Ischnuraelegans*. (Dijkstra & Lewington, 2007)

Liste rouge mondiale de l'UICN (évaluation 2009) (listé *Ischnuragraellsii* (Rambur, 1842)) **LC**

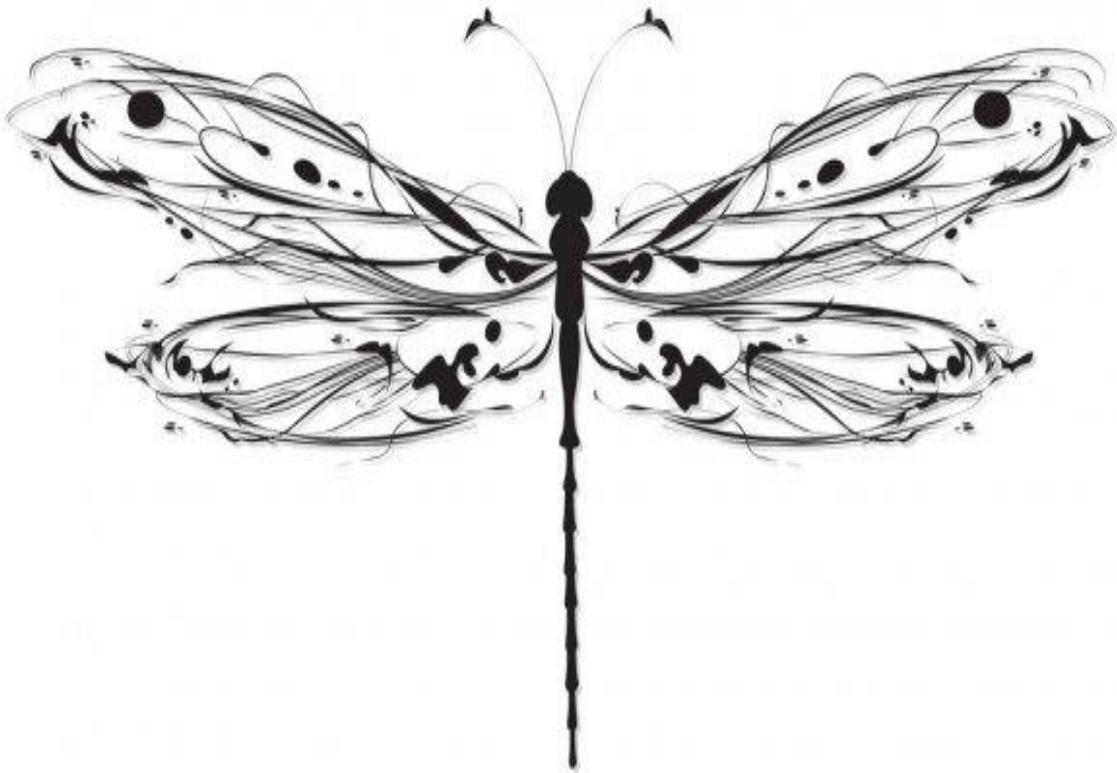
Très abondante en Algérie et elle résiste à la pollution aquatique.

3.1.6 Habitats :

Tous types d'eaux courantes et stagnantes. (Dijkstra & Lewington, 2007).

Chapitre 2

Les Lentilles d'eau et la Pollution aquatique



CHAPITRE II Les Lentilles d'eau et la Pollution aquatique

4. Les lentilles d'eau :

4.1 *Lemnaminor* :

4.1.1 Classification et taxonomie :

Règne : Plantes

Sous-règne : Tracheobionta

Division magnoliophyta : angiospermes, phanérogames

Classe liliopsida : Monocotylédones

Sous-classe : Alismatidae

Ordre : Alismatales

Famille : Araceae

Genre : Lemna

Espèce : *Lemna minor*

Lemnaminor est un macrophyte flottant qui appartient à la famille des Lemnaceae. Cette lentille d'eau est principalement présente dans les milieux aquatiques de type lentique des zones tempérées de l'hémisphère Nord et est très représentative des cours d'eau français (Bodo *et al*, 2005).

Elle se présente sous la forme de colonies (libres ou reliées entre elles par un fin pétiole) composées au minimum, de 2 à 4 feuilles aplaties et lenticulaires de taille réduite (2 à 4 mm).

Chacune possède une racine filiforme, transparente et d'un fin diamètre : La taille des racines (de 1mm à 5 cm) est fortement liée à la disponibilité en éléments trophiques (azote et phosphore) dans le milieu aquatique (Mate, 1997 ; Cauzzi, 2007).

Bien qu'une reproduction sexuée soit possible, elle est très rare et ces végétaux se reproduisent la plupart du temps par multiplication végétative sous la forme de bourgeonnements successifs latéraux. Chaque fronde mère peut donner naissance à 10

à 20 frondes et a une durée de vie limitée de 3 à 7 semaines, d'où le caractère parfois envahissant du développement de ces végétaux (Cauzzi, 2007). (Fig. 17)



Figure 17: *Lemnaminor* (Juin 2019)

L. minor a une forte affinité vis-à-vis des milieux aquatiques riches en azote et phosphore, un développement important de ces macrophytes pouvant être le signe de la mise en place d'un état eutrophe.

L'espèce la plus courante, font partie des plantes aquatiques généralement utilisées pour le traitement des eaux résiduelles domestiques ou industrielles du fait de leur performance dans l'élimination de la pollution carbonée et leurs capacités d'assimilation de l'azote ou du phosphore.

Cependant, leur croissance rapide dans les conditions optimales (i.e. température, intensité lumineuse, ensoleillées, nutriments, pH, etc.) exige une gestion du tapis végétal formé sur le plan d'eau en vue d'assurer une bonne épuration des eaux usées (Tangouet *al.*, 2014).

4.1.2 Répartition et écologie de l'espèce :

Lemnaminor est présente presque partout dans le monde. Elle est largement répandue dans toute l'Amérique du nord, sauf dans l'extrême nord et dans les Bahamas. On la trouve aussi en Europe, en Asie, en Afrique et en Australie. En Amérique du nord, on la trouve de terre-neuve à l'Alaska et au sud jusqu'en Californie, au Texas et en Floride (Godfrey et wooten, 1979).

4.2 *Lemnagibba* :

4.2.1 Classification et taxonomie :

Règne : plantae

Sous-règne : viridiaeplantae

Classe : equisetopsida

Sous-classe : magnoliidae

Ordre : Alismatales

Famille : araceae

Genre : lemna

Espèce : *Lemnagibba*[1]

Lemnagibba est une espèce de lentille d'eau, végétal de la famille des Araceae et de la sous-famille des Lemnoideae (autrefois, famille des Lemnaceae), avec une distribution dans les zones tempérées d'Europe, y compris la Grande-Bretagne, dans l'Himalaya, en Afrique, en Amérique du sud et Amérique du nord. C'est une plante aquatique d'eau douce de petite taille, qui forme un tapis vert recouvrant les masses d'eau stagnantes. Elle flotte à la surface de l'eau et mesure jusqu'à 05mm de diamètre.

(Fig.18)



Figure 18: *Lemnagibba*(Juin 2019)

4.2.2 Répartition et écologie de l'espèce :

Elle a une racine unique qui pende dans l'eau. Trouvée dans une large gamme de masses d'eau immobiles ou à écoulement lent, la lentille d'eau peut également se produire sur les roches et des boues (Yu et Wang,2004)

Dans cette optique, les lentilles d'eau doivent être régulièrement récoltées. Dans le cas contraire, le tapis végétal devient trop important, les lentilles se chevauchent et leur mortalité augmente. Les lentilles mortes décantent éventuellement et se décomposent au fond du bassin, créant ainsi une nouvelle source de pollution (Debusket *al.*, 1981 ; Reddyet *al.*, 1983; Körneeret *al.*, 1998 ; Jupsinet *al.*, 2004).

D'autre part, les lentilles d'eau constituent un bon modèle expérimental vu leur croissance rapide et la facilité de culture et de récolte. En effet, elles ont été très utilisées pour l'évaluation de la toxicité des polluants, comme **les huiles industrielles** (tkalecet *al.*, 1998), **les métaux lourds** (Mohan et Hosetti, 1997 ; Wang, 1986), **les hydrocarbures** (Huang *et al.*, 1995) et **les pesticides**(Hartman et Martin, 1985).

Chez les lentilles d'eau, l'effet des substance toxiques peut être estimé par différents paramètres comme le nombre des frondes, la biomasse et la surface foliaire (Tkalecet *al.*, 1998 ; Wang, 1986), le taux des enzymes respiratoires comme la catalase et la peroxydase (Mohan et Hosetti,1997) et la teneur en chlorophylle et en azote (Strother,1981).

Le nombre de frondes (NF) et la biomasse (PF), en plus de leur large utilisation, présentent l'avantage d'être simples et compatibles avec un grand dispositif expérimental.

5. La pollution aquatique :

La pollution constitue un sujet majeur de santé publique et de l'environnement. Le problème de la pollution des eaux représente sans aucun doute un des aspects les plus inquiétant de la dégradation du milieu naturel et donc de son équilibre. Les rejets urbain, industriel et agricole de plus en plus importants, constituent un dangercroissant pour le milieu naturel, leurs charges en matières en suspension et en

substances dissoutes souvent toxiques altèrent et dégradent la qualité des eaux de surface, des eaux du littoral et des eaux souterraines.

5.1 . La pollution des eaux de surface :

La pollution d'une eau superficielle est la dégradation de sa qualité en modifiant ses propriétés physiques, chimiques et biologiques. Les effets indésirables de ce phénomène sur les organismes vivants ont fait l'objet de nombreux travaux. (Nehme, 2014) et (Benbouihet *al.*, 2005)

5.2 Sources de la pollution :

Selon (Viala, 1998) Les principales sources de pollution actuellement sont :

- **Les activités de l'industrie chimique :** l'industrie chimique peut rejeter, notamment dans l'air et dans les eaux, des quantités plus ou moins importantes de produits les plus divers.
- **Les activités domestiques :** avec les eaux usées provenant des toilettes, les produits d'entretien ou cosmétiques (savons de lessives, détergents), les peintures, solvants, huiles de vidanges, hydrocarbures...
- **Les activités agricoles :** les engrais et les pesticides sont massivement utilisés à l'heure actuelle en vue d'augmenter et intensifier les rendements agricoles.

5.3 La pollution agricole :

L'activité agricole modifie fortement la qualité et la dynamique de l'eau dans le milieu. Par la transformation du couvert végétal, le travail du sol, l'apport de fertilisants et de pesticides, l'agriculture altère le cycle de l'eau comme de ses composés. La croissance de la production agricole au moyen de l'agrochimie et de la mécanisation durant ces dernières décennies a entraîné des dégradations des sols et des eaux dans de nombreuses régions du monde. Ces dégradations varient en fonction des formes et du niveau d'intensification agricole et en fonction du contexte pédo-climatique (Laurent, 2012)

5.3.1 Définition des engrais :

On entend par engrais tous les composés minéraux et organiques qu'on ajoute au sol et qui sont destinés à être acheminés directement ou indirectement vers les plantes alimentaires (Bliefert et Perraud, 1997).

Les engrais tout produit contenant au moins 05% ou plus de l'un ou plus des trois principaux éléments nutritifs des plantes (N, P₂O₅, K₂O), fabriqué ou d'origine naturelle. Toute matière fertilisante organique ou minérale incorporé au sol pour en accroître ou en maintenir la fertilité, apportant notamment aux végétaux les éléments qui leur sont directement utile (Mazoyer, 2002).

5.3.2 Le phosphore d'origine agricole :

Longtemps sous-estimé comme polluant, cet élément est lui aussi à la base de la fertilisation des sols. Il est par ailleurs produit dans les déjections animales. Comme l'azote, il est un élément essentiel à la croissance végétale. Dans le milieu naturel, il est un facteur limitant car sa concentration est très faible. Il n'est pas néfaste pour la santé humaine mais induit un développement anormal d'algues dans les rivières ce qui réduit leurs qualités biologiques et piscicoles (Hodgkinson, 1998).

Le risque d'eutrophisation par le phosphore apparaît à de faibles doses pour des seuils voisins de 0,035 à 0,1 mg. l⁻¹ en phosphore total (Haygarth, 1999), alors que la valeur guide d'une eau brute pour la potabilisation est de 0,7 mg.l⁻¹. (Laurent, 2012)

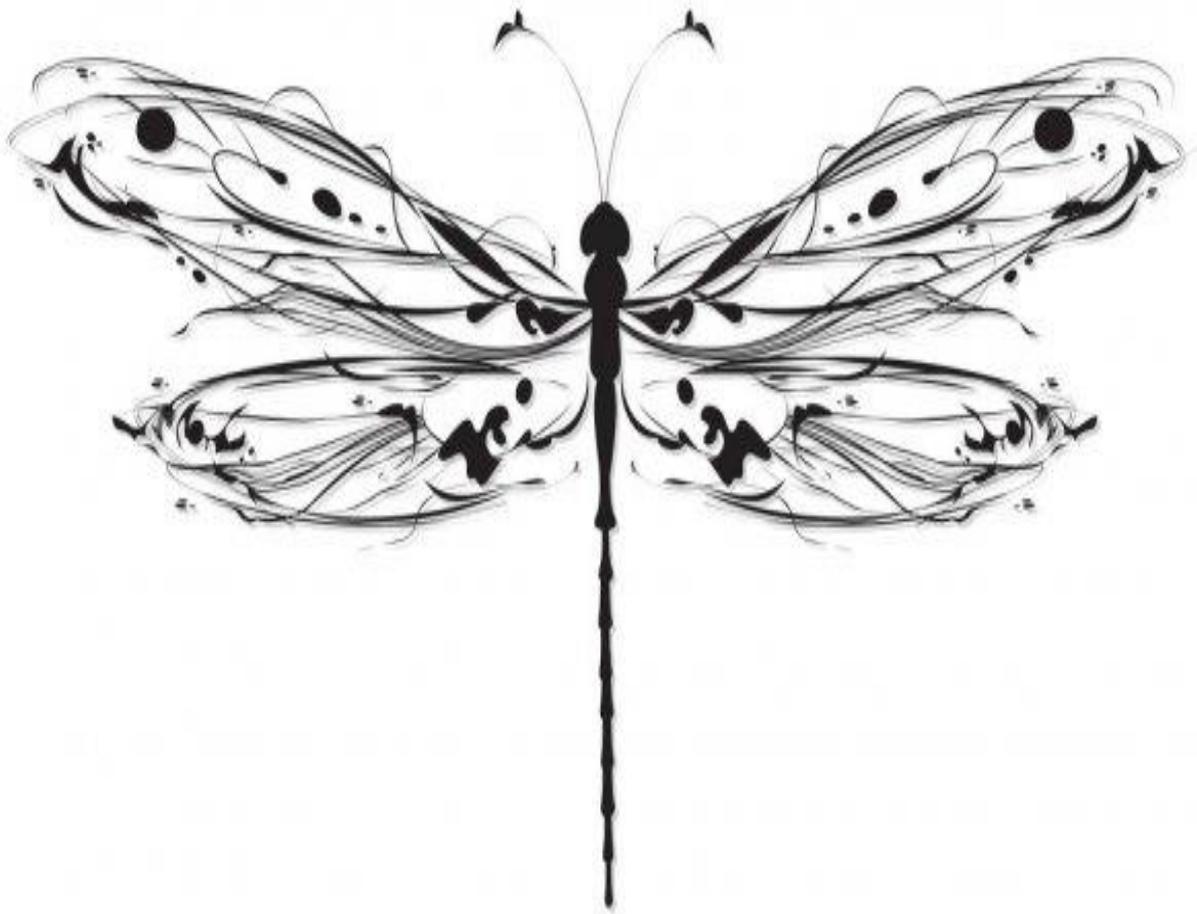
5.3.3 Définition des pesticides :

Dans les différentes études et travaux consultés, les termes "pesticides" ou "phytosanitaires" peuvent être utilisés indifféremment (Tronet *al.*, 2001). Ils sont appelés également produits phytopharmaceutiques, agropharmaceutiques ou produits de protection (Amara, 2012)

D'après (Calvet, 2005) et (Faitet *al.*, 2004) ce sont des préparations contenant plusieurs substances actives qui sont présentées sous la forme dans laquelle elles sont livrées à l'utilisateur.

Chapitre III

Matériel et méthodes



Chapitre III Matériel et méthodes

6. Matériel :

La réalisation de ce travail nécessite l'utilisation de matériel suivant :

6.1 Matériel de terrain :

- Gants
- Filet
- Flacon
- Bac plastique alimentaires
- Papier absorbant

6.2 Matériel de laboratoire :

- Aquariums
- Eaux stagnante
- Bouteilles d'eau minérale vides
- Papier absorbant
- Support végétale
- Tuyau
- Pompe à air
- Anti-siphon
- Sel Artémia
- Œufs d'Artémia
- Filtreurs
- Lampe de bureau : pour la favorisation d'éclosion d'artémias

- pots
- Tickets
- Marqueur
- Phosphate
- lentilles d'eau
- Micropipette
- Pointe de micropipette
- Balance de précision
- Flacons en aluminium
- Pipete à sérologie en plastique
- Microscope électronique
- Papier millimétrique
- Appareil photo
- Logiciel imageJ

7. Méthodes :

Notre expérience a été réalisée durant cinq mois entre Juin et octobre 2019 sur cinq couples de zygoptère de *Ischnuragraellsii*, nous avons assuré le suivi de cycle de vie à partir de la ponte jusqu'à la métamorphose dans des différents pots contenant de l'eau plus un support végétal et une concentration de 2mg/l de phosphore, ce dernier est un engrais qui provoque des perturbations écologiques, l'alimentation des larves a été contrôlée d'une manière journalière.

Ce travail a été effectué au laboratoire à l'exception de deux sorties sur terrain pour échantillonner les femelles de *Ischnuragraellsii* et les deux espèces des lentilles d'eau.

7.1 Sur terrain :

Nous arrivons sur le site de travail tôt le matin et le travail était effectué comme suit :

7.1.1 L'échantillonnage des femelles de *Ischnuragraellsii*:

Le choix des sites d'échantillonnage a été fait en fonction de quelques critères à savoir :

- ✓ **L'accessibilité.**
- ✓ **La sécurité.**



Figure 19: Lac Tonga (Juin, 2019)

➤ **L'échantillonnage :**

A l'aide d'un filet à papillon, nous capturons 10 à 15 couples de *Ischnuragraellsii*, en position de copulation pour assurer la fécondation et la ponte des œufs au laboratoire. Le but de l'échantillonnage est de ramener le produit biologique pour accéder à un travail expérimental.

7.1.2 L'échantillonnage des lentilles d'eaux :

➤ **Choix des sites** Le choix des sites d'échantillonnage a été fait en fonction de quelques critères à savoir :

- ✓ **L'accessibilité.**
- ✓ **La sécurité.**
- ✓ **Les commodités de l'échantillonnage.**



Figure 20: A- Site 1- *Lemnaienor* B- site 2- *Lemnagibba* (Juin, 2019)

➤ **L'échantillonnage des lentilles d'eau *Lemnamenor* et *Lemnagibba* :**

Les deux espèces des lentilles d'eau *Lemnaminor* et *Lemnagibba* qui ont été utilisées dans cette étude ont été récoltées de la région d'El Taref « Lac Tonga » et elles ont été placées dans deux aquariums pour la réalisation de deux lots afin de les introduire dans notre expérience.



Figure 21: Végétation 1 : *Lemnamenor*(Juin, 2019)



Figure 22: Végétation 2 : *Lemnagibba* (Juin, 2019)

7.2 Au laboratoire :

Une fois au laboratoire le travail est devisé en plusieurs étapes à savoir :

7.2.1 Préparation du milieu de ponte :

Pour assurer la ponte, nous avons créé un milieu favorable avec la préparation de 10 flacons en plastiques contenant un support végétal et un papier absorbant humide.

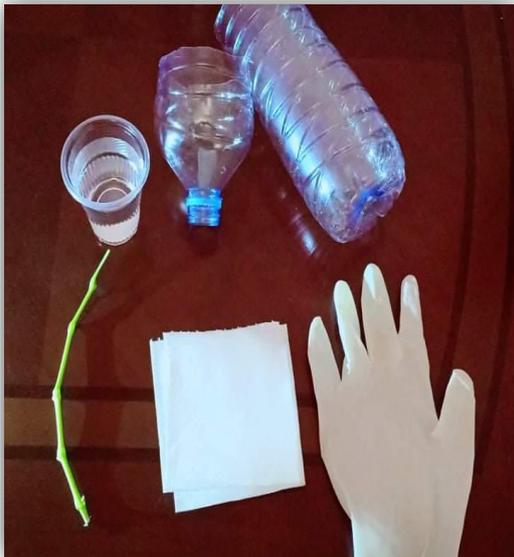


Figure 23 : Milieu de ponte (Juin, 2019)

7.2.2 Séparation et placement des femelles :

Chaque femelle a été séparée de son couple et ensuite placée dans un milieu de ponte favorable et étiquetées en notant la date et le numéro de la femelle.



Figure 24: Séparation d'une femelle



Figure 25: Placement de la femelle dans le milieu de ponte

7.2.3 L'éclosion des femelles :

Après la ponte, les papiers absorbants humides qui contiennent les œufs de chaque femelle ont été récupérés et placés dans des aquariums contenant l'eau douce stagnante



Figure 26: Préparation du milieu d'éclosion



Figure 27: Placement des œufs dans les aquariums

7.2.4 L'élevage de *Artemia salina* :

L'artémie (*Artemia salina*) est une espèce de crustacés vivant dans les lacs salés, les lagunes et les marais salants, sa qualité nutritionnelle des nauplii en

ont surtout fait une nourriture de choix pour la plupart des éclosiers de poissons et de crustacés et des insectes. Cette espèce reste toujours très demandée dans le domaine d'exploitation des ressources hydriques et en aquaculture.

L'artémia a été utilisée comme une source trophique pour les larves de notre modèle biologique. Pour élever les artémias, nous avons les acheter sous forme d'œufs appelés cystes. On les a laissés reposer un litre d'eau dans un récipient pendant 24 h afin d'en dégager le chlore. Puis nous avons porté cette eau à une température entre 20 et 32 °C dans laquelle nous déposerons l'équivalent de 4 cuillères à café de sel (32g) de mer non iodé et non fluoré.

Et après nous avons versé quelques pincées de cystes afin qu'ils recouvrent $\frac{1}{4}$ de la surface de notre récipient et secouer le afin qu'ils en atteignent le fond.

Après un peu plus de 24h, nous verrons nos naupliides *Artemia* se balader vers le côté le plus lumineux de notre bocal.

Après les récupérer afin de nourrir nos larves de *Ischnura graellsii*



Figure 28 : L'élevage de *Artemia salina*

7.2.5 Séparation des larves :

Nous avons préparé pour les larves de chaque femelle, 4 types de milieu de vie (NN, VN ; PN, VP)

- **Le milieu NN** : milieu normal (y que l'eau)
- **Le milieu VN** : milieu d'eau + 10 feuilles de deux espèces de végétation (Lm+Lg)
- **Le milieu PN** : milieu d'eau pollué (eau normale+ 2mg/l de phosphate)
- **Le milieu VP** : milieu d'eau pollué + 10 feuilles de deux espèces de végétation (Lm+Lg)

32 larves de chaque femelle ont été séparées dans 8 pots pour chaque milieu à la fréquence d'une larve par pots qui contient la date et le code.



Figure 29 : Mesure de polluant de phosphate

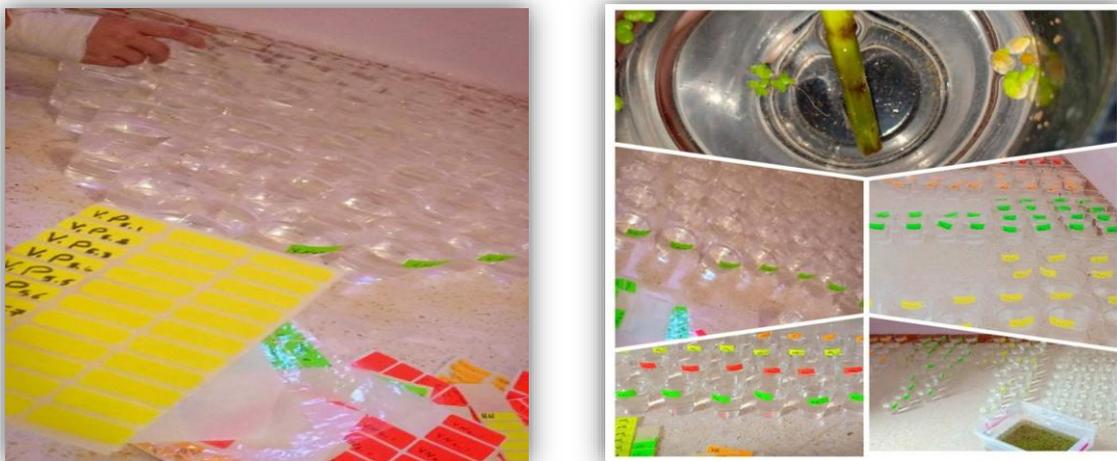


Figure 30 : Préparation les codes et les dates des pots

7.2.6 L'élevage des larves :

A l'aide d'une pipette, nous avons assuré l'élevage des larves de *Ischnuragraellsii* avec une fréquence de deux fois par jours, la quantité de *Artemia* a été distribuer en fonction de la taille et l'âge des larves.

(2ml; 4ml ; 6ml ; 8ml) par dose pour les larves de la première semaine ; 2eme ; 3eme et 4 eme semaine respectivement.

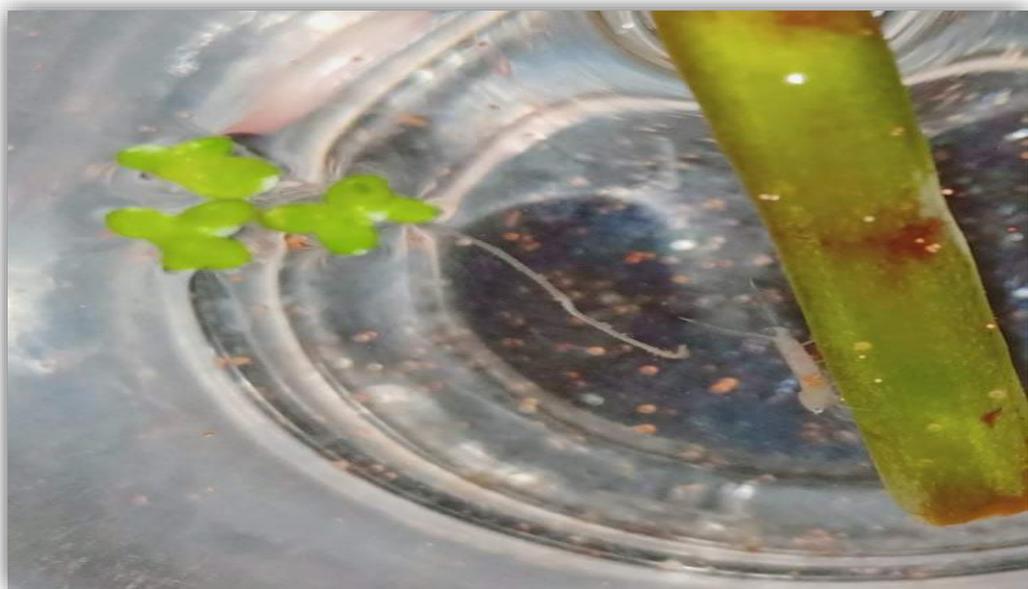
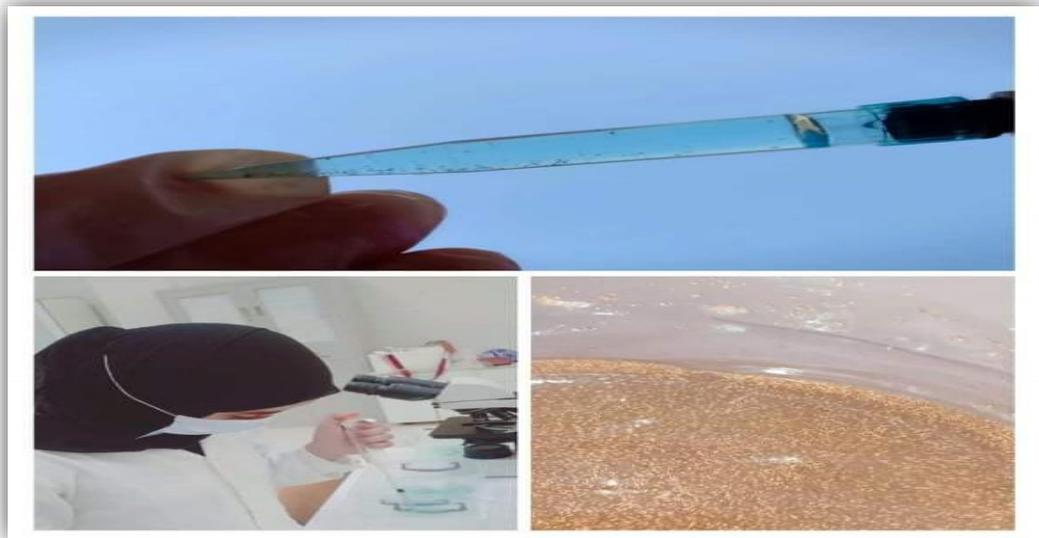


Figure 31: A, B / L'élevage des larves

7.2.7 Les mensurations :

Les paramètres biométriques des larves ont été mesuré à l'aide de plusieurs matériels) à savoir :

- Mensuration du poids des larves à partir de la 25eme journée avec une balance de précision



Figure 32: A, B / Mensuration du poids des larves

- Mensuration de la taille du corps des larves à partir de 25eme journées avec microscope numériques en utilisant le logiciel Image J



Figure 33 : A, B / Mensuration de la taille du corps des larves.

- Mensuration de la taille du corps et la largeur des ailes pour les imagos avec un pied à coulisse numérique.



Figure 34: A, B Métamorphose des imagos

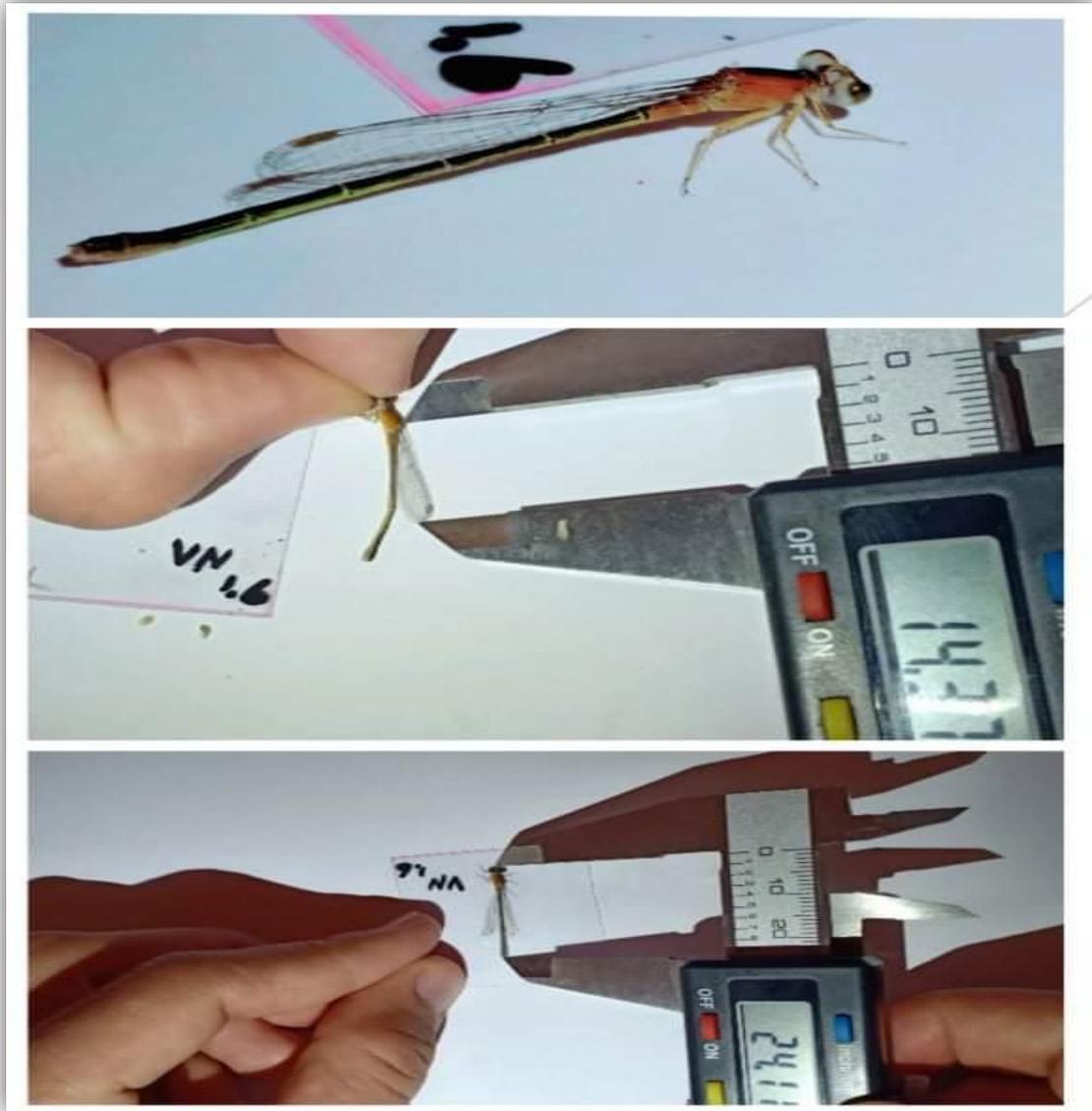
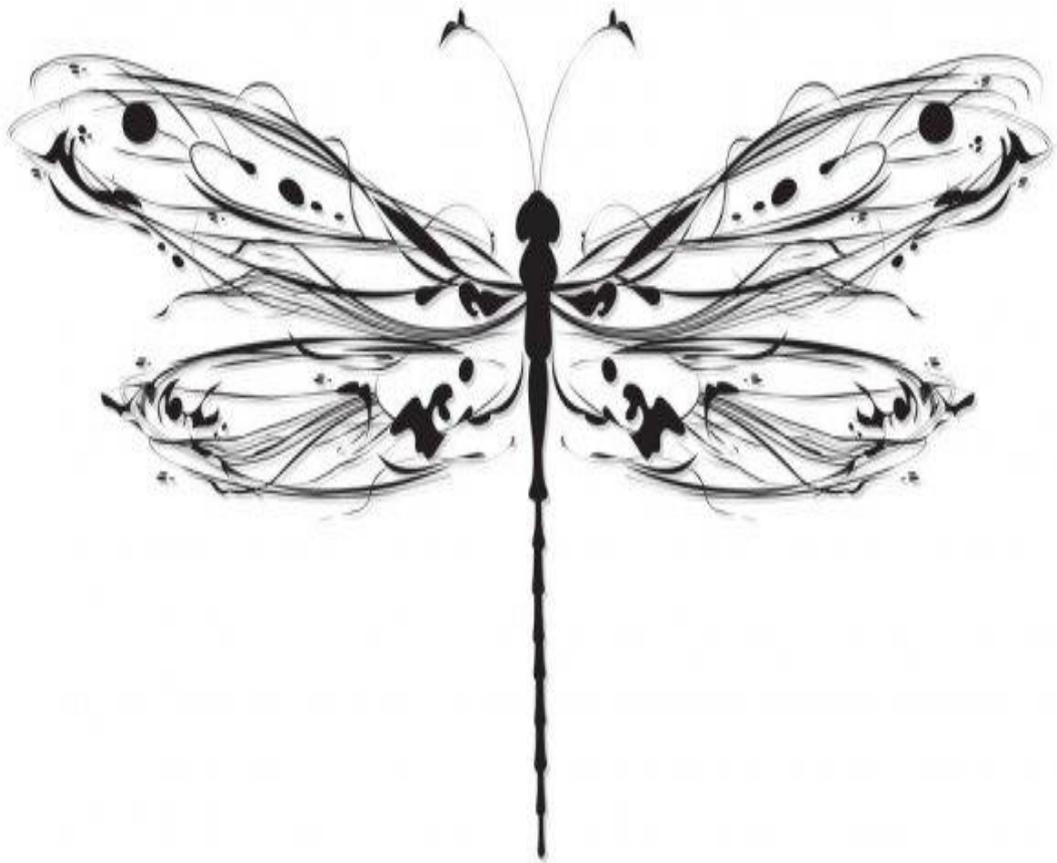


Figure 35: Mensuration de la taille du corps et la largeur des ailes pour les imagos

Chapitre IV

Résultats et discussion



CHAPITRE IV RESULTATS ET DISCUSSION

8. Cycle de vie de *Ischnuragraellsii*:

8.1 La ponte et l'éclosion :

La ponte chez les femelles de *Ischnuragraellsii* succède plus ou moins rapidement à la copulation. Les femelles insèrent leurs œufs dans le papier absorbant humides qui sont entourés d'une couche plus ou moins épaisse de gelée, ils sont émis isolément ou en paquet, quelques fois ils restent groupés dans une substance mucilagineuse formant parfois un long cordon qui contient des milliers d'œufs.

La durée de l'incubation des œufs est assez variable en fonction des conditions environnementales, d'une femelle à une autre. (Tableau 2).

Tableau 2:La date de ponte et d'éclosion pour les 05 femelles de *Ischnura graellsii*

CODE	Date de ponte	Date d'éclosion
Femelle 1	19/06/2019	27/06/2019
Femelle 2	4/7/2019	12/07/2019
Femelle 3	4/7/2019	12/07/2019
Femelle 4	4/7/2019	12/07/2019
Femelle 5	11/7/2019	19/7/2019

8.2 Taux de croissance et de développement des larves

8.2.1 Le poids des larves :

Le taux de croissance de poids des larves pour les cinq femelles variait entre les deux milieux ; avec végétation (présence des feuilles des lentilles d'eau) et les traitements avec pollution (Fig.36).

Des différences de taille corporelle entre les traitements ont été enregistrées à l'âge de 25 jours où les larves ont atteint une taille corporelle et un poids plus élevé dans les traitements riche avec des feuilles de lentilles d'eau par rapport au milieu sans végétation et en traitement de pollution qu'en traitement sans pollution

Les larves les plus grosses ont été enregistrées dans le milieu riche en végétation (*Limnaminor* + *Limnagibba*).

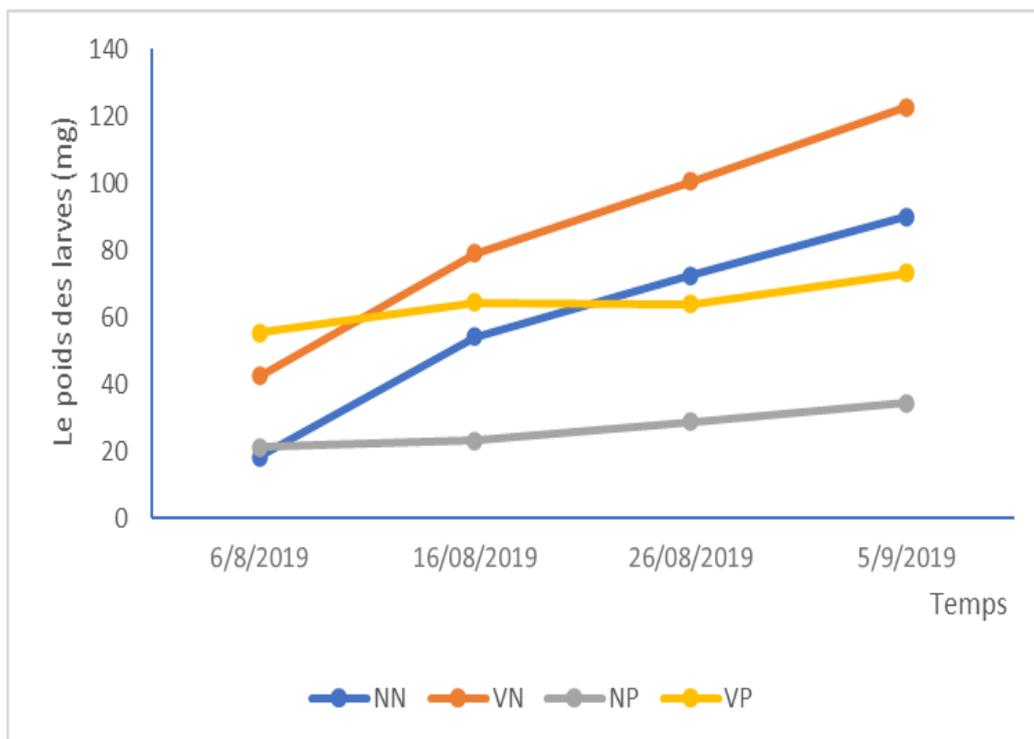


Figure 36: Evolution des poids des larves en fonction du temps

8.2.2 Largeur de la tête des larves :

Le taux de croissance de la largeur de la tête des larves pour les cinq femelles variait entre les lentilles d'eau et les traitements de pollution (Fig.37). Des différences de taille corporelle entre les traitements ont été enregistrées à l'âge de 25 jours où la largeur de la tête des larves atteint une valeur plus élevés dans les traitements riche avec des feuilles de lentilles d'eau par rapport au milieu sans végétation et en traitement de pollution qu'en traitement sans pollution

- Les larves qui possèdent un développement normal avec une taille de corps et une largeur de tête homogène en fonction du temps, ont été enregistrées dans le milieu normale riche en végétation (*Limnaminor* + *Limnagibba*).

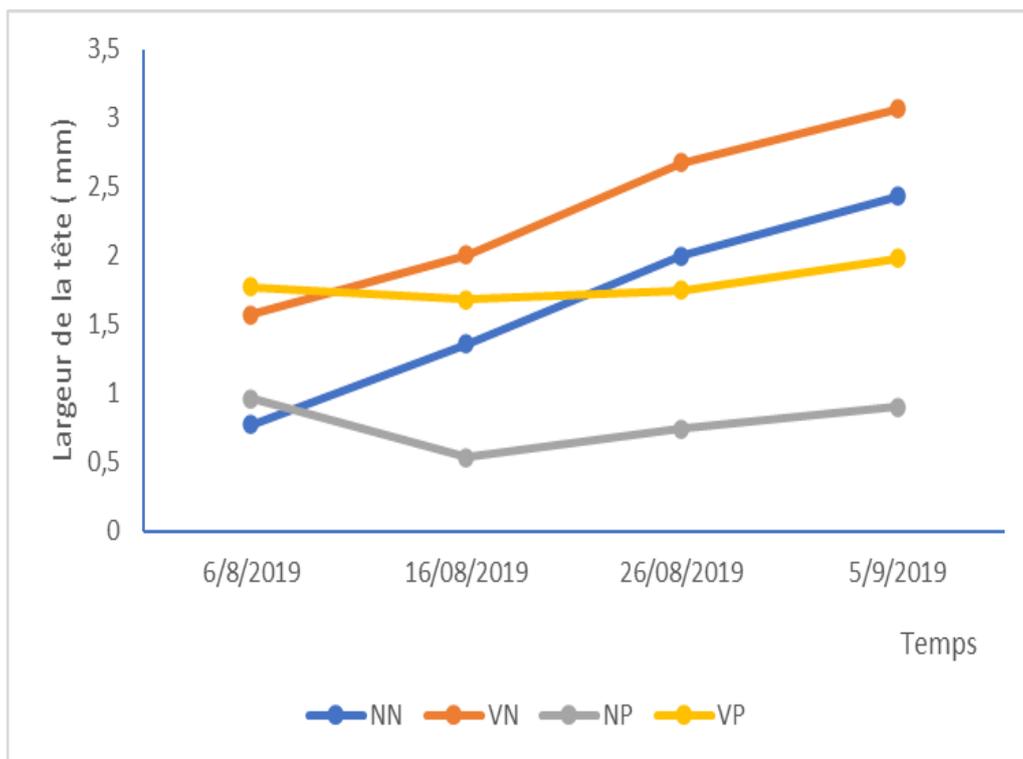


Figure 37: Evolution de la largeur de la tête des larves en fonction du temps

8.3 Taux de croissance et de développement des imagos :

La figure 38 montre la variation de la taille de corps et la taille des ailes des imagos selon les milieux, après 54 jours de suivi d'une manière régulière et journalière, nous avons assisté à l'émergence des larves et la naissance des imagos.

Les mensurations de de la longueur du corps et des ailes, indique que les valeurs les plus fiables ont été approuvé dans le traitement avec les lentilles d'eau plus que celles du traitement sans lentilles ; ceux élevés en non-pollution étaient plus grands que ceux en traitement de pollution

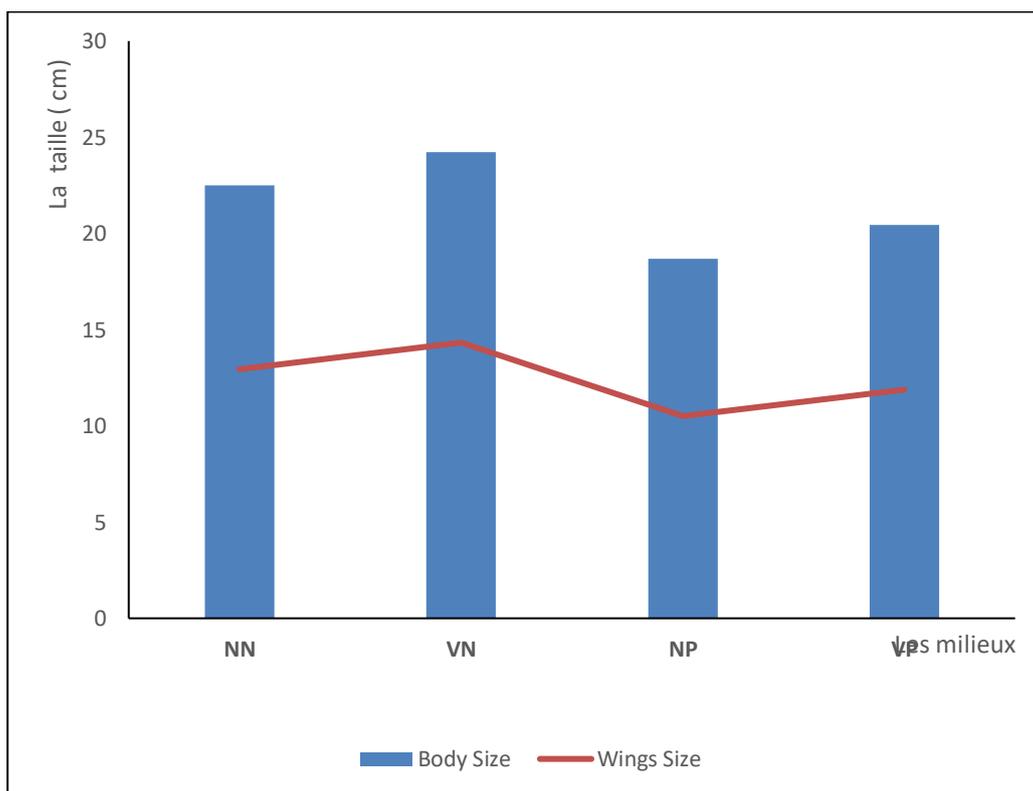


Figure 38: La variation de la taille de corps et la taille des ailes des imagos selon les milieux

8.4 Taux de survie :

En l'absence de lentilles d'eau, la survie des larves était de 75% dans le traitement témoin et de 42.5% dans le traitement de la pollution par les engrais. En présence de lentilles d'eau, la survie globale (tous traitements confondus) était respectivement de 97.5% et 62.5% en absence et en présence de pollution.

La survie a augmenté de 22.5% en l'absence de pollution et de 20% en présence de pollution lorsqu'elle était élevée à *Limnaminor* + *Limnagibba*.

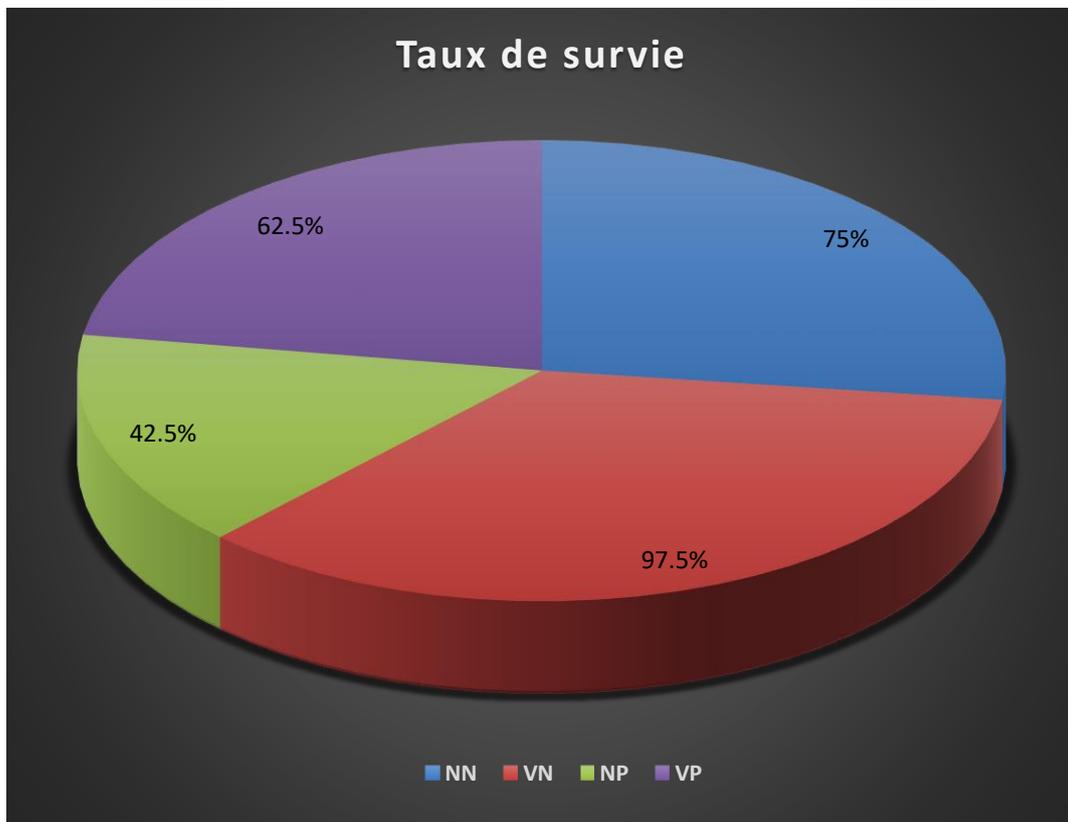


Figure 39: Le pourcentage de survie des larves de *Ischnuragraellsii*

8.5 La métamorphose des effectifs de *Ischnuragraellsii* :

La métamorphose c'est la phase de développement qui consiste, pour la libellule, à passer du milieu aquatique au milieu terrestre. Cette métamorphose qui transformera la larve en imago implique de multiples modifications physiologiques et morphologiques.

Nous avons assuré le suivi de 160 larves de *Ischnuragraellsii* issue de 5 femelles différentes distribuer d'une manière homogène sur les quatre milieux (NN, NP, VN, VP).

La figure 40 représente le nombre des imagos réparti sur les quatre milieux, nous observons que sur les 160 larves seule 111 qui ont réussi l'émergence, avec un taux plus élevé qui est enregistré dans le milieu riche en végétation (VN) avec les deux espèces de lentille d'eau *Limnaminor* + *Limnagibba*

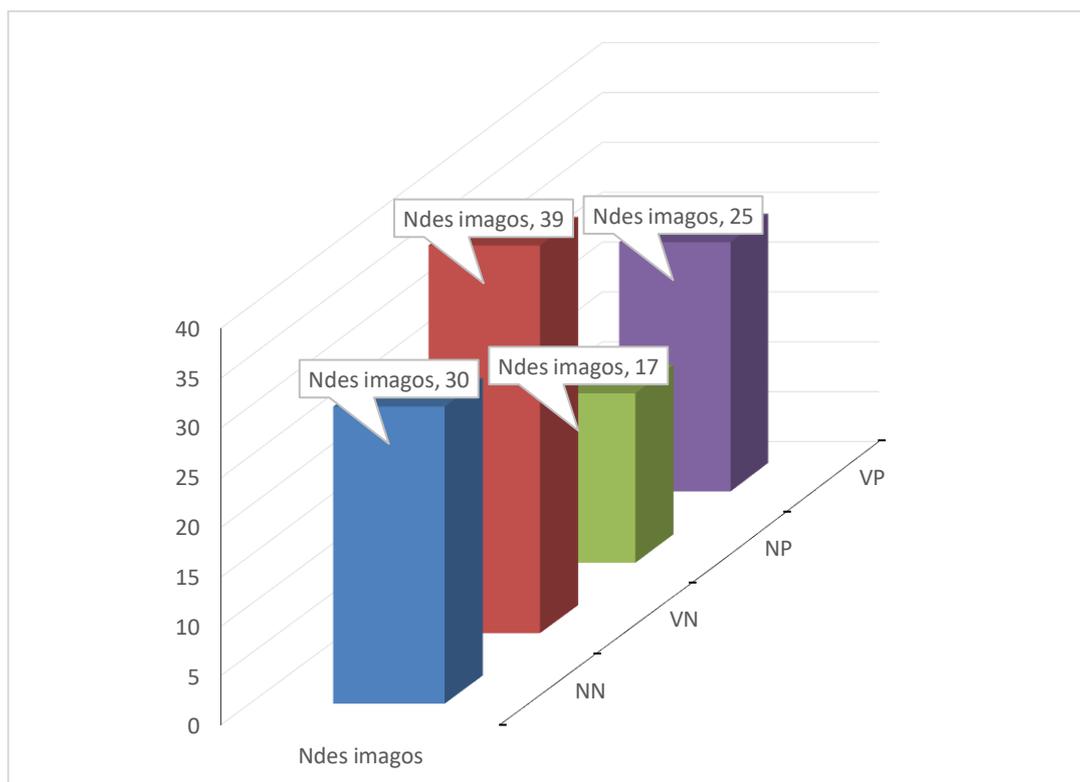


Figure 40: Le nombre des imagos réparti sur les quatre milieux

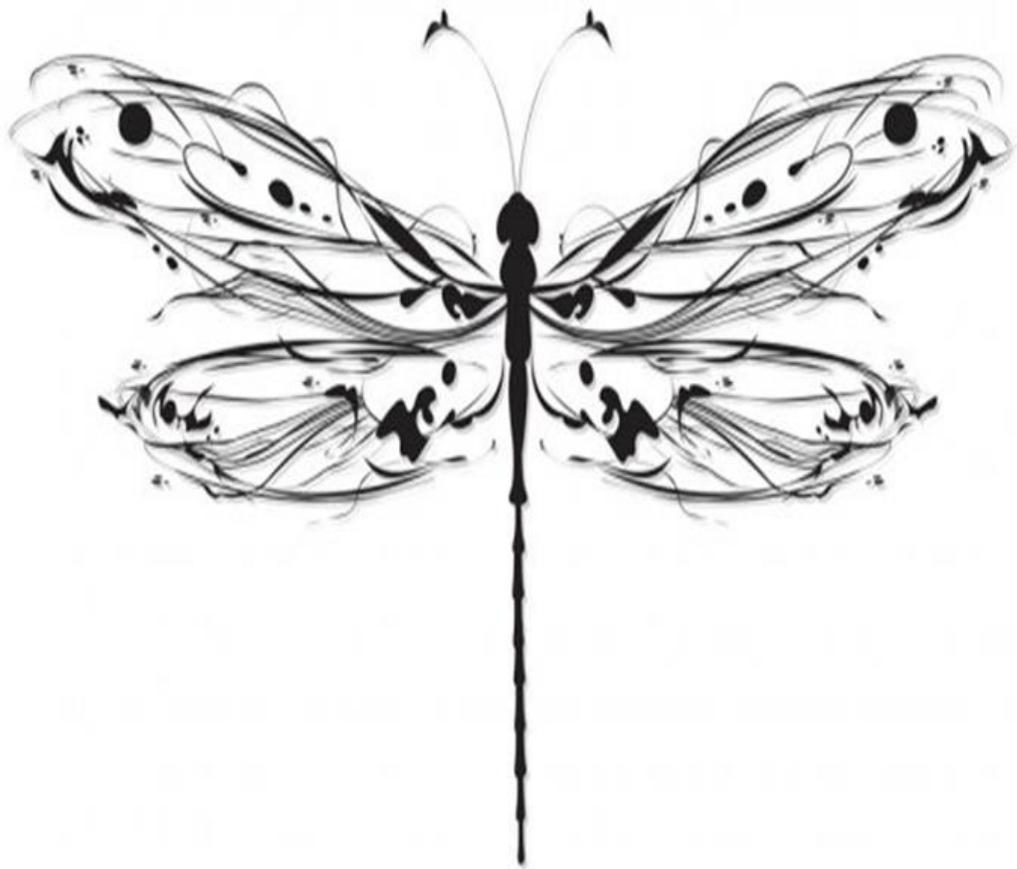
Conclusion

Notre étude a pour but d'évaluer l'importance des lentilles d'eau sur le bon fonctionnement, la santé des eaux douces et sur le cycle de vie des insectes aquatiques, durant cette étude expérimentale nous avons retirés les résultats suivants :

- * La survie, le taux de croissance et la taille du corps pour les adultes et les larves *de Ischnuragreallsii* dans les traitements de lentilles d'eau étaient plus élevés que dans les conditions témoins.
- * La présence de lentilles d'eau a augmenté le taux de survie des larves, le taux de croissance et la taille corporelle des adultes.
- * Les femelles qui ont une taille plus grande produisent plus d'œufs.
- * La pollution par les engrais influe négativement sur le bon déroulement de cycle de vie *de Ischnuragreallsii*
- * les résidus alimentaire et les déchets d'artémia, empêche le bon déroulement de la métamorphose des imagos.

Et Nos résultats confirment que l'interaction des espèces des plantes aquatiques entre eux, peuvent réduire la pollution dans les écosystèmes d'eau douce et aide à préserver et sauvegarderla biodiversité faunistique.

Résumés



Résumé

L'utilisation de *Limnaminor* + *Limnagibba* comme des régulateurs pour évaluer et contrôler la qualité de l'eau, à prouver l'effet de phosphore sur les paramètres de cycle de vie de *Ischnuragraellsii* (la largeur de la tête des larves, le poids, la taille de corps et la taille des ailes des imagos, la survie, la phénologie...). On note le nombre des larves qui atteint une métamorphose complète est plus élevé dans le milieu VN « riche en végétation sans pollution » par rapport au témoin et les autres milieux. L'ensemble de ces résultats souligne l'intérêt des lentilles d'eau dans la biodiversité d'eau douce. Et de leurs éventuels effets sur le cycle de vie des insectes aquatiques.

Mots clés : *Ischnuragraellsii*, larves, paramètre de cycle de vie, phénologie,
Phosphore, *Limnaminor* + *Limnagibba*

ملخص

استخدام *LimnaMinor + Limnagibba* كمنظمين لتقييم ومراقبة جودة المياه ، لإثبات تأثير الفوسفور على معلومات دورة حياة *Ischnuragraellsii* (عرض رأس اليرقة ، و الوزن وحجم الجسم وحجم أجنحة الصور ، والبقاء على قيد الحياة ، وعلم الفينولوجيا ، وما إلى ذلك). نلاحظ أن عدد اليرقات التي تصل إلى تحول كامل أعلى في بيئة "VN الغنية بالنباتات بدون تلوث" مقارنة بالشهود والأوساط الأخرى. تؤكد كل هذه النتائج على اهتمام طحلب البط بالتنوع البيولوجي للمياه العذبة. وتأثيراتها المحتملة على دورة حياة الحشرات المائية..

، اليرقات ، معلمة دورة الحياة ، الفينولوجيا ، الفوسفور ، *Ischnuragraellsii* :الكلمات الرئيسية

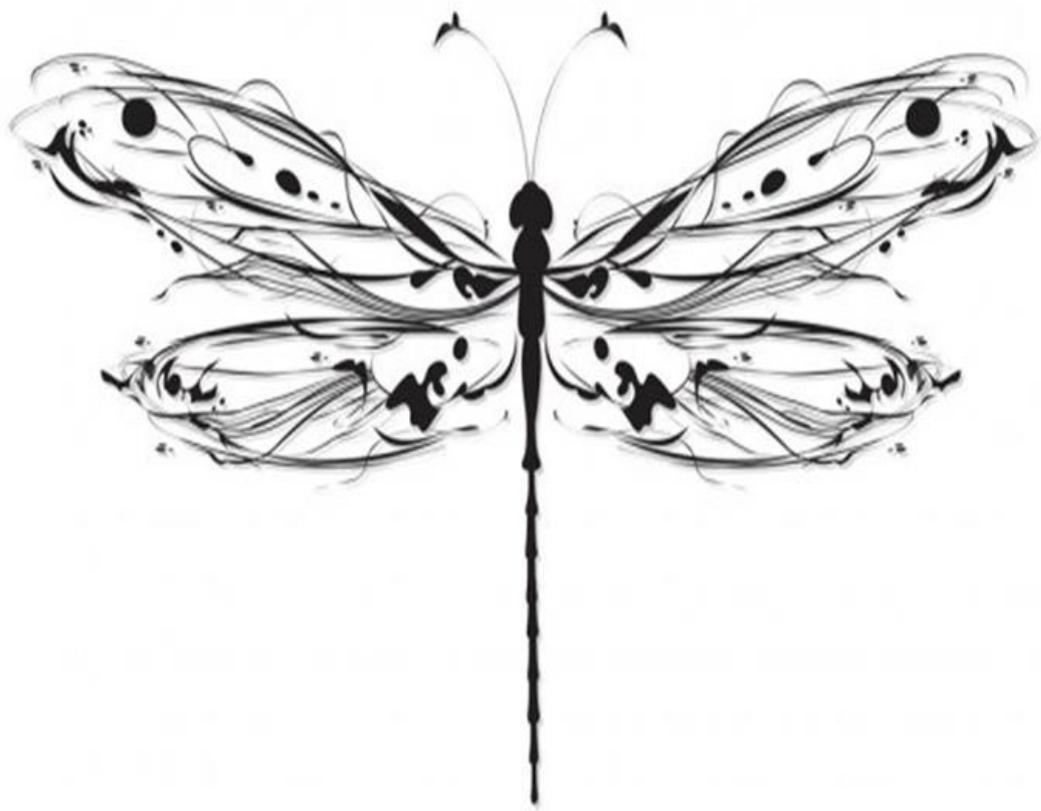
Limnamenor + Limnagibba

Abstract

The use of *Limna minor* + *Limnagibba* as regulators to assess and control water quality, to prove the effect of phosphorus on the life cycle parameters of *Ischnuragraellsii* (the width of the larval head, the weight, body size and the size of the wings of the imagos, survival, phenology, etc.). We note the number of larvae which reach a complete metamorphosis is higher in the VN environment "rich in vegetation without pollution" compared to the witness and other circles. All of these results underscore the interest of duckweed in freshwater biodiversity. And their possible effects on the life cycle of aquatic insects.

Keywords: *Ischnuragraellsii*, larvae, life cycle parameter, phenology, Phosphorus,
Limna minor + *Limnagibba*

Références bibliographiques



Référence bibliographiques

(A)

Aguilar J. d' et Dommanget J.-L. (1998). Guide des libellules d'Europe et d'Afrique du Nord. Delachaux et Niestlé, Paris, Neuchâtel-Paris, 1985 : 1ère édition, 463 pages.

Aguilar J. d' et Dommanget J.-L. (1985). Guide des libellules d'Europe et d'Afrique du Nord. Delachaux et Niestlé Paris, 341 p.

Amara A. (2012). Évaluation de la toxicité de pesticides sur quatre niveaux trophiques marins : micro-algues, échinoderme, bivalves et poisson. Thèse de doctorat en Biologie de l'environnement, des populations, écologie. Cotutelle entre L'université De Tunis El-Manar Et L'université De Bretagne Occidentale.213p.

Anderson, D. J. et Vondracek, B. (1999). Insects as indicators of land use in three ecoregions in the prairie pothole region. Wetlands 19: 648-664.

(B)

Baillie, J. E., Collen, B., Amin, R., Akcakaya, H. R., Butchart, S. H., Brummitt, N., Meagher, T. R., Ram, M., Hilton-Taylor, C. & Mace, G. M.(2008). Toward monitoring global biodiversity. Conservation Letters 1: 18-26.

Batzer, D. P., Rader, R. B. &Wissinger, S. A. (1999). Invertebrates in freshwater wetlands of North America: ecology and management. John Wiley& Sons.

Benbouih H., Nassali H., Leblans M., et al. Contamination en métaux traces des sédiments du Lac Fouarat (Maroc). Africa Science. 2005;10–125.

Bliefert C., et Perraud R. (1997). Chimie de l'environnement : Air, Eau, Sols, Déchets. 1ère éd. Espagne. 477p.

Bodo R., Hausler R., et Azzou A. (2005). Approche multicritère pour la sélection de plantes aquatiques en vue d'une exploitation rationnelle. Revue des sciences de l'eau, Journal of Water Science, vol. 19, n° 3, Pp : 181-197.

Boudot J.-P., Kalkman V. J., Amorin A., Bogdanović T., Rivera A. C., Degabriele G., Dommanget J.-L., Ferriera S., Garrigós B. et Jović M. (2009). Atlas of the Odonata of the Mediterranean and North Africa. Libellula 9: 1-256.

(C)

Calvet R. (2005). les pesticides dans le sol. Conséquences agronomiques et environnementales. 311-315

Carpenter F. M. (1939). The Lower Permian insects of Kansas. Part 8. Additional Mesasecoptera, Protodonata, Odonata, Homoptera, Psocoptera, Protelytroptera, Plectoptera and Protoperlaria. Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences, 73: 29-70

Cauzzi N. (2007). Evaluation de l'éco-compatibilité de sédiments contaminés, traités et non traités par un procédé physico-chimique, dans le cadre d'un scénario de dépôt en gravière - Étude en microcosmes aquatiques. Thèse INSA de Lyon - Spécialité Sciences et Techniques du Déchet au LSE de l'ENTPE. Villeurbanne: INSA de Lyon, 341p.

Chutter F. M. (1961). Certain aspects of the morphology and ecology of several species of Pseudagrion Selys (Odonata). Arch, Hydrobiol. 57: 430-463

Clausnitzer V., Kalkman V. J., Ram M., Collen B., Baillie J. E., Bedjanič M., Darwall W. R., Dijkstra K.-D. B., Dow R., et Hawking, J. (2009). Odonata enter the biodiversity crisis debate: the first global assessment of an insect group. Biological Conservation 142: 1864-1869.

- Clausnitzer V. (2003). Dragonfly communities in coastal habitats biotope quality and the need of conservation measures. *Biodiversity Conservation* 12: 333–356.
- Corbet P. S. (1962). *A Biology of Dragonflies*. E W. CLASSEY LTD, Farington.
- Corbet P. S. (1999). *Dragonflies: Behavior and Ecology of Odonata*. Harley Books, Colchester.
- Corbet P.S. (1962), *a biology of dragonflies*, Witherby: London.
- Corbet P.S. (1962). *Biology of dragonflies*. Entomology Research Institute, Research Branch, Canada Department of Agriculture, Ottawa. Witherby, London: 247 p.
- Corbet P. (1999). *Dragonflies: behaviour and ecology of Odonata*. Harley Books, Colchester, Uk.
- Corbet P.S. (1980). *Biology of Odonata*. *Annual Review of Entomology* 25: 189-217.
- Cordoba-aguilar A. (2008). *Dragonflies and Damselflies: Model Organisms for Ecological and Evolutionary Research*. Oxford, UK: Oxford Univ. Press. 290 pp.
- Cummins K. W. (1973). Trophic relations of aquatic insects. *Annual review of entomology* 18: 183-206.

(D)

- Debusk T.A., Ryther J.H., et Hanisak M.D. (1981). Effects of seasonality and plant density on the productivity of some freshwater macrophytes. *Aquat. Bot.*, 10, 133-142.
- Dijkstra K.-D. B., Kipping J., et Meziere N. (2015). Sixty new dragonfly and damselfly species from Africa (Odonata). *Odonatologica* 44: 447-678.

Dodd C. K. (1990). Effects of habitat fragmentation on a stream-dwelling species, the flattened musk turtle *Sternotherus depressus*. *Biological Conservation* 54: 33-45.

Domanget J.L., et d'Aguilar J. (1998). Guide des libellules d'Europe et d'Afrique du Nord : L'identification et la biologie de toutes les espèces. Delachaux et Niestlé. 461 pages.

Dunn R.R. (2005). Modern insect extinctions, the neglected majority. *Conservation Biology* 19: 1030- 1036.

Durand J.R. et L'évêque L. (1981). Flore et Faune aquatiques de l'Afrique Sahelo-Soudanienne. Editions de L'ORSTOM, Coll. Init. Doc. Tech. 45, Paris. 873 p.

(E)

Euliss J.N. , Jarvis R. L ., et Gilmer D. S. (1991). Feeding ecology of waterfowl wintering on evaporation ponds in California. *Condor*: 582-590.

(F)

Fait A., Iversen B., Tiramani M., Iramani M., Visentin S., Maroni M. (2004). Prévention des risques pour la santé liées à l'utilisation des pesticides dans l'agriculture, série protection de la santé des travailleurs, No ; 1. 35p

Fisher S. G., et Likens G. E. (1973). Energy flow in Bear Brook, New Hampshire: an integrative approach to stream ecosystem metabolism. *Ecological monographs* 43: 421-439.

Fisher S. G. (1977). Organic matter processing by a stream- segment ecosystem: Fort River, Massachusetts, USA. *Internationale Revue dergesamten Hydrobiologie und Hydrographie* 62: 701-727.

Francois L. (2013).agriculture et pollution de l'eau : modélisation des processus et analyse des dynamiques territoriales.hibilitationà diriger des recherches en sciences de l'environnement.université du Maine.185pages

(G)

Godfrey R.K., et Wooten J.W. (1979). Aquatic and wetland plants of the southeastern United States: monocotyledons. University of Georgia Press, Athens. 712 p.

Gibbs J. P. (2000). Wetland loss and biodiversity conservation. Conservation biology. 14: 314 317.

Grand D., Boudot J.P. (2006). Les libellules de France Belgique et Luxembourg.Biotope. Coll. Parthénope. Mèze.

(H)

Hadfield M. G. (1993). Introduction to the symposium: the crisis in invertebrate conservation. American Zoologist 33: 497-498.

Hartman W.A., Martin D.B. (1985). Effect of four agricultural pesticides on *Daphnia pulex*, *Lemna minor* and *Potamogetonpectinatus*. Bull. Environ. Contam. Tox., 35, 646-651.

Huang X.D., Dixon D.G., Greenberg B.M. (1995).Increased polycyclic aromatic hydrocarbon toxicity following their photomodification in natural sunlight. Dans : Impacts on DuckweedLemnagibba L. G3. Ecotox. Environ. Saf., 32, 194-200.

(J)

Jacques d'Aguilar., Dommanget J. L. et Prechac R. (1985). Guide des libellules d'Europe et d'Afrique du Nord, Coll. Les Guides du Naturaliste, Delachaux et Niestlé, Neufchâtel.341 pp.

Johnes P. J., Hodgkinson R. A. (1998). Phosphorus loss from agricultural catchments: pathways and implications for management. *Soil Use and Management*, Vol.14, 175- 185.

Jupsin H., Richard H. et Vasel J.-L. (2004). Contribution of floatingmacrophytes (*Lemnasp.*) in pond modelization. *In: Proceedings of the 6th International Conference on Waste Stabilisation Ponds, September 28th - October 1st, 2004, Avignon, France, 387-393.* Antony, France:Irstea.

(K)

Keiper J. B., Walton W. E. et Foote B. A. (2002). Biology and ecology of higher Diptera from freshwater wetlands. *Annual Review of Entomology*. 47: 207-232.

Khelifa R., Youcefi A., Kahlerras A., Alfarhan A., Al Rasheid K. et Samraoui B. (2011). L'odonatofaune (Insecta : Odonata) du bassin de la Seybouse en Algérie : intérêt pour la biodiversité du Maghreb. *Rev. Écol. (Terre Vie)*, vol. 66, 1:55-66

Khelifa R., Zebsa R., Kahlerras A. et Mahdjoub H. (2012). Clutch size and egg production in *Orthetrumnitidinerve*Selys, 1841 (Anisoptera: Libellulidae): effect of body size and age. *Int. J. Odonatol.* 15: 51–58.

Kolbe H.J. (1885). BeitragzurKenntniss der PseudoneuropteraAlgeriens und der Ostpyrenäen, *Berliner entomologischeZeitschrift*, 29, p. 151-157.

Körner S., et Vermaat J.E. (1998). The relative importance of *Lemnagibba*, bacteria and algae for the nitrogen and phosphorus removal in duckweed-covered domestic wastewater. *Water Res.*, 32(12), 3651-3661.

(*L*)

Liaw W. K., et Maccrimmon H. R. (1977). Assessment of particulate organic matter in river water. *Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und Hydrographie* 62: 445-463.

(*M*)

Martin R. (1910). Contribution à l'étude des Neuroptères de l'Afrique. II. Les odonates du département de Constantine. *Annales de la Société Entomologique de France*, 79, p. 82-104.

MATE. (1997). Biologie et écologie des espèces végétales proliférant en France – Synthèse bibliographique n°68. Les études des Agences de l'Eau. Paris: 202p.

Mazoyer M. (2002). Larousse agricole. Montréal (Québec). Larousse. 767 p.

McLachlan R. (1897). Odonata collected by the Rev. E.A. Eaton in Algeria, with annotations. *The Entomologist's Monthly Magazine (Series 2)*, 8: 152-157, enligne: [<http://www.biodiversitylibrary.org/item/360263page/162/mode/1up>].

Medail F., et Quezel P. (1997). Hot-spots analysis for conservation of plant biodiversity in the Mediterranean Basin. *Annals of the Missouri Botanical Garden*. 84 (1): 112–127.

Menaï R. (2005). Contribution à l'étude des macroinvertébrés des eaux continentales de l'Algérie : Inventaire, écologie et biogéographie des odonates. Thèse de Doctorat, Université d'Annaba.

- Meziane N. (2009). Contribution à l'étude des macroinvertébrés d'Oued Seybouse: Ephemeroptera, trichoptera, plecoptera et bivalva. In: Département de biologie. pp. Université 08 Mai 1945.**
- Miller P.L. (1992). The effects of oxygen lack on egg hatching in an Indian dragonfly, Potamarcha congener. Physiological Entomology. 17: 68-72.**
- Mohan B.S., Hosettes B.B.(1997). Potential phytotoxicity of lead and cadmium to Lemna minor grown in sewage stabilisation ponds. Environ. Pollut., 2, 233-238.**
- Møller T. R., et Rørdam C. P. (1985). Species numbers of vascular plants in relation to area, isolation and age of ponds in Denmark. Oikos: 8-16.**
- Morton K.J. (1905). Odonata collected by Miss M. Fountaine in Algeria, with description of a new species of Ischnura, The Entomologist's Monthly Magazine (Series 2), 16, p. 146-149.**
- Myers N., Mittermeier R.A., Mittermeier C.G., Fonseca G.A.B.de., et Kent J. (2000). Biodiversity hotspots for conservation priorities. Nature 403:853-858.**

(N)

- Naeem S., Thompson L. J., Lawler S. P., Lawton J. H., et Woodfin, R. M. (1994). Declining biodiversity can alter the performance of ecosystems. Nature 368: 734-737.**
- Nehme N. (2014). Evaluation de la qualité de l'eau du bassin inférieur de la rivière de Litani, Liban: approche environnementale. Thèse de Doctorat. Université de Lorraine (France), 359 p**

(R)

Reddy K.R. et Tucker J.C.(1983). Productivity and nutrientuptake of water hyacinth, *Eichhorniacrassipes*. 1. Effect on nitrogen source. *Econ. Bot.*, 37(2), 237-247.

Riservato E., Boudot J.P., Ferreira S., Jovic M., Kalkman V.J., Schneider W., Samraoui B. &Cuttelod A. (2009). The Status and Distribution of Dragonflies of the Mediterranean Basin. IUCN report, Gland, Switzerland & Malaga, Spain, 33 p.

(S)

Samraoui B., Belair (de) G. (1997). The GuerbesSenhadja wetlands: Part I. An overview, *Écologie*, 28, p. 233-250. — (1998). Les zones humides de la Numidie orientale : Bilan des connaissances et perspectives de gestion, *Synthèse (numéro spécial)*, 4, p. 1-90.

Selys-Longchamps (de) E. (1849). Libellulinae, in P.H. Lucas (ed.), *Exploration scientifique de l'Algérie. Zoologie 2, Histoire naturelle des animaux articulés, Part. 3, Insectes*. Paris, p. 110-140.

(1865). Odonates de l'Algérie (Libellula de Linné), *Bulletin de l'Académie d'Hippone*, 1, p. 31-34.

(1866). Additions aux odonates de l'Algérie, *Bulletin de l'Académie d'Hippone*, 2, p. 40-41.

(1871). Nouvelle révision des odonates de l'Algérie, *Bulletin & annales de la Société royale belge d'entomologie*, 14, p. 9-20.

(1902). Odonates d'Algérie. Recueillis en 1898 par M. le Professeur Lameere, *Bulletin & annales de la Société royale belge d'entomologie*, 46, p. 430-431

Sjögren P. (1991). Extinction and isolation gradients in metapopulations: the case of the pool frog (*Rana lessonae*). *Biological Journal of the Linnean society* 42: 135-147.

Strother S. (1981). Toxic effects of exogenous sorbose on *Lemna minor* and some other angiosperm. *Ann. Bot.-London*, 47, 531-533.

Szalay F. A. et Resh V. H. (1997). Responses of wetland invertebrates and plants important in waterfowl diets to burning and mowing of emergent vegetation. *Wetlands* 17: 149-156.

(T)

Tachet H., Rochoux P., Bournaud et M. Ussegloi P. (2000). *Invertébrés d'eau douce : systématique, biologie, écologie*. CNRS, Paris.

Theirry T.T., Dehenould T. B., Mouhamadou N.D.L., Dieudonné M.E., Jean-L.V. (2014). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* Apport du traitement d'images dans le suivi de l'influence des teneurs en nutriments sur la croissance des lentilles d'eau (*Lemna minor*). 37-48.

Thomas C. D., Camero A., Green R. E., Bakkenes M., Beaumont L. J., Collingham Y. C., Erasmus B. F. N., de Siqueira M. F., Grainger A., Hannah L., Hughes L., Huntley B., van Jaarsveld A. S., Midgley G. F., Miles L., Ortega-Huerta M. A., Townsend P. A., Phillips O. L., et Williams S. E. (2004). Extinction risk from climate change. *Nature* 427: 145-148.

Tillyard R. J. (1928). Some remarks on the Devonian fossil insects from the Rhynie chert beds, Old Red Sandstone. *Transactions of the Entomological Society of London*, 76: 65-71.

Tilman D. (2000). Causes, consequences and ethics of biodiversity. *Nature* 405: 208-211.

Tkales M., Vidacovic Z., Regula I. (1998). The effect of oil industry «high density brines» on duckweed *Lemna minor* L. *Chemosphere.*, 13, 2703-2715.

Tron., Piquet., O; Coheut. (2001). Effets chroniques des pesticides sur la santé : état actuel des connaissances, partie 1(7- 27p)

Turner B. L., Haygarth P. M. (1999). Phosphorus leaching undercut grassland. *Wat. Sci. Tech.*, Vol.39, 12, 63-67.

(U)

Uéda T. (1989). Sexual maturation, body colour changes and increase of body weight in a summer diapause population of the damselfly *Lestes sponsa* (Hansemann) (Zygoptera: Lestidae). *Odonatologica* 18: 75–87.

(V)

Vannote R. L., Minshall G. W., Cummins K. W., Sedell J. R., et Cushing C. E. (1980). The river continuum concept. *Canadian journal of fisheries and aquatic sciences* 37: 130-137.

Viala A.(1998). Eléments de toxicologie. Ed. Médicales Internationales. Lavoisier-Paris. 521p.

(W)

Wallace J. B., et Merritt R. W. (1980). Filter-feeding ecology of aquatic insects. *Annual review of Entomology* 25: 103-132.

Wallace J. B., Webster J. R., et Woodall W. R. (1977). The role of filter feeders in flowing waters. *Arch. Hydrobiol* 79: 506-S32.

Wang W. (1986). Toxicity tests of aquatic pollutants by using common Duckweed. *Environ. Pollut. B*, 11, 1-14.

Watts P. C., Rousset F., Saccheri I. J., Leblois R., Kemp, S. J., et Thompson D. J. (2007)a. Compatible genetic and ecological estimates of dispersal rates in insect (Coenagrionmercuriale: Odonata: Zygoptera) populations: analysis of ‘neighbourhoodsize’using a more precise estimator. Molecular Ecology 16: 737-751.

Watts P.C., Thompson D. J., et Allen K. A. (2007) b. How useful is DNA extracted from the legs of archived insects for microsatellite-based population genetic analyses? Journal of Insect Conservation 11: 195-198.

Williams D. D., Feltmate B.W. (1992). Aquatic insects. CAB international.

Worm B., Barbie E. B., Beaumont N., Duffy J. E., Folk C., Halpern, B. S., Jackson, J. B., Lotz H. K., Micheli F. et Palumb S.R. (2006). Impacts of biodiversity loss on ocean ecosystem services. Science 314: 787-790.

(Y)

Yu R.Q., et Wang W.X. (2004). « Biokinetics of cadmium, selenium, and zinc in freshwater alga Scenedesmus obliquus under different phosphorus and nitrogen conditions and metal transfer to Daphnia magna ». Environ. Pollut. Vol. 129, no 3, p. 443-456.

(Z)

Zaimeche Saida. (2015). Contributiona l’étude de l’action d’agents polluants sur des végétauxbioindicateurs.thèse de doctorat en science, université des Frère Mentouri -constantine.189pages

Webographie :

[1]https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/105427/tab/taxo 23- 05 - 2020

[2]<https://www.cieau.com/connaitre-leau/la-pollution-de-leau/pollution-ressource-eau-comment-reduire/>

Web Photos:

Fig 1 <http://www.geologyin.com/2018/01/the-largest-insect-ever-existed-was.html>

Fig 2 https://nature22.com/odonates22/galerie/galerie_zygo.html

Fig 3 https://nature22.com/odonates22/galerie/galerie_zygo.html

Fig 4 <http://blog.cpi-plongee.fr/Documents/Bio/libellules.pdf>

Fig 5 <http://meslibellules.fr/thematique/anat/schemanat/robert8/planche8.php>

Fig 6 <https://www.insecte.org/forum/viewtopic.php?t=1730>

Fig 7 <http://blog.cpi-plongee.fr/Documents/Bio/libellules.pdf>

Fig 8A <http://aramel.free.fr/INSECTES7bis.shtml>

B <http://www.aspkerbihan.fr/fr/actualite/33750/2019-odonates-%28odonata%29>

Fig 9 http://www.poitou-charentes-nature.asso.fr/wp-content/uploads/2014/01/jpg_morpho_exuvies2.jpg

Fig 10 https://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1519-566X2009000300008

Fig 11 https://www.researchgate.net/figure/Eggs-of-A-viridescens-A-Marks-ieviviposition-holes-in-the-aquatic-plant-E_fig1_286368910

Fig 12 http://www.libellulesmaizieres.fr/odonates/cycle_de_vie.html

Fig 13 <https://www.flickr.com/photos/sylvainmessier/20546598359>