

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE 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

**Impact de la pollution sur le cycle de vie de
*Ischnura graellsii***

Présenté par :

Fecih Meryem

Devant le jury :

Président : Ibnchrif Hayat

MCB

Univ-Guelma

Examineur : Zebza Rabah

MCB

Univ-Guelma

Encadreur : Baaloudj Affef

MCA

Univ-Guelma

Co/ encadreur : 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

Je m'adresse mes profonds remerciements en premier lieu à celui qui m'orienté, aidé et encouragé tout le temps. Mon encadreur Mme « Dr. Baaloudj Affef ». Qui n'a cessé de me prêter son 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

Dr Rassim Khellifa

Pour son encadrement, pour son aide et ses conseils conséquents durant ce travail. J'exprime toute ma gratitude.

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

J'adresse également mes sincères remerciements aux membres du jury qui ont accepté d'évaluer se 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 :

Il m'est également agréable d'exprimer ma profonde gratitude à : Mme Ratiba ; la technicienne de laboratoire 2

Bien sûr je remercie tout particulièrement :

Madame Ibncherif Hayette (Doteur, Université 8 mai 1945 – Guelma –), pour l'honneur qu'il me fait en présidant mon jury de soutenance.

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

Avec tout l'amour, la loyauté et les mots pétillants de remerciements et de louanges. D'un coeur rempli de fraternité, j'adresse mes plus chaleureux

remerciements à mes papillons Rania Sellami et Bouthaina Maghni pour tous leurs efforts dans cette expérience

Dédicaces

À mon très cher Père Khelil

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 Bounefla Messaouda

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.

Mes chers frères Bilel, sa femme Asma et son fils Mohamed Anes, Saleh, Khaled, Mahdi, Zakarya et sa femme Abir, à mon fiancé Djamel pour son soutien moral et son encouragement, Aux deux rose Sara et lina je t'aime le plus

À mes amis Rania et sa famille et particulier à son père tonton Abd laaziz, Boutayna et son père, Imen, Kawther, Bouchra, Chahinez et son fils Ouias, Dounia, Lamia et son fils Anes.



Sweet

TABLE Des Matières

Liste des figures

Liste des tableaux

Première partie : Synthèse bibliographique

Introduction

Chapitre1

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
1.3.1 Le sous ordre des Zygoptera.....	6
1.3.2 Le sous ordre des Anisoptera.....	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 :	8
2.1.4 Les ailes :	9
2.1.5 L'abdomen :	9
2.2 Larve :	10
2.2.1 Les appendices anaux des larves.....	11
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 :	15
2.3.4 Stade adulte :	16
2.3.4.1 La période de maturation :	16
2.3.4.2 Reproduction :	16
2.4 Régime alimentaire :	18

3 Les Coenagrionidaes :	18
3.1 Espèce <i>Ischnura graellsii</i> :	19
3.1.1 Critères à distance :	20
3.1.2 Critères en main :	21
3.1.3 Ecologie de l'espèce :	21
3.1.4 Période de vol de l'espèce :	21
3.1.5 Répartition et statut :	21
3.1.6 Habitats :	21

Chapitre 2 : Les lentilles d'eau et la pollution aquatique

4 Les lentilles d'eau :	22
4.1 <i>Lemna gibba</i> :	22
4.1.1 Classification et taxonomie :	22
4.1.2 Répartition et écologie de l'espèce :	23
5 La pollution aquatique :	24
5.1 La pollution des eaux de surface :	24
5-2.-Sources de la pollution :	24
5.2 La pollution agricole :	25
5.2.1 Définition des engrais :	25
5.2.2 Le phosphore d'origine agricole :	25
5.2.3 Définition des pesticides :	26

Deuxième partie : Étude expérimentale

Chapitre 3 : Matériel et méthodes

6 Matériel et Méthodes :	27
6.1 Matériel :	27
6.1.1 Matériel de terrain :	27
6.1.2 Matériel de laboratoire :	27
7 Méthodes :	28
7.1 Sur terrain :	29
7.1.1 L'échantillonnage des femelles de <i>Ischnura graellsii</i> :	29

7.1.2 L'échantillonnage des lentilles d'eaux :	29
7.1.3 L'échantillonnage des lentilles d'eaux <i>Lemna gibba</i> :	30
7.2 Au laboratoire :	30
7.2.1 Préparation du milieu de ponte :	31
7.2.2 Séparation et placement des femelles :	31
7.2.3 L'éclosion des femelles :	32
7.2.4 L'élevage de <i>Artemia salina</i> :	33
7.2.5 Séparation des larves :	34
7.2.6 L'élevage des larves :	35
7.2.7 Les mensurations :	35
7.3 Analyses statistiques :	38

Chapitre 4 : Résultats et discussion

8 Résultats et discussion :	40
8.1 Cycle de vie de <i>Ischnura graellsii</i> :	40
8.1.1 La ponte et l'éclosion :	40
8.1.2 Taux de croissance et de développement des larves	40
8.1.2.1 Le poids des larves :	40
8.1.2.2 Largeur de la tête des larves :	41
8.1.3 Taux de croissance et de développement des imagos :	42
8.2 Taux de survie :	43
8.3 La métamorphose des effectifs de <i>Ischnura graellsii</i> :	44
Conclusion:	47
Résumé:	48

Référence bibliographiques

Figure 1: Meganeuropsis permiana	4
Figure 2: Calopteryx éclatant(<i>calopteryx spendens</i>) male.	6
Figure 3: Libellule déprimée(libellule depressa) femelle. Morphologie des odonates :.	7
Figure 4: La tête des odonates.....	8
Figure 5: anatomie morphologique du thorax de <i>Aeschna juncea</i>	8
Figure 6: Nervation alaire des odonates (<i>Aeschna cyanea</i>)	9
Figure 7: Les appendices anaux chez les mâles et les femelles des odonates.	10
Figure 8: a/ Larev de zygoptère b/ Larve d'anisoptère	11
Figure 9: Les appendices annaux des larves anisoptères et zygoptères.	12
Figure 10: Les œufs de type de ponte exophytique.....	14
Figure 11: Les œufs de type de ponte exophytique.....	15
Figure 12: Emergence d'un <i>orthétrum réticulé (Orthetrome cancellatume)</i> femelle. ..	16
Figure 13: la copulation chez les odonates.....	17
Figure 14: l'émergence d'une larve de <i>Ischnura graellsii</i>	19
Figure 15: imago de <i>Ischnura graellsii</i> (juin 2019)	20
Figure 16: Adultes de <i>Ischnura graellsii</i>	20
Figure 17: <i>Lemna gibba</i> (juin 2019)	23
Figure 18: Lac Tonga (juin 2019).....	29
Figure 19: <i>Lemna gibba</i> (juin, 2019)	30
Figure 20: Végétation <i>Lemna gibba</i> (juin, 2019)	30
Figure 21: Milieu de ponte (juin, 2019)	31
Figure 22: séparation d'une femelle	32
Figure 23: placement de la femelle dans le milieu de ponte	32
Figure 24: préparation de milieu d'éclosion	32
Figure 25: placement des oeufs dans les aquariums	33
Figure 26: L'élevage de <i>Artemia salina</i>	34
Figure 27: mesure de polluant de phosphate	34
Figure 28: Préparation du milieu	35
Figure 29: L'élevage des larves	35
Figure 30: Mensuration du poids des larves	36
Figure 31: Mensuration de la taille du corps des larves	37
Figure 32: Métamorphose des imagos	37
Figure 33: Mensuration de la taille du corps et la largeur des ailes pour les imagos ..	38
Figure 34: Changement de poids des larves en fonction du temps.....	41
Figure 35: Changement de la largeur de la tête des larves en fonction du temps.....	42
Figure 36: La variation de la taille du corps et la taille des ailes des imagos selon les milieux.	43

Figure 37: Le pourcentage de survie des larves de <i>Ischnura graellsii</i>	44
Figure 38: Les nombre des imagos réparti sur les quatre milieux	45

Liste des tableaux

Tableau 1 : La Différence morphologique entre les larves des odonates

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

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 partie des 25 hotspots de biodiversité globale (Medail & Quezel, 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 & Likens, 1973 ; Fisher, 1977 ; Liaw & Macrimmon, 1977 ; Wallace et al., 1977 ; Vannote et al., 1980 ; Wallace & Merritt, 1980 ; Euliss Jr et al., 1991 ; deSzalay & Resh, 1997 ; Anderson & Vondracek, 1999 ; Batzer et al., 1999) et l'indication de la qualité des écosystèmes (Anderson & 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).

C'est le groupe faunistique le plus menacé par la perte de la biodiversité et le risque d'extinction de ses espèces (Møller & Rørdam, 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

Introduction

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 ; Keiperet *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 lenticules 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 *Icshnura graellsii*, 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

Introduction

C'est une espèce bio indicatrice 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 *Ischnura graellsii*

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 *Ischnura graellsii*
- 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 1:

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 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 : *Meganeuropsis permiana* (Carpenter, 1939). Cette espèce a une envergure de plus de 70 cm.(Fig. 1).



Figure 1:Meganeuropsis permiana

La Vrai Odonate paru au début de l'ère Permien, représentée par les sous-ordres éteints Protanisoptera, Protozygoptera (Tillyard, 1928). Actuellement l'ordre des Odonates est divisé en deux (03) sous-ordres : **les Zygoptères, les Anisoptères et les Anisozygopteres**. 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 & 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 :

1.3.1 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.

1.3.2 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. 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 Morphologie des odonates :

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 (Tachet et *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).

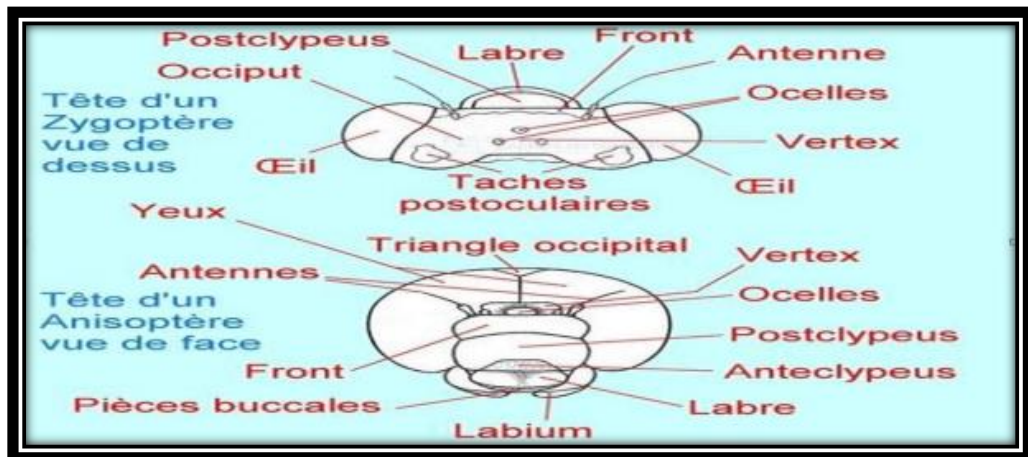


Figure 4: La tête des odonates

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).

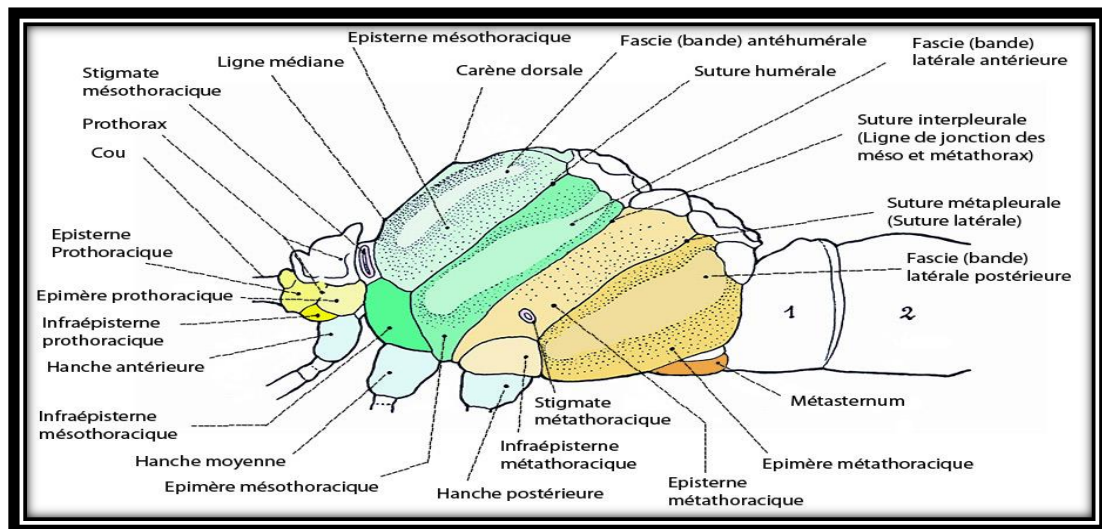


Figure 5: anatomie morphologique du thorax de *Aeschna juncea*

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)

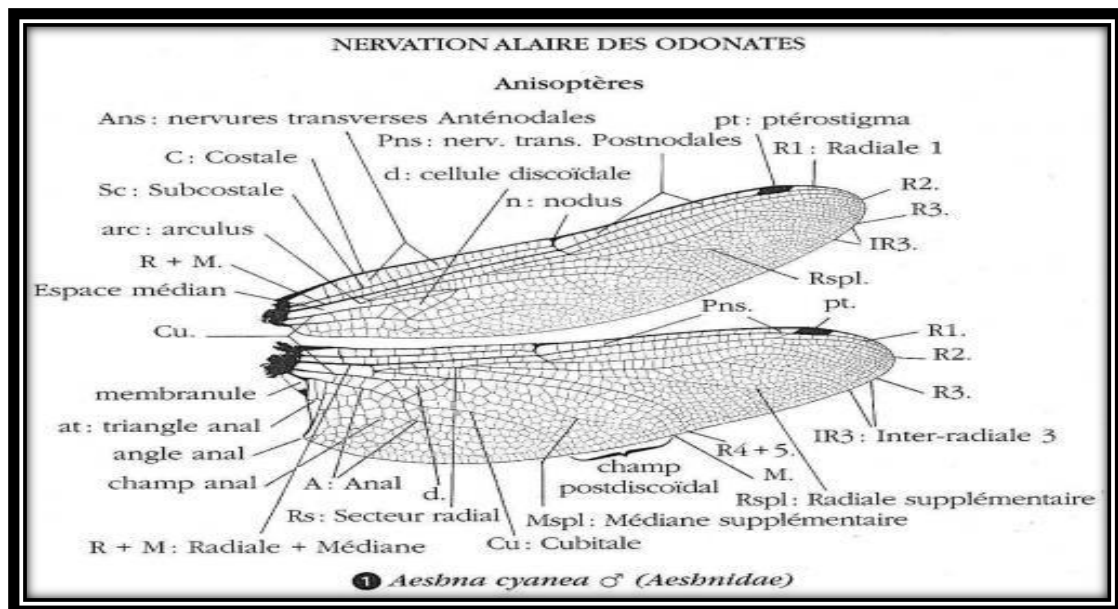


Figure 6: Nervation alaire des odonates (*Aeschna cyanea*)

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 nommée 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 *al*, 1999).

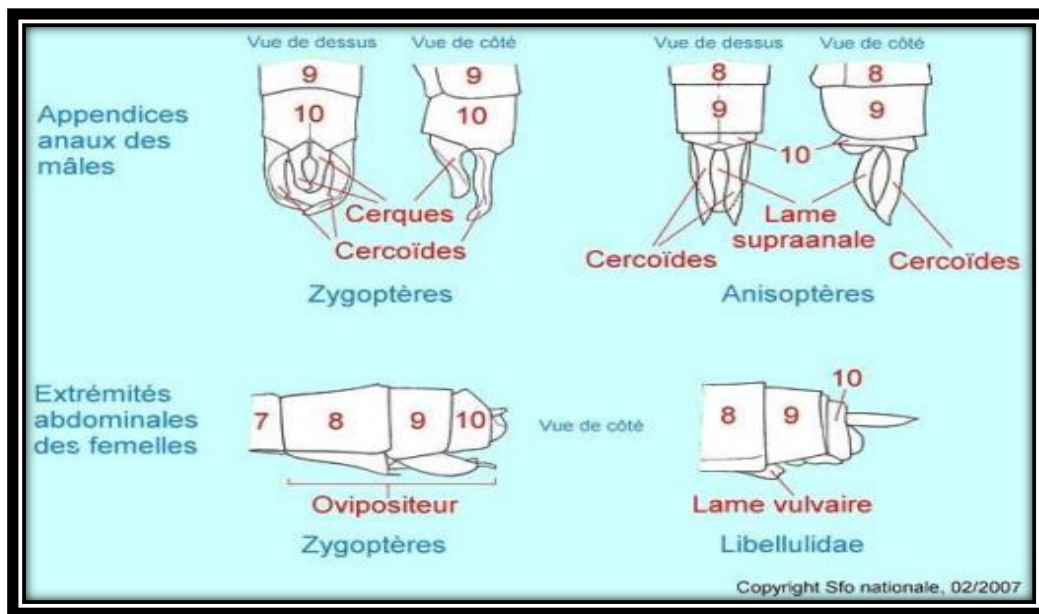


Figure 7: Les appendices anaux chez les mâles et les femelles des odonates.

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 01 : 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.



Figure 8: a/ Larve de zygoptère b/ Larve d'anisoptère

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 Dommangeat, 1998)

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).

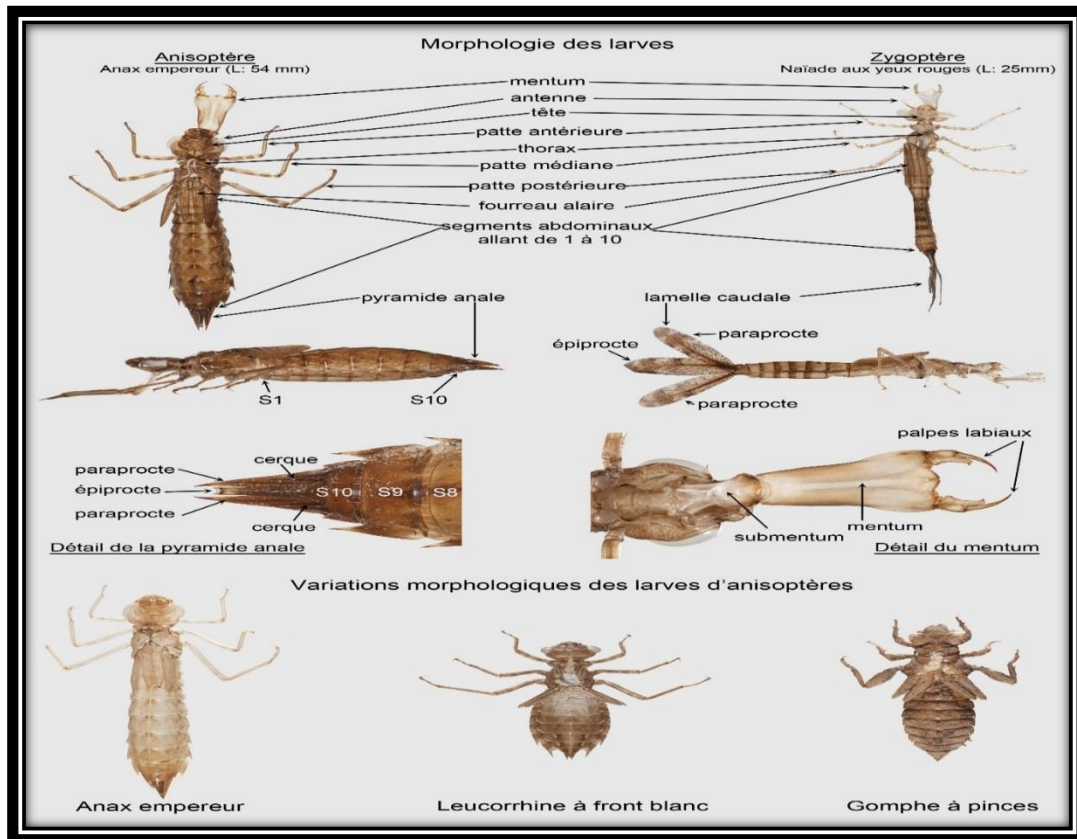


Figure 9: Les appendices annaux des larves anisoptères et zygoptères.

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 évolutionnaires (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-ou trivoltines 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'autre 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 fond des ruisseaux à l'aide d'un ovipositeur en volant verticalement sur place et en s'abaissant rythmiquement dans l'eau : ponte **exophyte** des Cordulegastridae.

Les œufs de la majorité des espèces ont une coloration crème à brun clair au moment de la ponte (Grand et *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 une 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*, quelque fois groupés dans une substance mucilagineuse formant parfois un long cordon qui contient quelques milliers d'œufs chez *Orthetrum nitidinerve* (Khelifa et 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 sur venir 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).

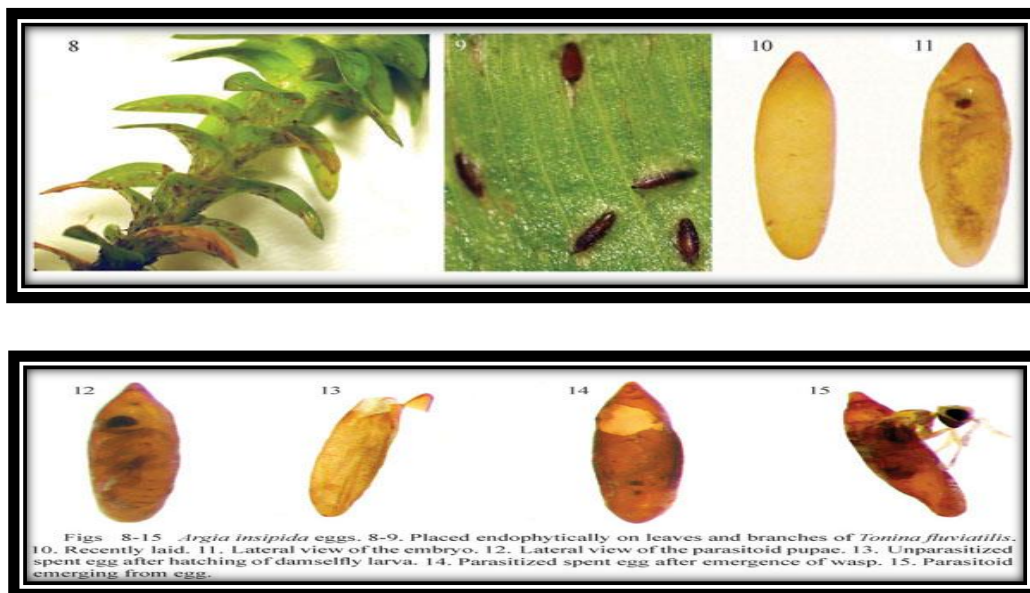


Figure 10: Les œufs de type de ponte exophytique.



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* (*Orthetrome cancellatume*) 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 (Corbet, 1962). L'adulte passe par trois périodes importantes (Corbet, 1962).

2.3.4.1 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'immatrice (Chutter, 1961 ; Corbet, 1962) et augmentation du poids et développement des gonades (Ueda, 1989)

2.3.4.2 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 *Crocothemis erythraea*, *Trithemis annulata*, *Trithemis arteriosa*, soit par une parade nuptiale chez *Calopteryx haemorrhoidalis*, *C. Exul* .
- Le mâle attrape la femelle entre ces pattes, puis il saisit la femelle dans la région

entre la tête et le prothorax (la nuque) à l'aide de ses appendices anaux et le tandem 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 2^{ème} 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).

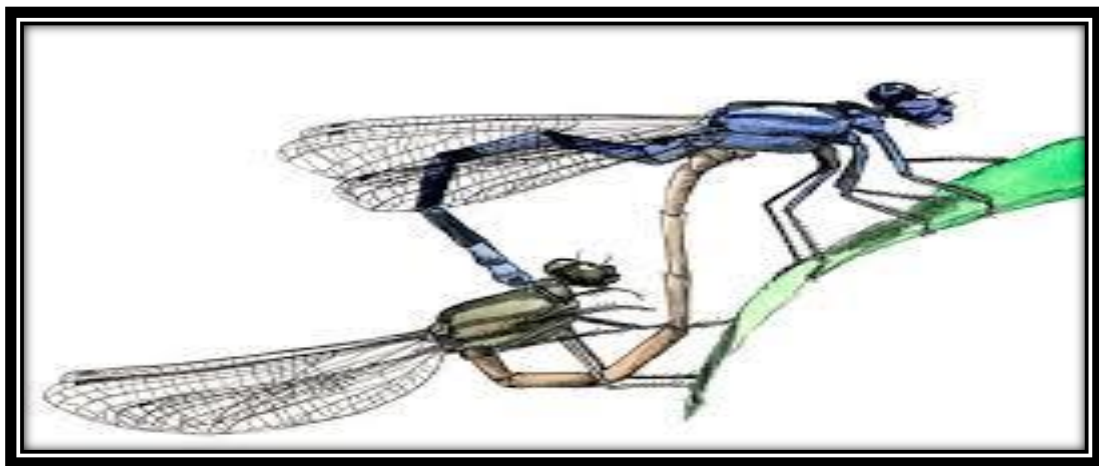


Figure 13: la copulation chez les odonates.

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 fousseurs 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 :

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 (Dijkstra & 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. (Dijkstra et Lewington, 2007)

Les demoiselles bleues sont souvent confondues par le débutant. Les marque du thorax sont discriminante dans la plupart des cas. La bande antéhumérale est la bande claire des « épaule », située en- dessous) ou 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. (Dijkstra et Lewington, 2007)

3.1 Espèce *Ischnura graellsii* :

Ischnura graellsii (Rambur, 1842 et *al.*) *elegans* (Vander Linden, 1820) sont deux espèces sœurs, issues vraisemblablement d'un début de spéciation après fragmentation de l'aire initiale d'un ancêtre commun dès le début de la dernière glaciation (Monetti et 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 (Boudot et al., 2009 ; Boudot & Kalkman, 2015). (Fig 14 , 15 , 16)

Endémique de la péninsule ibérique et d'Afrique du nord-ouest s'hybride avec *Ischnura elegans* dans les zones de coexistence en Espagne. Ne côtoie *Ischnura saharansis* qu'aux confins du Sahara (pas d'hybridation connue). Identification de certaines femelles matures y est parfois impossible. (Dijkstra & Lewington, 2007)

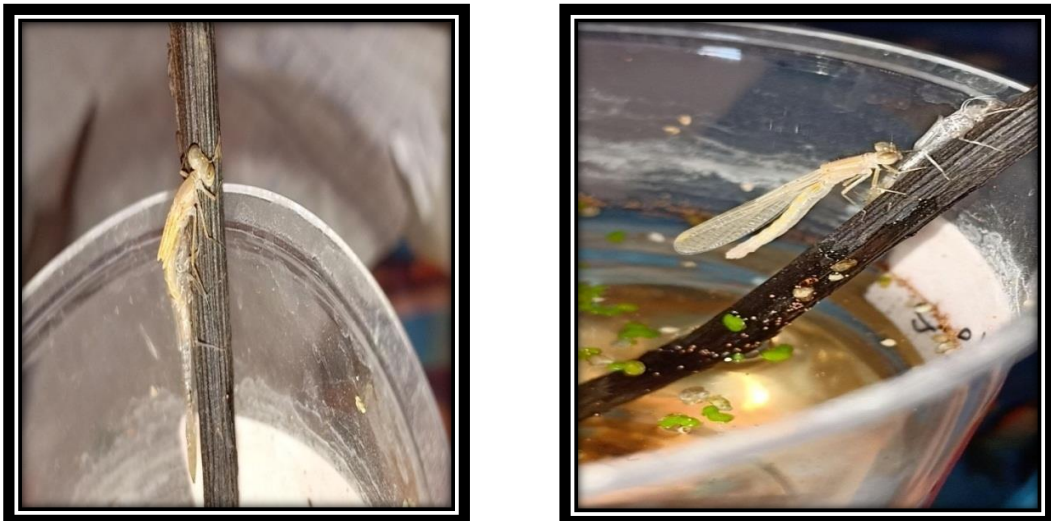


Figure 14: l'émergence d'une larve de *Ischnura graellsii*



Figure 15: imago de *Ischnura graellsii* (juin 2019)

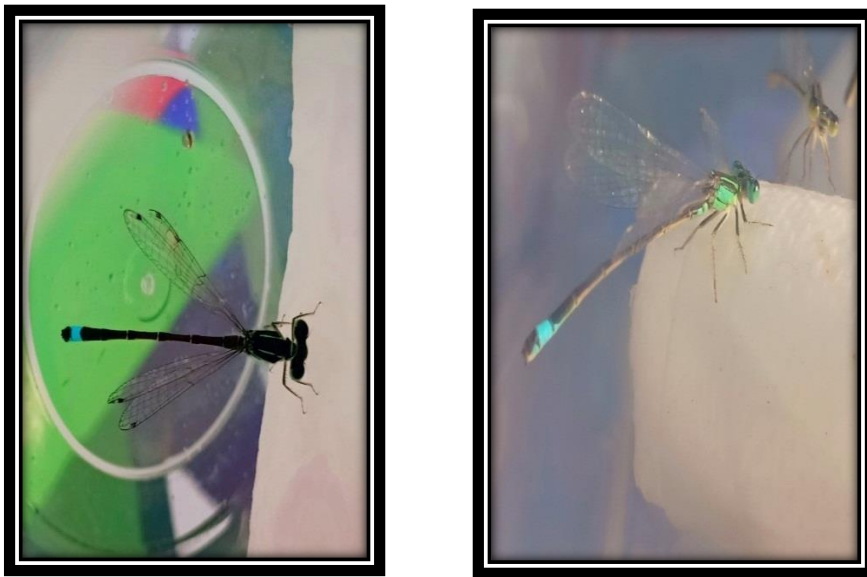


Figure 16: Adultes de *Ischnura graellsii*

3.1.1 Critères à distance :

Tot 26-31 mm, **Ab** 20-25 mm, **AP** 13-19mm. Légèrement plus petit que *Ischnura elegans*. Taches postoculaires et bande antéhumérales réduites, voire absentes. En péninsule ibérique, les grands mâles, aux tache postoculaires et bande antéhumérales plus marquées doivent être examinés car il peut s'agir d'*Ischnura elegans* (Dijkstra et 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'*Erythromma viridulum* mais ces dernières n'ont pas d'épine vulvaire (Dijkstra et Lewington, 2007).

3.1.2 Critères en main :

Contrairement à *I. elegans* pointes des cerques du mâles convergentes (vue de dessus) et branches internes des cercoïdes divergentes (vue de derrière). Bordure postérieure du pronotum faiblement arquée, dépourvue du redressement typique d' :.(Dijkstra et Lewington, 2007)

3.1.3 Ecologie de l'espèce :

Ischnura graellsii 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 du sud. (Dijkstra et Lewington, 2007).

3.1.5 Répartition et statut :

Répondu et abondant dans son aire ouest-méditerranéennes. S'hybride localement avec *Ischnura elegans*. (Dijkstra et Lewington, 2007)

Liste rouge mondiale de l'UICN (évaluation 2009) (listé *Ischnura graellsii* (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 et Lewington, 2007).

Chapitre 2 :

Les lentilles d'eau et la pollution aquatique

4 Les lentilles d'eau :

4.1 *Lemna gibba* :

Lemna gibba 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. (Figure 17)

4.1.1 Classification et taxonomie :

Règne : Plantae

Sous-règne : Viridaeplantae

Classe : Equisetopsida

Sous-classe : Magnoliidae

Ordre : Alismatales

Famille : Araceae

Sous-Famille : Lemnoideae

Genre : Lemna

Espèce : *Lemna gibba* [1]

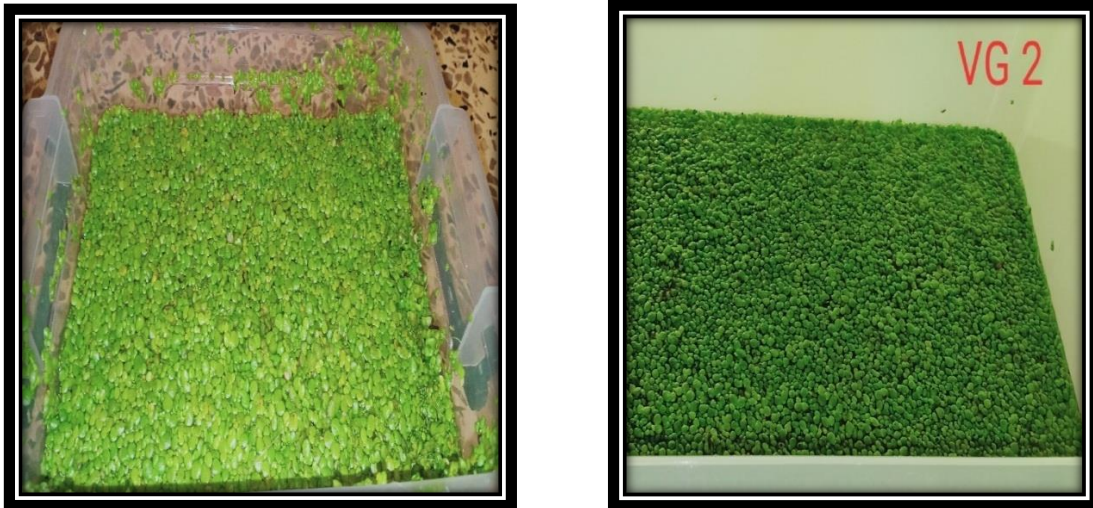


Figure 17: *Lemna gibba* (juin 2019)

4.1.2 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 (Debusk et al., 1981 ; Reddy et al., 1983 ; Körneer et al., 1998 ; Jupsin et 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** (Tkalec et 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 (Tkalec et 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 danger croissant 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. (In Zaimeche, 2015)

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 (Benbouih et *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.

5.2 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 des 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)

5.2.1 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).

5.2.2 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)

5.2.3 Définition des pesticides :

Dans les différentes études et travaux consultés, les termes "pesticides" ou "phytosanitaires" peuvent être utilisés indifféremment (Tron *et 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 3 : Matériels et méthodes

6 Matériels et Méthodes :

6.1 Matériels :

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

6.1.1 Matériel de terrain :

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

6.1.2 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 image J

7 Méthodes :

Notre expérience a été réalisée pendant une période de cinq mois entre juin et octobre 2019 sur cinq paires de zygoptères de *Ischnura graellsii*, nous avons assuré le suivre de cycle de vie à partir de la ponte jusqu'à la métamorphose dans des différents pots contient de l'eau plus un support végétal et une concentration de 2 mg / l de phosphore, ce dernier est un engrais qui provoque des perturbation écologiques, l'alimentation des larves a été contrôlé d'une manière journalière.

Ce travail a été effectué en laboratoire à l'exception de deux sorties sur le terrain pour l'échantillonnage des femelles de *Ischnura graellsii* et des canetons.

7.1 Sur terrain :

Je suis arrivé au chantier tôt le matin et le travail était le suivant comme suite :

7.1.1 L'échantillonnage des femelles de *Ischnura graellsii* :

*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 18:Lac Tonga (juin2019)

*L'échantillonnage :

A l'aide d'un filet à papillon, j'ai ramassé 10 à 15 couples de *Ischnura graellsii*, 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 19: *Lemna gibba* (juin,2019)

7.1.3 L'échantillonnage des lentilles d'eau *Lemna gibba* :

L'espèce des lentilles d'eau *Lemna gibba* qui ont été utilisées dans cette étude ont été récoltées de la région d'El teref « Lac Tonga » et elle été placé dans un aquarium pour la réalisation d'une pièce afin de les introduire dans mon expérience



Figure 20: Végétation *Lemna gibba* (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, j'ai créé un milieu favorable avec la préparation de 10 flacons en plastiques contenant un support végétal et un papier absorbant humide.



Figure 21: Milieu de ponte (jiun,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 22:séparation d'une femelle



Figure 23: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 24:préparation de milieu d'éclosion



Figure 25: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.

L'artémia a été utilisée comme une source trophique pour les larves de mon modèle biologique. Pour élever les artémias, je l'ai achetée sous forme d'œufs appelés cystes. Je les ai 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 j'ai versé quelques pincées des 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 nauplii de *Artemia* se balader vers le côté le plus lumineux de notre bocal.

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



Figure 26:L'élevage de *Artemia salina*

7.2.5 Séparation des larves :

J'ai 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 végétation (*Lemna gibba*)
- Le milieu PN : milieu d'eau pollué (eau normale+ 2mg/l de phosphate)
- Le milieu VP : milieu d'eau pollué + 10 feuilles de végétation (*Lemna gibba*)

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 27:mesure de polluant de phosphate

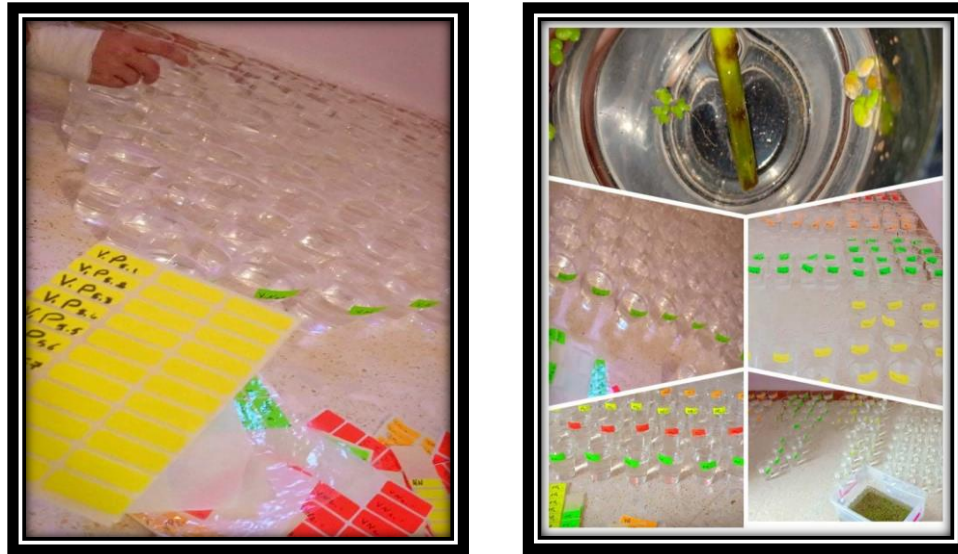


Figure 28: Préparation du milieu

7.2.6 L'élevage des larves :

A l'aide d'une pipette, j'ai assuré l'élevage des larves de *Ischnura graellsii* 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^{ème} semaine respectivement.



Figure 29: 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 5eme journée avec une balance de précision

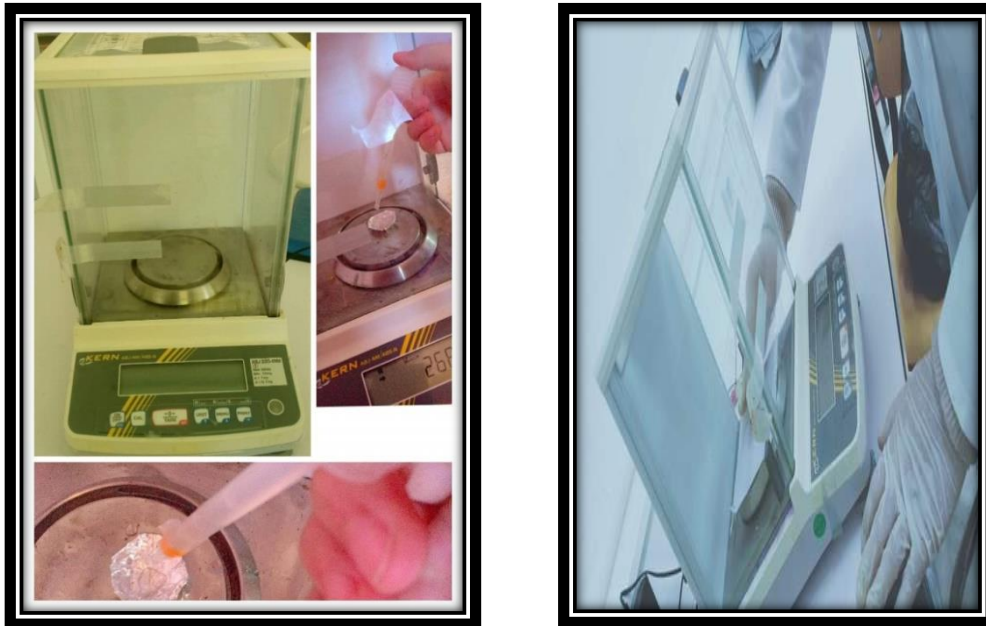


Figure 30:Mensuration du poids des larves

- Mensuration de la taille du corps des larves à partir de la 5eme journée avec microscope numériques en utilisant le logiciel Image J



Figure 31: 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.

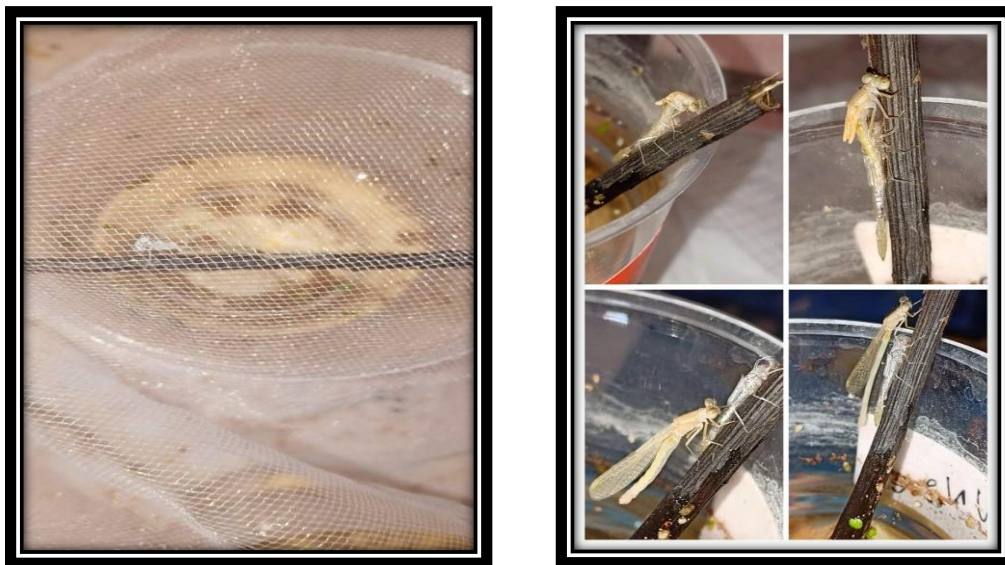


Figure 32: Métamorphose des imagos



Figure 33: Mensuration de la taille du corps et la largeur des ailes pour les imagos

7.3 Analyses statistiques :

Pour chaque paramètre, nous avons calculé la moyenne et l'écart type. Nous avons utilisé l'analyse de la variance à un facteur ou l'ordre 1 pour tester l'impact de phosphore sur les paramètres de cycle de vie de *Ischnura graellsii*. La différence significative est établie à $P < 0,05$.

Chapitre 4 : Résultats et discussion

8 Résultats et discussion :

8.1 Cycle de vie de *Ischnura graellsii* :

8.1.1 La ponte et l'éclosion :

La ponte chez les femelles de *Ischnura graellsii* 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, d'une moyenne de 8 jours (Tableau 1).

Tableau2: La date de ponte et d'éclosion pour les 05 femelles de *Ischnura graellsii*.

Femelle	Date de ponte	Date d'éclosion
Femelle 1	19/06/2019	27/06/2019
Femelle 2	04/07/2019	12/07/2019
Femelle 3	04/07/2019	12/07/2019
Femelle 4	04/07/2019	12/07/2019
Femelle 5	11/07/2019	19/07/2019

8.1.2 Taux de croissance et de développement des larves

8.1.2.1 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. 34).

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 (ANOVA : $F_2 301 = 602$, $P < 0,0001$) et en traitement de pollution qu'en traitement sans pollution (ANOVA : $F_1 301 = 2366$, $P < 0,0001$).

Les larves les plus grosses ont été enregistrées dans le milieu riche en végétation (*Lemna gibba*).

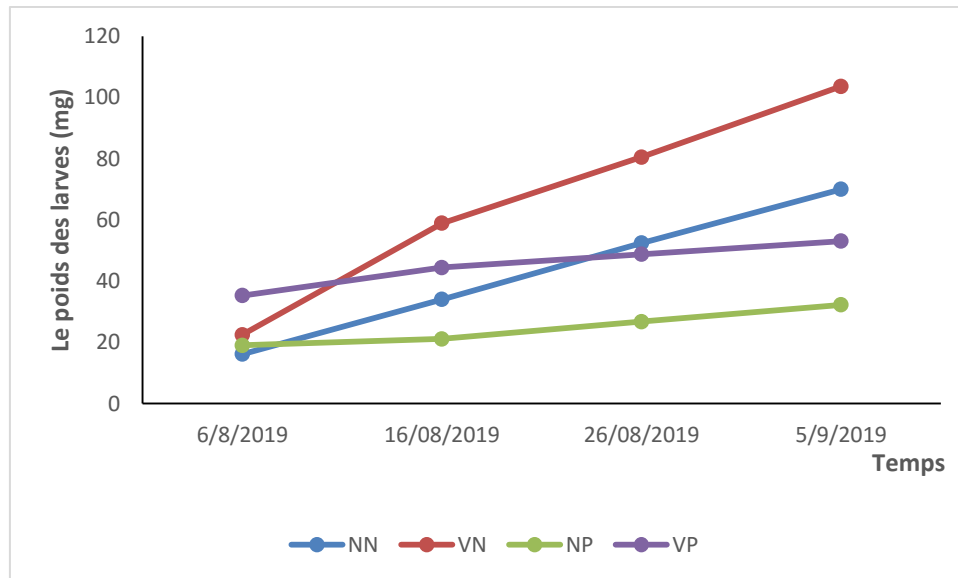


Figure 34: Changement de poids des larves en fonction du temps.

8.1.2.2 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. 35).

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 (ANOVA: $F_2 100 = 218$, $P < 0,0001$) et en traitement de pollution qu'en traitement sans pollution (ANOVA: $F_1 100 = 1100$, $P < 0,0001$).

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

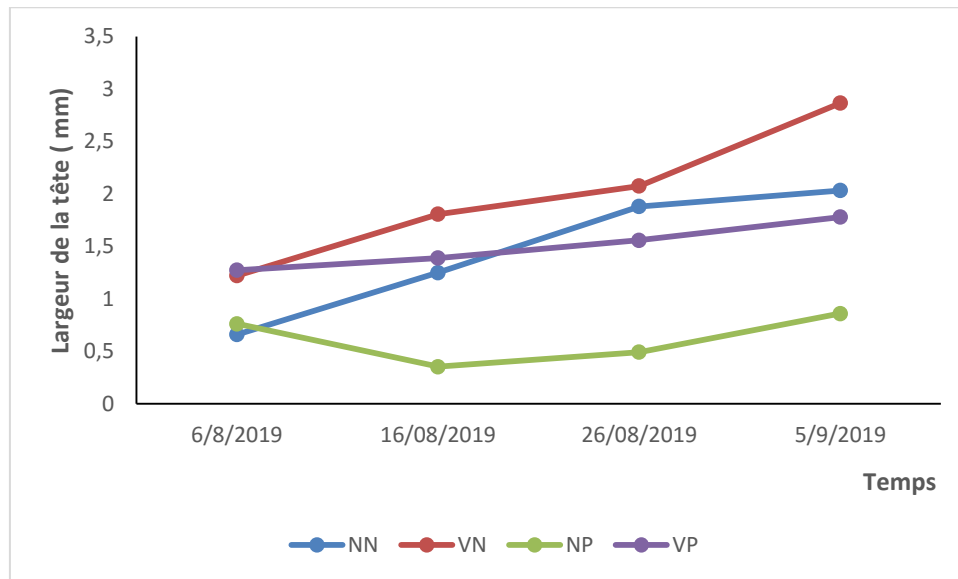


Figure 35: Changement de la largeur de la tête des larves en fonction du temps.

8.1.3 Taux de croissance et de développement des imagos :

La figure 36 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, indiquent que les valeurs les plus fiables ont été approuvées dans le traitement avec les lentilles d'eau étaient plus que celles du traitement sans lentilles (ANOVA: $P < 0,0001$); ceux élevés en non-pollution étaient plus grands que ceux en traitement de pollution (ANOVA: $P < 0,0001$).

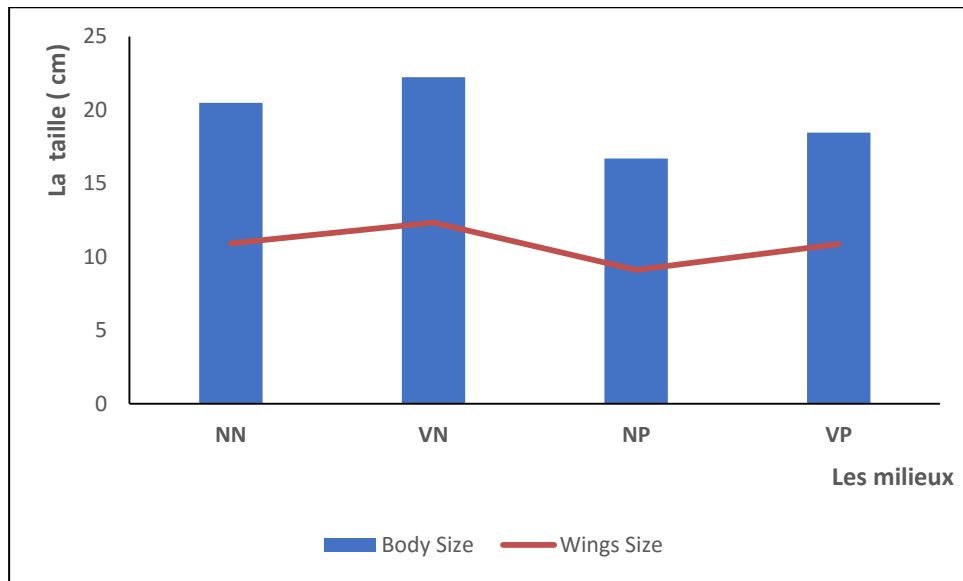


Figure 36: La variation de la taille du corps et la taille des ailes des imagos selon les milieux.

8.2 Taux de survie :

En l'absence de lentilles d'eau, la survie des larves était de 75% dans le traitement témoin et de 33% dans le traitement de la pollution par les engrais. En présence de lentilles d'eau, la survie globale (tous traitements confondus) était respectivement de 88% et 53% en absence et en présence de pollution.

La survie a augmenté de 13% en l'absence de pollution et de 20% en présence de pollution lorsqu'elle était élevée à *Lemna gibba*..

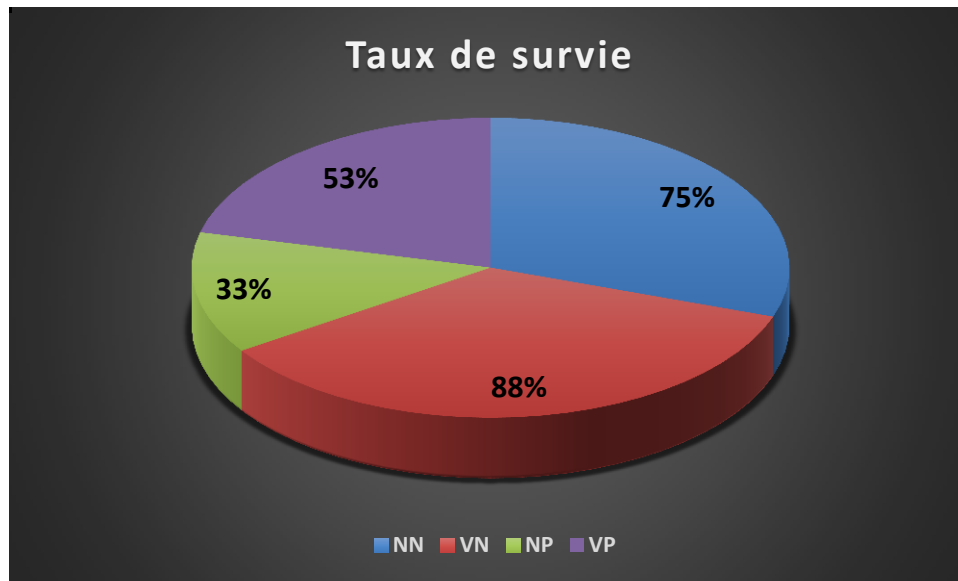


Figure 37: Le pourcentage de survie des larves de *Ischnura graellsii*.

8.3 La métamorphose des effectifs de *Ischnura graellsii* :

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 *Ischnura graellsii* issue de 5 femelles différentes distribuer d'une manière homogène sur les quatre milieux (NN, NP, VN, VP).

La figure 18 représente le nombre des imagos réparti sur les quatre milieux, nous observons que sur les **160** larves seule **99** qui ont réussi l'émergence, avec un taux plus élevé qui est enregistré dans le milieu riche en végétation (VN)

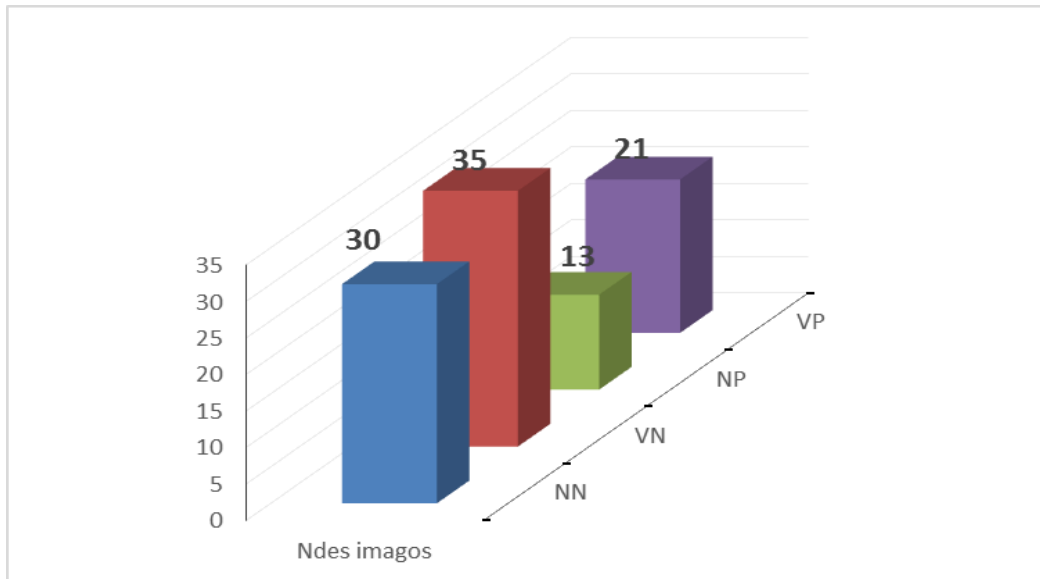


Figure 38: Les nombre des imagos réparti sur les quatre milieux

Conclusion

Conclusion

Notre étude a pour but d'évaluer les avantages de la biodiversité sur le fonctionnement des écosystèmes, 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 Ischnura graellsii* dans les traitements de lentilles d'eau étaient plus élevés que dans la condition témoin.
- * La présence de lentille d'eau a augmenté le taux de survie des larves, le taux de croissance et la taille corporelle des adultes, ce qui suggère une absorption active des nutriments et des métaux par les lentilles d'eau.
- * Les femelles qui ont une taille plus grande produisent plus d'œufs, ce qui pourrait entraîner une taille des pro-larves initiale plus importante.

Nos données suggèrent que la compréhension de l'interaction des espèces dans la communauté des plantes aquatiques pourrait améliorer notre capacité à réduire la pollution dans les écosystèmes d'eau douce et à gérer la biodiversité.

Résumé

L'utilisation de *Lemna gibba* comme des régulateurs pour évaluer et contrôler la qualité de l'eau, à révéler l'effet de phosphore sur les paramètres de cycle de vie de *Ischnura graellsii* (la largeur de la tête des larves, le poids, la taille de corps et la taille des ailes des imagos, la survie, la phénologie...).

L'expérience sur *Ischnura graellsii* a montré que la présence de lentille d'eau a augmenté le taux de survie des larves, le taux de croissance et la taille corporelle des adultes.

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 l'amélioration de la qualité de l'habitat et de la biodiversité d'eau douce. Et de leurs éventuels effets sur le cycle de vie des insectes aquatiques.

Mots clés : *Ischnura graellsii*, larves, paramètre de cycle de vie, phénologie, phosphore, *Lemna gibba*

استخدمت ليمنا قيبا كمنظم لتقييم ومراقبة جودة المياه، للكشف عن تأثير الفوسفور على دورة حياة اشنيرا قريالصي (عرض رأس اليرقات، حجم الجسم وحجم الجناح بالنسبة للبالغين، البقاء وعلم الفينولوجيا...). اجريت الاختبارات الحيوية على ايشنيرا قريالصي. و اظهر أن وجود عدسات الماء يزيد من معدل بقاء اليرقات ومعدل نموها وحجمها لدى البالغين.

نلاحظ أن عدد اليرقات التي تصل إلى تحول كامل أعلى في الوسط " الغني بالنباتات بدون تلوث " مقارنة بالوسط الشاهد والأوساط الأخرى.

تؤكد جميع هذه النتائج فائدة عدسات الماء في تحسين نوعية الموائل والتنوع البيولوجي للمياه العذبة وتأثيراتها المحتملة على دورة حياة الحشرات المائية.

الكلمات المفتاحية: ايشنيرا قريالصي، اليرقات، دورة الحياة، الفينولوجيا، الفوسفور، ليمنا قيبا.

Summury

Lemna gibba used as regulators to assess and monitor water quality, to detect the effect of phosphorus on life cycle parameters of *Ischnura graellsii* (larval head width, weight, body size, wing size of images , survival, physiology ...).

Tests have been performed on *Ischnura graellsii*. The presence of duckweed has been shown to increase larval survival, growth rate and size of adults.

It is noted that the number of larvae which reach complete transformation is higher in the VN medium "rich in plants without pollution" compared to the control medium and others.

All these results confirm the interest of the duckweed to improve the quality of habitat and the biodiversity of freshwater. And its possible effects on the life cycle of aquatic insects.

Keywords: *Ischnura graellsii*, larvae, life cycle parameter, phenology, phosphorus, *Lemna gibba*

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. 1èreéd. Espagne. 477p.

Boucenna Nedjwa. (2018). Biologie et ecologie des Aeschnidae (genre anax) dans le bassin versant de la seybose.thèse de doctorat en sciences biologiques, Université Mouloud Mammri De Tizzi-Ouazou.134 pages.

Boudot J.-P., Kalkman V. J., Amorin A., Bogdanović T., Rivera A. C., Degabriele G., Dommaget 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 environnementale. 311-315

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

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.hibilitation à diriger des recherches en sciences de l'environnement.université du Maine.185pages

(G)

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 *Potamogeton pectinatus*. 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 Duckweed *Lemna gibba* L. G3. Ecotox. Environ. Saf., 32, 194-200.

(J)

Jacques d'Aguilar., Dommaget 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 floating macrophytes (*Lemna* sp.) 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., Zebba R., Kahlerras A. et Mahdjoub H. (2012). Clutch size and egg production in *Orthetrum nitidinerve* Selys, 1841 (Anisoptera: Libellulidae): effect of body size and age. *Int. J. Odonatol.* 15: 51–58.

Kolbe H.J. (1885). Beitrag zur Kenntniss der Pseudoneuroptera Algeriens und der Ostpyrenäen, *Berliner entomologische Zeitschrift*, 29, p. 151-157.

Körner S., et Vermaat J.E. (1998). The relative importance of *Lemna gibba*, 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.

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,

En ligne:

[<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.

Menai 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 nutrient uptake of water hyacinth, *Eichhornia crassipes*. 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 Guerbes Senhadja 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 (*Coenagrion mercuriale*: Odonata: Zygoptera) populations: analysis of ‘neighbourhood size’ 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). Contribution a l'étude de l'action d'agents polluants sur des végétaux bioindicateurs.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 8 A <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-ie-oviposition-holes-in-the-aquatic-plant-E_fig1_286368910

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

Fig 13 <https://ainvo.fr/nos-dossiers/photos/accouplements-dinsectes/>