

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
جامعة 8 ماي 1945 قالمة  
Université 8 Mai 1945 Guelma  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la terre et de l'Univers



## Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

**Domaine :** Science de la Nature et de la Vie

**Filière :** Sciences Biologiques

**Spécialité/Option:** Santé, Eau et Environnement / Hydro-écologie.

**Département:** Ecologie et de génie de l'environnement

---

**Thème : Recherche des endoparasites chez une famille des Calpterigidae  
(Odonates) et évaluation de la qualité bactériologique de l'eau d'Oued  
Chénior et de Oeud Zénati (Guelma).**

---

**Présenté par :**

- Daifallah Meryem

- Maoui Yasmine

**Devant le jury composé de :**

**Président :** Mm CHAHAT. Nora

M.A.A. Université de Guelma

**Examineur:** Mr MERZOUQUE. Abed el ghani

M.C.B. Université de Guelma

**Encadreur :** Mr HOUHAMDI. Moussa

Professeur. Université de Guelma

**Docteur :** ZEBSA Rabeh

**Juin 2016**

## **Remerciements**

*A mon grand **dieu** le bon, le miséricordieux qui nous a donné à la fois, le courage et la volonté de mener ce travail à son terme.*

*Nous tenons à remercier Madame Chahat Nora. D'avoir accordé de privilège de présider ce jury.*

*Nous exprimons notre plus vif remerciement à monsieur Merzougue Abde el ghani d'avoir fait l'honneur d'examiner ce travail qu'elle trouve ici le témoignage de notre très haute considération.*

*Nos remerciement vont aussi à notre encadreur monsieur Houhamdi Moussa, en qui nous avons trouvé le guide, dont le don de soi en temps et attention n'ont d'égale que l'abnégation des maitres, pour qui la transmission de leur savoir à leurs élèves est devenues un sacerdoce.*

*Vous avez bien voulu nous confier ce travail riche d'intérêt et nous guider à chaque étape de sa réalisation. Vous nous avez toujours réservé le meilleur accueil, malgré vos obligations professionnelles. Vos encouragements infatigables, votre amabilité, votre gentillesse méritent toute admiration. Nous saisissons cette occasion pour vous exprimer notre profonde gratitude tout en vous témoignant notre respect.*

*Nos vifs remerciements s'adressent à Mr. Rabeh Zehsa, qui nous a fait l'honneur de nous encadré et nous guider avec patience et gentillesse tout ou long de la réalisation de ce travail. Ses encouragements, sa disponibilité constante et surtout ses conseils très précieux et sans il ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.*

*Nos remerciements vont également aux doctorants : Zahra, Asma, Zinette, Saida, Meriem, Hichem et Sofiane pour ces aides précieuses.*

*Nous remercions très cordialement Leila la technicienne de labo de recherche de l'université de Guelma, pour son aide, ses conseils et surtout les encouragements et le soutien morale. Vraiment les mots ne suffisent pas pour te remercier.*

*Dans la vie, il y a trois facteurs : le talent, la chance, le travail. Avec deux de ces facteurs, on peut réussir. Mais l'idéal de disposer de trois (De Bernard Werber).*



## *Dédicaces*

*Merci à Allah de m'avoir donné la capacité décrire, de réfléchir, d'avoir la force d'en croire en lui et surtout d'avoir la patience de persévérer jusqu'à la réalisation de mon rêve et de mon bonheur, tout en levant, mes mains vers le ciel et dire :*

« الحمد لله »

*Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut...*

*Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude,*

*L'amour, le respect, la reconnaissance...*

*Aussi, c'est tout simplement que*

*Je dédie ce travail...*

*A MON TRÈS CHER PÈRE : EL SAID*

*Autant de phrases et d'expressions aussi éloquentes soit-elles ne sauraient exprimer ma gratitude et ma reconnaissance. Tu as su m'inculquer le sens de la responsabilité, de l'optimisme et de la confiance en soi face aux difficultés de la vie. 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 mal.*

*A MA TRÈS CHÈRE MÈRE : BOUHALIT DJAMILA*

*Autant de phrases aussi expressives soient-elles ne sauraient montrer le degré d'amour et d'affection que j'éprouve pour toi. 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, reçois ce travail en signe de ma vive reconnaissance et ma profonde estime. Puisse le tout puissant te donner santé, bonheur et longue vie afin que je puisse te combler à mon tour.*

*A MES CHÈRS ET ADORABLES FRÈRES*

*BILAL que j'adore et ALA que j'aime profondément.*

*A MA TRÈS CHÈRE SŒUR HALIMA, la prunelle de mes yeux, la douce, au cœur ET SON MARI ABDE EL HAKE.*

*En témoignage de mon affection fraternelle, de ma profonde tendresse et reconnaissance, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que Dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde.*

*À MES CHÈRS PETITS NEVEUX YAHIA ET ADEME.*

*Aucune dédicace ne saurait exprimer tout l'amour que j'ai pour vous, Votre joie et votre gaieté me comblent de bonheur. Puisse Dieu vous garder, éclairer votre route et vous aider à réaliser à votre tour vos vœux les plus chers.*





*À MES CHERS ONCLES, TANTES, LEURS EPOUX ET EPOUSES. A MES CHERS COUSINS COUSINES.*

*Veillez trouver dans ce travail l'expression de mon respect le plus profond et mon affection la plus sincère.*

*JE N'OUBLIE PAS DE dédier VIVEMENT DOCTEUR Rabeh Zehsa. Je ne le remercierai jamais assez pour son soutien, ses conseils judicieux et son aide précieuse, merci infiniment*

*À MES AMIS DE TOUJOURS : Imene, Radja, Hanene, Marwa, Khawla, Rima, Rahma, Meriem, samira, Samiha, Nawel, Widede, Leila, Loulou et Binomati Yasmine, et toute la promotion de 2016.*

*En souvenir de notre sincère et profonde amitié et des moments Agréables que nous avons passés ensemble.*

*Veillez trouver dans ce travail l'expression de mon respect le plus profond et mon affection la plus sincère.*

*A TOUS MES ENSEIGNANTS DEPUIS MES PREMIÈRES ANNÉES D'ÉTUDES.*

*À TOUTES LES PERSONNES QUI ONT PARTICIPÉ A L'ÉLABORATION DE CE TRAVAIL À TOUS CEUX QUE J'AI OMIS DE CITER*

*Affectueusement Meryem*





## *Dédicaces*

*Merci à Allah de m'avoir donné la capacité décrire, de réfléchir, d'avoir la force d'en croire en lui et surtout d'avoir la patience de persévérer jusqu'à la réalisation de mon rêve et de mon bonheur, tout en levant, mes mains vers le ciel et dire :*

*« Ya Hayo ya Kayoum »*

*Je dédie ce travail aux deux personnes les plus tendres au monde, qui ont veillé ce que j'arrive là où j'en suis, qui m'ont apporté leur soutien, et qui ont été le jour et nuit pour que je réussis. Qu'Allah vous protège et vous garde pour moi mes chers parents.*

*A ma très chère mère Kamila Affable,*

*Honorable, aimable : Tu représentes pour moi le Symbole de la bonté par excellence, la source de tendresse et l'exemple du dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi. Ta prière et ta bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études. Aucune dédicace ne saurait être assez éloquente pour exprimer ce que tu mérites pour tous les sacrifices que tu n'as cessé de me donner depuis ma naissance, durant mon enfance et même à l'âge adulte. Puisse Dieu, le tout puissant, te préserver et t'accorder santé, longue vie et bonheur.*

*A mon cher Père Abed El Hafidh,*

*Aucune dédicace ne saurait exprimer l'amour, l'estime, le dévouement et le respect que j'ai toujours eu pour vous. Rien au monde ne vaut les efforts fournis jours et nuits pour mon éducation et mon bien être.*





*Ce travail est le fruit de tes sacrifices que tu as consentis pour mon éducation et ma formation. Puisse Dieu, le tout puissant, te préserver et t'accorder santé, longue vie et bonheur.*

*A mes très chers frères : Med Larbi et son épouse, Borhane Eddine et son épouse et à mon cher frère Fares Eddine.*

*Mes chers frères, les mots ne suffisent guère pour exprimer l'attachement, l'amour et l'affection que je porte pour vous. Mes anges gardiens et mes fidèles accompagnants dans les moments les plus délicats de cette vie mystérieuse. Je vous dédie ce travail avec tous mes vœux de bonheur, de santé et de réussite.*

*A mes adorables neveux Ayoub et Mohamed Yassine*

*A ma nièce la fleur et l'ange de ma vie Rahma*

*A la mémoire de mon très cher Oncle Mohamed Yacine Que dieu l'ait en sa sainte miséricorde*

*A mes adorables cousines que je considère mes sœurs : Samira, Rima, Nanou, Isra, Noussa et Foufa.*

*A tous les membres de ma famille, petits et grands*

*Et Une spéciale dédicace à mon Co-encadreur Mr. Rabei Zehsa, que je respecte énormément et que je considère comme un exemple de sérieux et de conscience scientifique.*

*A toutes mes chères amies : Souad, Zahra, Lobna, Besma, Hadjer, Sara, Sana, Yasmine, Binomati Meryem, et toute la promotion de 2016.*

*A tous mes enseignants depuis mes premières années d'études.*

*A tous ceux qui me sont chers et que j'ai omis de citer.*

*Affectueusement Yasmine*





# *Sommaire*

## Sommaire

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction

### ***Chapitre I : Généralités sur les Odonates***

1. Origine et histoire de vie des odonates .....	03
1.1. Etymologie (Odonate / libellule) .....	03
1.2. Systématique .....	03
1.3. Classification .....	04
1.3.1. Les Anisoptères .....	04
1.3.2. Les Zygoptères .....	04
1.3.3. Anisozygoptères.....	04
1.4. La famille des Calopterygidae .....	04
1.4.1. <i>Calopteryxhaemorrhoidalis</i> .....	05
2. Morphologie des odonates .....	07
3. Biologie des odonates .....	08
3.1. L'oviposition .....	08
3.1.1. Endophyte.....	09
3.1.2. Epiphyte .....	09
3.1.3. Exophyte.....	10
3.2. Stade Œuf .....	10

3.3. Stade larvaire .....	11
3.4. Métamorphose .....	12
3.5. Emergence .....	12
4. Ennemis des odonates : parasitisme .....	12
4.1. Le fait parasitaire .....	13
4.2. Les degrés du parasitisme .....	13
4.2.1. Les parasites facultatifs .....	13
4.2.2. Les parasites obligatoires ou parasites vrais .....	13
4.3. Relation hôte-parasite .....	14
4.3.1. Conséquences du parasitisme pour le parasite .....	14
4.3.2. Infestation du nouvel hôte .....	15
4.3.3. Conséquences pour l'hôte .....	15
4.4. L'équilibre hôte-parasite et la spécificité parasitaire .....	16

## ***Chapitre II : Présentation de la zone d'étude***

1. Description générale du bassin versant de la Seybouse .....	18
1.1. Sous Bassin de Bouhamdane .....	19
1.2. Le Bassin de Guelma .....	19
1.3. Le Bassin du Mellah .....	19
1.4. Le Bassin de la basse Seybouse .....	20
1.5. Richesse floristique .....	20
1.6. Richesse Odonatofaunistique .....	21
2. Climatologie .....	22
2.1. La température .....	22

2.2. Précipitations .....	23
3. Bioclimat .....	24
3.1. Diagramme pluviothermique de Bagnols et Gausсен.....	24
3.2. Climagramme d'Emberger.....	25
<b>Chapitre III : Matériels et Méthodes</b>	
1. Choix des sites .....	27
2. Echantillonnage .....	28
2.1. L'eau .....	28
2.1.1. Matériel de prélèvement .....	28
2.1.2. Méthode de prélèvement .....	28
2.1.3. Transport et conservation au laboratoire .....	29
2.1.4. Méthode d'analyse .....	29
2.1.4.1. Les analyses physico –chimiques mesurées in situ .....	29
2.1.4.2. Paramètres bactériologiques .....	32
2.1.4.2.1. Recherche et dénombrement des germes totaux à22°C et37°C ...	32
2.1.4.2.2. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux .....	34
2.1.4.2.3. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux .....	37
2.1.4.2.4. Recherche et dénombrement des spores des (ASR) .....	37
2.1.4.2.5. Recherche des germes pathogènes .....	39
2.2. Etude des Odonates / endoparasites.....	50
2.2.1. Matériel expérimental .....	50
2.2.1.1. Sur le terrain .....	50
2.2.1.2. Au laboratoire .....	50
2.2.2 Méthodes d'étude .....	51
2.2.2.1. Sur terrain.....	51

2.2.2.2. Au laboratoire .....	51
-------------------------------	----

## **Chapitre IV : Résultats et Discussion**

### **I. Eaux.**

1. Les paramètres physico-chimiques .....	54
1.1. La température.....	54
1.2. Potentiel d'Hydrogène (Le pH) .....	54
1.3. L'oxygène dissous .....	55
1.4. La conductivité .....	56
1.5. Salinité .....	57
1.6. TDS.....	57
1.7. Turbidité .....	58
2. Les paramètres bactériologiques .....	59
2.1. Germes totaux .....	59
2.2. Les germes indicateurs de contamination fécale .....	59
2.3. Les coliformes totaux et coliformes fécaux .....	60
2.4. Les streptocoques fécaux .....	61
2.5. Les spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices .....	62
3. Résultat d'identification des germes pathogènes .....	1
3.1. Caractères morphologiques et microscopiques des colonies bactériennes isolées. ....	64
3.2. Résultats de l'identification biochimique .....	67

### **II. Odonate.**

1. Résultats .....	71
--------------------	----

## **Conclusion**

## **Annexes**

## **Références bibliographiques**

<b>Figures</b>	<b>Titres</b>	<b>Pages</b>
01	Calopteryxhaemorrhoidalis	06
02	Morphologie d'un odonate	08
03	OvipositionEndophyte.	09
04	Oviposition Epiphyte	09
05	OvipositionExophyte	10
06	La forme des œufs.	10
07	Carte du bassin versant da la Seybouse	18
08	Courbe d'évaluation des températures de la région d'étude (années 2002-2015).	23
09	Variations saisonnières des précipitations de la région d'étude (2002-2015)	24
10	Diagramme ombrothermique de la région d'étude (2002- 2015).	25
11	Situation de la région de Guelma dans le climagramme d'Emberger (2002-2015).	26
12	Recherche et dénombrement des germes totaux à 22°C et 37°C	33
13	Protocole de recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux	36
14	Recherche et dénombrement des Spores des bacteries anaérobies Sulfito-réductrices	39
15	Recherche de <i>Staphylococcus</i> .	41
16	Protocole de recherche des <i>Salmonelles</i> .	43
17	Recherche de <i>Pseudomonas aeruginosa</i> .	46
18	Variations mensuelles de la température de l'eau	54
19	Variations mensuelles de pH de l'eau	55
20	Variations mensuelles de l'oxygène dissous de l'eau	56
21	Variations mensuelles de la conductivité électrique de l'eau	56
22	Variations mensuelles de la salinité de l'eau	57
23	Variations mensuelles de la TDS de l'eau.	58
24	Variations mensuelles de la turbidité de l'eau	58
25	Estimation des coliformes totaux dans l'eau du site d'étude	60
26	Estimation des coliformes fécaux dans l'eau des sites d'étude	61

27	Estimation des streptocoques fécaux dans l'eau de sites d'étude	62
28	Aspect des Colonie sur Gélose GNAB/coloration de Gram. Bacilles droits où Incurvés, Gram négatif (x100)	65
29	Aspect des Colonie sur Gélose Hektoen /coloration de Gram. Bacilles, Gram négatif(x100)	65
30	Aspect des Colonie sur Gélose Citrimide/coloration de Gram. Bacilles, Gram négatives (x100)	65
31	Aspect des Colonie sur Gélose Chapman / coloration de Gram. Cocci groupés en amas, en paires, Gram positif (x100)	66
32	Aspect des Colonie sur Gélose SS /coloration de Gram. Bacilles, Gram négatives (x100)	66
33	Profil biochimique de la souche <i>Enterobactersakazakii</i>	68
34	Profil biochimique de la souche <i>Enterobactercloacae</i>	68
35	Profil biochimique de la souche <i>Shigella</i> Spp	68
36	Profil biochimique de la souche <i>E. Coli</i>	68
37	Profil biochimique de la souche <i>Aeromonashydrophilae/ caviae.</i>	68
38	Profil biochimique de la souche <i>Chryseomonasluteola</i>	68
39	Profil biochimique de la souche <i>Vibrio metschnikovii</i>	69
40	Profil biochimique de la souche <i>Pseudomonas fluorescens</i>	69
41	Profil biochimique de la souche <i>Staphylococcus xylosus</i>	69
42	Profil biochimique de la souche <i>Aerococcusviridans 1.</i>	69
43	biochimique de la souche <i>Enterococcusfaecium.</i>	69
44	Profil biochimique de la souche <i>Citrobacterkoseri/ farmeri</i>	69
45	Profil biochimique de la souche <i>Pseudomonas mendocina</i>	70
46	Profil biochimique de la souche <i>Micrococcusspp</i>	70
47	Profil biochimique de la souche <i>Staphylococcus auricularis</i>	70
48	Profil biochimique de la souche <i>Vibrio vulnificus</i>	70
49	Profil biochimique de la souche <i>Pasteurella haemolytica</i>	70
50	Profil biochimique de la souche <i>Pasteurella pneumotropica</i>	70
51	Abondance des larves	72
52	Tendance du Sexe ratio du <i>C.haemorrhoidalis</i> durant la période d'étude dans les deux sites d'étude	72

53	Box-plot des mesures de l'Abdomen des femelles de <i>C. haemorrhoidalis</i> dans les deux sites Oued Zenati et Chenior.	73
54	Abondance des Endoparasites de <i>C. haemorrhoidalis</i> dans les deux sites d'études.	74
55	Fréquence des Endoparasites dans les larves des femelles de <i>C. haemorrhoidalis</i> dans les deux sites d'études groupés	74
56	Quelques espèces des endoparasites trouver	75



## Liste des tableaux

<b>Tableaux</b>	<b>Titres</b>	<b>Page</b>
<b>01</b>	Moyenne mensuelle des températures de la station de Guelma (2002-2015).	<b>22</b>
<b>02</b>	Précipitations moyennes mensuelles et annuelles de la station de Guelma (2002-2015)	<b>23</b>
<b>03</b>	Description des sites d'études	<b>27</b>
<b>04</b>	Tableau de Mac Grady. (Mouffok, 2001)	<b>Annexe 01</b>
<b>05</b>	Lecture d'API 20 E	<b>Annexe 02</b>
<b>06</b>	Lecture d'API 20 NE	<b>Annexe 02</b>
<b>07</b>	Lecture d'API 20 Strep	<b>Annexe 02</b>
<b>08</b>	Lecture d'API 20 Staph	<b>Annexe 02</b>
<b>09</b>	Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température. (Monod, 1989).	<b>Annexe 03</b>
<b>10</b>	Classification des eaux d'après leur pH (Agrigon, 2000 ; Hakmi,2002).	<b>Annexe 03</b>
<b>11</b>	La grille de la qualité de l'eau en fonction de l'oxygène dissous (Monod, 1989).	<b>Annexe 03</b>
<b>12- a</b>	Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique.	<b>Annexe 03</b>

<b>12-b</b>	Relation entre la minéralisation et la conductivité électrique (Rodier <i>et al.</i> , 1984).	<b>Annexe 03</b>
<b>13</b>	Nombre des germes revivifiables	<b>59</b>
<b>14</b>	Dénombrement des ASR	<b>63</b>
<b>15</b>	Caractères morphologiques et microscopiques des colonies bactériennes isolées.	<b>64</b>
<b>16</b>	Les espèces bactériennes identifiées par la galerie biochimique API systèmes, ainsi que leur répartition entre les sites d'étude	<b>67</b>
<b>17</b>	Abondance des larves de <i>Calopteryx haemorrhoidalis</i> pour les deux sexes durant la période d'étude (Février- Avril. 2016) dans les deux sites Oued Zenati et Chenior.	<b>71</b>

## Liste des signes et des abréviations

Symboles	Définitions
-	Caractère négatif
±	Plus ou moins
+	plus
°	degré
%	Pour cent
°C	degré Celsius
AAF	Aéro-anaérobie Facultatif
ADH	Arginine dihydrolase
ASR	Anaérobie sulfito-réducteur
BCPL	Bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol
CF	Coliforme fécaux
cm	Centimètre
<i>E. coli</i>	<i>Escherichia coli</i>
EDTA	Acide éthylène diamine tétracétique
EPA	Eau Peptonée Alcaline
EPT	Eau peptonée exempte d'indole
<i>et al</i>	Et collaborateurs
Eva Litsky	Bouillon à l'éthyle violet et acide de sodium
fig	Figure
g	Gramme
GN	Gélose Nutritive
g/l	Gramme par litre
Glu	Glucose
h	Heure
IND	Indol
l	litre

Lac	lactose
Max	Maximal
MES	Matière en suspension
Mini	Minimal
ml	Millilitre
mm	millimètre
N	Nord
NE	Nord-est
Nit Nitrate réductase	Nitrate réductase
NPP	Nombre le plus probable
O <sub>2</sub>	Oxygène dissous
ONPG	Ortho Nitro Phénol Galactoperanozide
P	Page
RM	Rouge de méthyle
Roth	Bouillon à l'acide de sodium
S	Site
S/C	Simple concentration
SF	Streptocoque fécaux
SS	<i>Salmonella-Shigella</i>
T	Température
Tab	Tableau
TDA	Tryptophane décarboxylase
TDS	Taux des Sels Dissous
TGEA	Gélose Tryptone Glucose Agar
TSI	Triple Sugar Iron Agar
V	volume
VP	Voges Proskawer

***INTRODUCTION***  
***GENERALE***

Depuis une cinquantaine d'années, les phénomènes de pollution ont pris une importance de plus en plus grande aux plans environnementaux sanitaires, économiques et politiques. Dans l'environnement, les pollutions entraînent des perturbations au niveau des êtres vivants (faune et flore) et des compartiments abiotiques fondamentaux (eau, sol, atmosphère) des milieux. Dans ce contexte, le traitement des déchets, et en particulier les centres d'enfouissement technique, posent des problèmes spécifiques de perturbations environnementales (Timothée, 2007).

Les activités humaines exercent des pressions se traduisant par des impacts multiples sur les milieux aquatiques. Un organisme soumis à la pollution, et donc en situation de stress, a de fortes chances de devenir moins résistant aux agressions, puisque ses systèmes sont déstabilisés, et que sa capacité de régulation (maintenir la fameuse homéostasie) est compromise. Alors un jour on s'est dit, 'et si on regardait les parasites' (Timothée, 2007).

En raison de leur capacité à évoluer rapidement et de leur rôle important dans les systèmes naturels et aquacoles, les parasites sont devenus un sujet d'étude privilégié en écologie évolutive et en biologie de la conservation. L'intérêt de réaliser des suivis parasitologiques chez les espèces hôtes est multiple dans la mesure où la pathologie induite par les parasites chez leurs hôtes est susceptible de menacer leur survie, les parasites constituent potentiellement des marqueurs naturels permettant par exemple de discriminer les stocks de poissons (Dupont et Crivelli, 1988), de retracer les déplacements, d'appréhender la qualité du milieu en tant qu'indicateurs de nombreux types de pollution et de mieux comprendre l'utilisation de l'habitat et l'écologie alimentaire (Wielgosss *et al.*, 2010).

Notre travail entre dans le cadre d'un projet de recherche portant sur la recherche des endoparasites chez une famille de Calopterygidae et évaluation de la qualité bactériologique de l'eau. Pour réaliser cette étude nous avons choisis deux sites déférents se trouvant dans les hautes Seybouse le premier est Oued Zénati qui reçoit les rejets domestiques et industrielles et le deuxième est Oued Chiniour qui est plus ou moins loin de pollution. Nous avons choisi l'espèce *Calopteryx haemorrhoidalis* qui est à la fois une espèce bio indicatrice de la qualité de l'eau et une espèce concerné comme hôte intermédiaire des endoparasites.

L'étude pour objectif :

- Rechercher et dénombrer les endoparasites chez *Calopteryx haemorrhoidalis*
- Déterminer la relation entre le nombre de parasites et la pollution (l'abondance des endoparasites entre les sites).
- Savoir est qu'il y a une relation entre la taille de larve et le nombre de parasite
- Déterminer la qualité bactériologique de l'eau (par la recherche et dénombrement des indicateurs de contamination).

*CHAPITRE I*  
*GENERALITES SUR LES*  
*ODONATES*



## 1. Origine et histoire de vie des odonates

Les libellules sont l'un des plus anciens groupes d'insectes vivants aujourd'hui. 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 70cm.

Odonata paru au début de l'ère Permien, représentée par les sous-ordres éteints Protanisoptera, Protozygoptera (Tillyard, 1928). Libellules modernes (Odonata de la stricto) sont un groupe monophylétique bien soutenu (par exemple Rehn, 2003 ; Trueman, 1996 ; Kristensen, 1975 ; Wheeler *et al.*, 2001). Ils partagent plusieurs caractères uniques, notamment des organes génitaux masculins secondaires et le masque labial préhensile des larves.

### 1.1. Etymologie (Odonate / libellule)

En 1792, le naturaliste Fabricius donna le nom d'Odonata aux libellules qui par la suite se sont francisé en Odonate. Réaumur en 1742 utilise le terme de «demoiselles», puis Linné, le créateur de la systématique moderne qui l'applique en 1758 à toutes les espèces d'odonates.

### 1.2. Systématique

Règne : Animalia

Embranchement : Arthropoda

Sous Embranchement : Hexapoda

Classe : Insecta

Sous-classe : Pterygota

Ordre : Odonata

### 1.3. Classification

Les Odonates regroupent trois sous-ordres : les demoiselles (Zygoptera) et les libellules *stricto sensu* (Anisoptera). Un troisième sous-ordre, les Anisozygoptères (Anisozygoptera) ne compte qu'une espèce himalayenne et une autre japonaise (Fraser, 1957).

#### 1.3.1. Les Anisoptères

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 (Aguilar *et al.*, 1985).

#### 1.3.2. Les Zygoptères

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 (Aguilar et Dommanget, 1998).

#### 1.3.3. Anisozygoptères

Les plus petites des trois sous-ordres des libellules, comprenant des insectes qui sont superficiellement similaires aux Anisoptères, mais dont les ailes ont des bases étroites (une caractéristique des Zygopteres (Fraser, 1957 ; Trueman, 1996). Les larves montrent également des caractéristiques possédées par les deux autres sous-ordres. Les Anisozygoptères prospérés au cours de l'ère mésozoïque, quand ils ont remplacé l'ordre de libellule ancestrale Protanisoptera. Aujourd'hui, seulement deux espèces sont existante, à la fois dans le genre *Epiophlebia*, trouvé dans l'Inde et le Japon (Allaby, 2009). La tête a des yeux très séparés, ressemblant à celle des Gomphidae.

### 1.4. La famille des Calopterygidae

Cette famille, largement représentée dans le monde, regroupe des espèces aux ailes brillamment colorées. Ces Zygoptères se caractérisent par : les ailes, ovalaires et non pédonculées, se rétrécissant régulièrement jusqu'à la base ; la nervation très fine et serrée,

Les nervures anténodales transverses sont nombreuses ; l'espace médian libre ; le ptérostigma absent ou blanchâtre et à peine indiquer chez la femelle (pseudoptérostigma) ; le corps à coloration bleu, vert ou noirâtre à reflets métalliques. Le dimorphisme sexuel est généralement très tranché, jouant surtout sur la coloration anaire moins vive chez la femelle (Aguilar et Dommanget, 1998).

Les larves évoluent en eau courante, claire et riche en oxygène, parfois en eaux moins vive. Les adultes, au vol peu soutenu, ne s'éloignent guère de ces milieux. Ils subissent une période de maturation sexuelle, de l'ordre d'une quinzaine de jours, pendant laquelle ils se tiennent en des lieux ensoleillés et abrités, respectant entre eux une certaine distance. Après cette période, le mâle prend possession d'un territoire bien délimité qui comprend des « perchoirs » , formés par des tiges ou feuilles surplombantes, et un lieu de ponte, dans lequel la femelle viendra s'accoupler et pondre. Ils se nourrissent d'insectes (Trichoptères, Plécoptères, Diptères...) qu'ils capturent grâce à leurs longues pattes adaptées à cette fonction. La longévité des imagos est d'environ cinq à six semaines. L'accouplement, précédé d'un comportement pré copulatoire particulier avec vol de parade, est de la même type que celui des autres Libellules (Aguilar et Dommanget, 1998).

Les mâles des Calopterygidae ont, à la face inférieure des trois derniers segments et sur les appendices abdominaux, une coloration spécifique très différente du reste de l'abdomen. Ce dernier, lorsqu'il est dressé, découvre ce « catadioptré » qui semble permettre un repérage par les autres individus, surtout au cours de l'accouplement. Pendant la ponte, qui s'effectue sous la surveillance du mâle, la femelle se pose sur des végétaux flottants et dépose ses œufs dans des cavités percées par l'ovipositeur, les larves se tiennent, principalement dans la zone riveraine, parmi les racines submergées des plantes dans lesquelles on les trouve parfois en très grand nombre. Elles nagent rarement, se déplaçant en marchant sur le substrat. Elles passent l'hiver sous cette forme et se transforment en libellule au printemps (Aguilar et Dommanget, 1998).

#### 1.4.1. *Calopteryx haemorrhoidalis*

##### ↳ **Identification**

Les ailes sont étroites, à nervure costale brun noirâtre ; les pattes sont noires, à tibias roussâtre.

♂ Ailes colorées de brun obscur sauf la base qui est claire ; corps noir bleuâtre ou violacé, à trois derniers segments ventralement teintés de carmin vif.

♀ Ailes hyalines, les postérieures présentant une aire brune à leur extrémité ; corps vert sombre allant jusqu'au brun rougeâtre (Aguilar et Dommanget, 1998).

↳ **Mensuration :**

♂ Abdomen 35 à 42 mm ; Aile post 25 à 32 mm

♀ Abdomen 34 à 42 mm ; Aile post 28 à 33mm

↳ **Habitat**

Cette espèce se rencontre exclusivement, pendant sa vie larvaire, en eau courante et claire. Les adultes ne s'éloignent pas de ces milieux (Aguilar et Dommanget, 1998).

↳ **Durée de vie Adulte**

Les adultes de cette espèce assez commune volent, suivant les régions, d'avril à la fin août. Après une période de maturation sexuelle, d'au moins dix jours par beau temps, les mâles occupent un territoire qu'ils garderont, suivant les circonstances, un ou plusieurs jours, ils se nourrissent essentiellement d'insectes. La femelle s'accouple et pond dans le territoire du mâle (Aguilar et Dommanget, 1998).



**Figure 01.** *Calopteryx haemorrhoidalis* (photos A.Lamothe, Bourg sur Gironde, 33) [01]

## 2. Morphologie des odonates

Les odonates sont pourvus de trois paires de pattes et de quatre ailes indépendantes. Leur corps se divise en trois parties principales : la tête, le thorax et l'abdomen (Jourde, 2005).

- **La tête**

Elle est caractérisée par la présence de deux grands yeux composés, de deux courtes antennes et d'une mâchoire puissante. Elle est articulée et d'une mobilité qui permet à l'insecte de voir dans toutes les directions (Jourde, 2005).

- **Le thorax**

Il est puissant chez les odonates. Il contient les muscles des ailes et des pattes. Sa partie antérieure, le prothorax, est surmontée du pronotum. Chez de très nombreuses espèces, les mâles agrippent les femelles par ce point d'ancrage lors de l'accouplement. Sa structure est propre à chaque espèce, fonctionnant comme une clé avec les appendices anaux des mâles (Jourde, 2005).

- **Les pattes**

Elles sont peu utilisées pour la locomotion. Elles sont utilisées pour se percher ou s'accrocher aux végétaux et pour capturer des proies. Chez certains genres, tels les *Platycnemis*, les tibias sont élargis et teintés de couleurs claires. Ils sont utilisés comme signal dans la communication interindividuelle (Jourde, 2005).

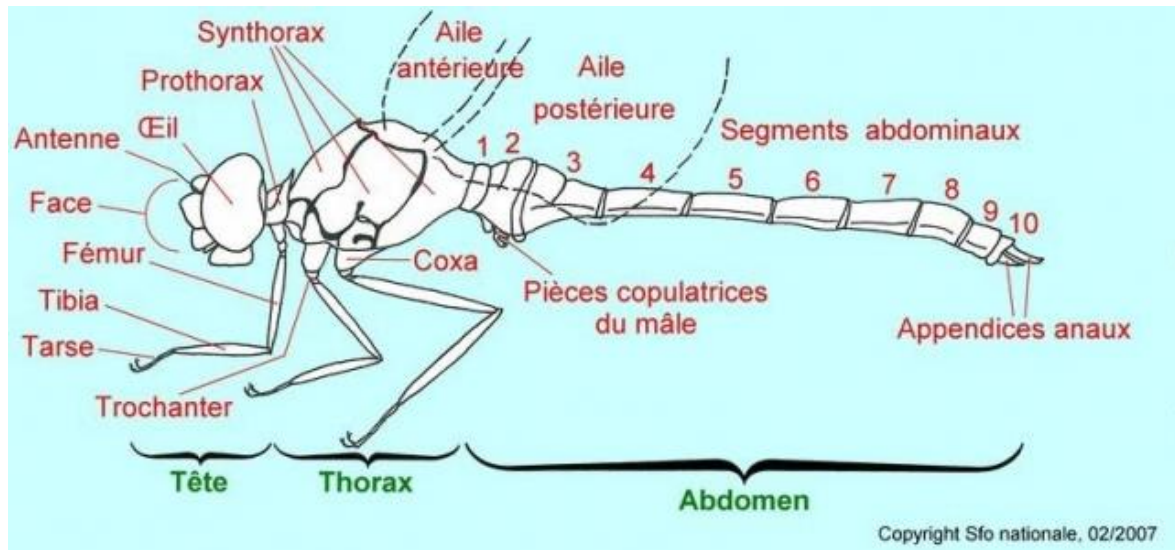
- **Les ailes**

Ils peuvent être hyalines ou teintées. Leur nervation, souvent caractéristique, est utilisée pour différencier les espèces. Les ailes sont pourvues de cellules teintées dans la partie antérieure et apicale, le ptérostigma. Il sert de régulateur d'inertie durant le vol. Coloré de façon différente selon les espèces, il est sans doute aussi utilisé par certaines espèces comme moyen de visualisation, voire de communication (Jourde, 2005).

- **L'abdomen**

L'abdomen est allongé chez les odonates. Il se compose de dix segments, le premier étant situé à la jonction avec le thorax. Chez le mâle, le second segment porte les

organes copulateurs, le huitième les organes génitaux. Chez la femelle, les pièces génitales sont situées sous les huitième et neuvième segment. A l'extrémité du dixième segment se trouvent les appendices anaux composés d'une paire de cercoïdes et chez les mâles d'une paire de cerques (zygoptères) ou d'une lame supra-anale (anisoptères) (Jourde, 2005).



**Figure 02.** Morphologie d'un odonate [02].

### 3. Biologie des odonates

Les insectes de l'ordre des odonates (libellules), comme la plupart des insectes, ont un cycle de vie complexe (Aguilar, 2008).

#### 3.1. L'oviposition

L'oviposition est la déposition des œufs par la femelle et elle succède plus ou rapidement à la copulation (Aguilar et Dommanget, 1985). Dans la plupart des cas, c'est la femelle qui est concernée par le choix du site d'oviposition, mais chez certaines espèces comme *Plathemis lydia* c'est le mâle qui prend cette initiative (Jacobs, 1955).

La façon de déposer l'œuf diffère selon les espèces et différents lieux (végétaux vivants à organes immergés, flottants, aériens, arbres ou arbustes voisinant l'eau, ou des parties végétales mortes ...etc.) (Aguilar et Dommanget, 1985). La sélection des sites d'oviposition est influencée par les indices directs tel que (les propriétés de l'eau, dimension du milieu, la végétation aquatiques) (Bernath *et al.*, 2002 ; Rouquette et Thompson, 2005 ; Corbet, 1999).

Il y a 3 types de ponte adoptés par les femelles d'odonates :

**3.1.1. Endophyte** : à l'intérieur d'une plante ou tige (Fig. 03).



**Figure 03** : Oviposition Endophyte (Zebssa, 2015).

**3.1.2. Epiphyte** : sur la surface d'une plante (Corbet, 1962) (Fig. 04).



**Figure 04** : Oviposition Epiphyte (Zebssa, 2015).

**3.1.3. Exophyte** : lâche les œufs à la surface des cours d'eau ou sur terre (Fig.05).



**Figure 05** : Oviposition Exophyte (Zebssa, 2015).

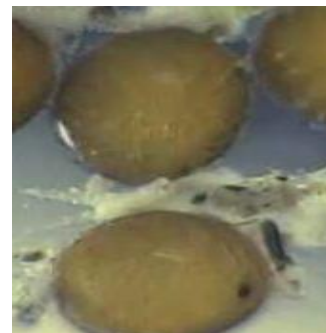
### 3.2. Stade Œuf

La morphologie des Œufs d'odonates va de la forme allongée (endophyte) à la forme arrondie (exophyte) (Corbet, 1999) (Fig. 06, A et B).



**A** : Œuf allongé *Argia insipida*

(Ranyse et Neusa, 2009).



**B** : Œuf arrondi *Sympetrum meridionale*

(Photo par Rabah Zebssa, 2012).

**Figure 06** : La forme des œufs (Zebssa, 2015).

Les œufs, souvent entouré d'une couche plus ou moins épaisse de gelée, quelque fois groupés dans une substance mucilagineuse formant parfois un long cordon qui contient quelques milliers d'œufs (Khelifa *et al.*, 2012) (Fig. 06).

L'insertion des œufs dans les végétaux (tige ...etc.), se réalise par l'incision avec des valves supérieures et médianes de l'oviscapte de la femelle, puis l'insertion des œufs au fond du trou (Aguilar et Dommanget, 1985).



Le nombre d'œufs peut atteindre 1500 œufs, une femelle adulte peut produire plusieurs milliers d'œufs pendant son cycle biologique (Corbet, 1999).

Les œufs éclosent 7 à 8 jours après la ponte mais l'éclosion peut être délayée de 80 jours (Corbet, 1962 ; Miller, 1992).

La mortalité des œufs dans (la nature) peut être très élevée, plusieurs conditions environnementales peuvent accroître la mortalité, y compris les températures extrêmes, la dessiccation, les polluants, les parasitoïdes (Corbet, 1999 ; Ranyse et Neusa, 2009), et parfois les prédateurs (Corbet, 1962).

### 3.3. Stade larvaire

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 ...etc. Elles grandissent en effectuant de 9 à 17 mues suivant les espèces (Corbet, 1999). La durée du stade larvaire varie en fonction de plusieurs facteurs externes tels que : La température, la photopériode, l'altitude et la latitude (Sniegula *et al.*, 2012 ; Örtman *et al.*, 2013). La mue imaginale constitue la dernière mue de la libellule qui prend alors sa forme adulte en quittant l'élément liquide.

Plusieurs conditions environnementales au stade larvaire peuvent entraîner des effets numériques au stade adulte en augmentant les taux de mortalité des larves. Ceci a été documenté pour la disette de la nourriture (Anholt, 1990 ; Van Buskirk, 1987), exposition à des polluants (Hardersen et Frampton, 1999), les contraintes de temps (Johansson et Rowe, 1999.), et la densité élevée des larves (Mikolajewski *et al.*, 2008).

Les prédateurs majeurs et prédominants des larves sont les poissons (Johansson et Bordin, 2003 ; Stoks et Mcpeek, 2003b), d'autre part il y a le cannibalisme et la prédation intra guilde par d'autres odonates (Van Buskirk, 1989 ; Anholt, 1994) et d'autres insectes aquatiques (Wissinger *et al.*, 2006). Les canards domestiques sont leurs pires ennemis, non seulement ils les mangent, mais détruisent aussi leur milieu naturel, ils ravagent le fond de l'étang, polluent l'eau par leurs excréments anéantissent la végétation (Heidemann et Seidenbousch, 2002). Les larves sont aussi menacées par les araignées qui vagabondent sur les rivages.

### **3.4. Métamorphose**

La métamorphose est une étape importante qui se traduit par des profonds changements morfo-physiologiques et même comportementaux s'effectuant à la fin de la croissance et l'évolution larvaire passant par une dernière mue (mue imaginale) qui va transformer la larve en adulte ou imago (Corbet, 1999). Quelques jours avant l'éclosion la larve commence à quitter l'eau par intervalles de plus en plus long, respirant progressivement avec les stigmates thoraciques, puis une dernière fois elle quitte l'eau et se hisse sur un support (Domanget et Aguilar, 1998).

### **3.5. Emergence**

L'émergence est une étape très importante dans le cycle de vie des insectes aquatique caractérisée par le passage d'individus aquatique à la vie terrestre (aérienne). Les odonates sont comme beaucoup d'autres insectes aquatiques, les individus doivent choisir un support approprié et sortir de l'eau pour réaliser le processus de mue (Corbet, 1999). 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).

Par conséquent, le choix et la sélection du site et du timing jouent un rôle important pour minimiser le risque de mortalité durant l'émergence (Banks et Thompson, 1985 ; Gribbin et Thompson, 1991 ; Corbet, 1999 ; Purse et Thompson, 2003).

## **4. Ennemis des odonates : parasitisme**

Comme tous les insectes, les larves des odonates sont infestées par des parasites. Des Trématodes et Cestodes les utilisent comme hôtes intermédiaires pour migrer ensuite vers d'autres vertébrés ou invertébrés (oiseaux, grenouille...etc.). Quelques trématodes passent de la larve à l'imago, même les œufs lorsqu'elles sont insérées dans les végétaux, ne sont pas à l'abri de toute menace (Heidemann et Seidenbousch, 2002).

Elles sont recherchées par des Hyménoptères de très petite taille (Mymaridés). C'est le développement de l'œuf du parasite introduit dans l'œuf-hôte qui entraîne sa destruction. Certains diptères peuvent évoluer à l'intérieur des masses ovigères se nourrissant aux dépens des œufs (quelques Cecidomyies et Drosophiles) (Aguilar et Dommanget, 1998).

#### **4.1. Le fait parasitaire**

Les milieux minéraux naturels aptes à la vie se peuplent de végétaux et d'animaux. La multiplication des espèces engendrant la compétition vitale, dont l'instrument principal est l'adaptation, les milieux naturels, même les plus particuliers et les plus inattendus, se trouvent bientôt colonisés par la vie. Or cette apparition et cette multiplication des espèces engendrent par elles-mêmes tout un monde nouveau et vaste de milieux particulièrement riches : les milieux biologiques vivants. Il s'agit d'une évolution secondaire, en fait presque un « progrès », qui a créé à côté de la masse des prédateurs qui tuent obligatoirement leur proie pour s'en nourrir, le monde à part des parasites, vivant autant que possible sans les détruire aux dépens d'autres êtres vivants (Jacquemin 1980).

#### **4.2. Les degrés du parasitisme**

##### **4.2.1. Les parasites facultatifs**

Sont très souvent des saprophytes ou des saprozoïtes pour lesquels le parasitisme n'est qu'une option possible nécessitant certaines conditions (Naegleria, champignons...) (Jacquemin 1980).

##### **4.2.2. Les parasites obligatoires ou parasites vrais**

Ne peuvent vivre que liés à un hôte ; suivant l'étroitesse de ce lien, on distingue :

**Des ectoparasites** inféodés à la surface de l'hôte et en général peu modifiés par cet état (pièces buccales piqueuses). Leur parasitisme est soit temporaire (mouches piqueuses), soit permanent (pou de tête).

**Des endoparasites** vivant au sein de l'organisme de l'hôte. On atteint ici le stade ultime de l'adaptation parasitaire qui se traduit par un bouleversement, parfois considérable, de la morphologie et de la physiologie primitive de ces espèces (Jacquemin 1980).

C'est à leur propos que se pose tout particulièrement le problème important de la relation hôte-parasite.

### 4.3. Relation hôte-parasite

L'association hôte-parasite, si elle n'admet que le second comme bénéficiaire, n'en comporte pas moins des conséquences pour les deux (Jacquemin 1980).

#### 4.3.1. Conséquences du parasitisme pour le parasite

Le parasitisme se caractérise par la coexistence de deux génomes. L'existence en double de gènes proches par leur fonction entraîne une tendance à ce que l'un des deux gènes régresse. En général, ce sont les parasites qui perdent des gènes (Dereure, 2008).

Déchargé par son hôte de la plupart des contraintes de la vie libre (défense, locomotion, recherche et souvent même assimilation de la nourriture) (Jacquemin 1980). Le parasite pourra voir régresser certaines fonctions et les structures correspondantes, devenues inutiles (par exemple la locomotion, voire l'appareil digestif), au profit de la seule reproduction (Dereure. 2008).

Si la perte du tube digestif est un phénomène évident, la perte d'autres fonctions chez les parasites peut être plus discrète, mais n'en est pas moins importante. Les pertes d'enzymes des parasites sont intéressantes à connaître, car elles peuvent constituer des cibles thérapeutiques (Dereure. 2008).

A l'inverse, l'assujettissement du parasite et les difficultés qui en résultent pour la colonisation par sa descendance d'un nouvel hôte définitif imposent une **évolution par cycle** (Jacquemin, 1980).

Le cycle est la succession des états et des circonstances qui permettent de passer des adultes d'une génération aux adultes de la génération suivante (Jacquemin, 1980).

Il peut comprendre des phases de vie libre (eau, terre, boue) et des phases de vie parasitaire dans des hôte intermédiaires (moustique, bulin, glossine...). Parfois il est relativement simple, le passage se faisant d'hôte définitif à nouvel hôte définitif, et le parasite est dit « monoxène » à un seul hôte (Jacquemin, 1980).

Souvent, au contraire, il est complexe, mettant en jeu un ou plusieurs hôtes intermédiaires indispensables qui hébergent les stades successifs ; le parasite est alors dit «hétéroxène» (Jacquemin, 1980).

#### 4.3.2. Infestation du nouvel hôte

L'infestation du nouvel hôte est donc le but de tout le cycle. Il faut noter cependant qu'elle n'en représente pas forcément le point final : elle peut dans certains cas inaugurer un périple Intra-organique compliqué et immuable, paradoxal en apparence, au cours duquel la forme larvaire parachève ou même effectue son développement (ascaris, ankylostome...) (Jacquemin, 1980).

Quoi qu'il en soit, les conditions de cette infestation sont variables et d'un grand intérêt pour l'épidémiologie et la prophylaxie des affections parasitaires.

a) Tantôt cette infestation est **passive**, par contact direct d'hôte parasite à hôte sain (ectoparasite, surtout les permanents : poux, sarcopte de la gale), mais aussi par *ingestion* des formes de résistance et de dissémination (œufs d'helminthes, kystes de protozoaires), ou même directement, de l'hôte intermédiaire hébergeant la forme d'attente (Jacquemin, 1980).

b) tantôt, au contraire, l'infestation se fait **activement**, soit directement et c'est alors le parasite lui-même qui est capable à l'un des stades de son évolution de se fixer ou de pénétrer dans l'organisme de son hôte (ectoparasite « temporaire », helminthes à transmission larvaire transcutanée), soit *indirectement* le parasite s'introduisant à la faveur de la piqûre d'un hôte intermédiaire et vecteur, lui-même ectoparasite d'hôte définitif visé (Jacquemin, 1980).

#### 4.3.3. Conséquences pour l'hôte

Le parasite introduit, quatre sortes d'actions vont pouvoir s'exercer sur l'hôte : spoliatrice, toxique, mécanique et traumatique (Dereure, 2008).

##### ↳ Action spoliatrice

L'insecte hématophage ou la sangsue ont un rôle spoliateur évident. Mais les parasites internes peuvent également avoir un rôle spoliateur (Dereure, 2008).

### ↳ **Action toxique**

Les sécrétions et excréments des parasites, les produits de leur métabolisme, peuvent être toxiques et à l'origine de phénomènes pathologiques.

- ♦ Les Helminthes provoquent des troubles nerveux et/ou des troubles allergiques.
- ♦ La salive des arthropodes hématophages contient des substances toxiques inoculées au moment de la piqûre et qui entraînent une réaction locale plus ou moins forte, voire parfois une réaction générale.
- ♦ La mort des parasites entraîne la libération dans l'organisme de leurs protéines constitutives, alors que le sujet est déjà en état d'allergie. Il peut en résulter des troubles parfois très graves : choc anaphylactique résultant de la fissuration d'un kyste hydatique ou de la lyse de microfilaires (Dereure, 2008).

### ↳ **Action mécanique**

Le parasite exerce une action mécanique du fait de sa présence, mais l'effet de cette action dépend de sa taille et surtout de sa localisation dans un organe sensible ou non.

Parfois, le parasite a une action traumatique du fait de sa présence, ou à cause de l'éclatement de son ou ses kyste(s). Cette action est souvent minime, mais sa répétition et la localisation du parasite dans un organe sensible (encéphale) peuvent créer des troubles importants (Dereure, 2008).

#### **4.4. L'équilibre hôte-parasite et la spécificité parasitaire**

Toute la destinée de la relation hôte-parasite tient dans le conflit qui oppose le parasite et son hôte. Idéalement, ce conflit doit parvenir à un équilibre sans se terminer par la mort d'aucun des deux protagonistes (Dereure, 2008).

Le « bon parasite », dans son propre intérêt, ne tue pas son hôte et même le dérange le moins possible.

C'est ce qui se passe en particulier pour un parasite parfaitement adapté lorsqu'il se trouve chez son hôte spécifique. Inversement, un parasite peu spécifique, autrement dit admettant volontiers plusieurs hôtes définitifs comme possibles, et bien souvent un parasite « jeune » en cours d'adaptation parasitaire et en cour très agressif. De même, un parasite spécifique fourvoyé chez un hôte inhabituel déclenche chez celui-ci des réactions toujours beaucoup plus violentes que chez l'hôte de choix (Jacquemin, 1980).

Cet équilibre théorique n'est cependant que bien rarement, et surtout bien imparfaitement, réalisé. Dans la majorité des cas, le parasite grève l'hôte, parfois très sévèrement et trop souvent même à longue ou brève échéance, il le tue (Jacquemin, 1980).

**CHAPITRE II**  
**PRESENTATION DE LA**  
**ZONE D'ETUDE**





### 1.1. Sous Bassin de Bouhamdane

Il est traversé par oued Bouhamdane dont la longueur est estimée à 37,49Km, qui est alimenté par plusieurs affluents dont les principaux sont :

- Oued Zenati 52, 40 Km,
- Oued Dardar 10, 53 Km,
- Oued Sabath 10, 86 Km,
- Oued El Aria 10, 79 Km. (Cahiers de l'agence A.B.H. 1999).

La composition des couches lithologiques dominantes du secteur d'Oued Zenati est dominée par du grès, d'argiles et de marnes ne permettant pas d'infiltration d'une grande quantité d'eau. Du côté d'Oued Sabath c'est des Marno- calcaires (Ghachi, 1986).

### 1.2. Le Bassin de Guelma

Partant de Medjaz amar, la Seybouse grandisse et ceci par l'union du Bouhamdane et du Cherf débouche dans le Bassin de Guelma. Plusieurs cours d'eau viennent y affluer :

- Oued Boumia 12,70 Km,
- Oued Bou Sorra 16, 32 Km,
- Oued El Maiz 10, 16 Km,
- Oued Helia 18, 41 Km,
- Oued Bou Djedra 10, 07 Km. (Cahiers de l'Agence A.B.H.1999).

La constitution lithologique de la région de Guelma est globalement composée de terrains sédimentaires ; entre Medjaz Amar et Bentabouche une apparition des Marnocalcaires, ces derniers sont fissurés ce qui permet la constitution de ressources aquifères importantes c'est le cas de celle qui se trouve à l'Ouest de Bouhachana (source de Oued Hlia) qui donne un débit de 60 l/s (Ghachi, 1986)

### 1.3. Le Bassin du Mellah

Son cours est principalement formé par la réunion de l'Oued Sfa, Oued Cheham et Oued Ranem. Ce dernier porte le nom de l'Oued R'biba, Sekaka avant de recevoir les eaux de l'Oued Rhirane formé à son tour par la réunion Oued Hammam et Oued R'biba.

Au Nord-Est, les Oueds Bou Redine et maaza forment Oued El Mellah en aval.

Oued Ghanem (considéré comme le principal affluent de Mellah) se salit en traversant les terrains gypseux de la région d'Oued Cheham qui est peu perméable en saison sèche. Alors que les alluvions des terrasses de Bouchegouf semblent plus argileuses que celles de Guelma et sont moyennement perméables.

#### **1.4. Le Bassin de la basse Seybouse**

La Seybouse acquit un chemin entre Bouchegouf et Drean, de direction Sud-Nord c'est la dernière étape à franchir avant d'arriver à la mer. A ce niveau, la Seybouse est alimentée de l'Ouest par :

- Oued Ressoul 17. 56 Km.
- Oued Dardara 25,56 Km.
- Oued Frarah 12,76 Km.
- Oued Boudjema 17, 71 Km. (Cahiers de l'Agence A.B.H.1999)

Cette partie est caractérisée par un sud-Ouest marno-calcaires d'Aïn Berda ainsi que des argiles à Aïn Berda et Meboudja.

En ce qui concerne l'Oued lui-même, il mesure 134,74Km de long dont 57,15Km sont traversés au niveau du Bassin de Guelma et 77,59Km dans la basse Seybouse. Ses principaux tributaires cours d'eau sont l'Oued Cherf et l'oued Bouhamdane, qui se rejoignent à Medjez Amar (36°26'35.82"N, 7°18'39.36"E) pour former la Seybouse (Cahiers de l'Agence A.B.H.1999).

#### **1.5. Richesse floristique**

L'inventaire de la biodiversité floristique de la zone d'étude présente une hétérogénéité de situations en rapport avec la diversité des conditions écologiques, géographique, physique, et démographique. Une diversité spécifique de 140 espèces recensées tout au long de l'Oued réparti en 41 familles et 107 genres. Cet inventaire reste relatif à la Période de collecte et aux conditions climatiques de l'année (Mellal, 2014).

La flore de la région peut être regroupée en deux communautés, une qui regroupe les plantes hydrophytes telle que le *Typha Angustifolia*, *Nasturtium officinale*, *Alisma plantago-aquatica michaletti*, *Apium nodiflorum*, *Phragmites australis subsp australis*, *Veronica anagallis-aquatica* et *Alisma plantago-aquatica subsp michaletti*, et la deuxième qui regroupe une flore dite sauvage loin des bords d'eau qui regroupe *Calendula arvensis*, *Centaurea napifolia*, *Galactites tomentosa*, *Taraxacum officinale*, *Brassica napus*, *Diplotaxis erucoïdes* et beaucoup d'autres espèces.

### 1.6. Richesse Odonatofaunistique

35 espèces d'odonates ont été notées dans le bassin de la Seybouse. Deux espèces apparaissent nouvelles pour la région. *Calopteryx exul* une des espèces qui n'avait plus été observé en Algérie depuis plus d'un siècle (Zebba *et al.*, 2015).

Six des 35 espèces observées (*Gomphus lucasii*, *Calopteryx exul*, *Cordulegaster princeps*, *Lestes numidicus*, *Enallagma deserti* et *Platycnemis subdilatata*) sont endémiques du Maghreb (Riservato *et al.*, 2009). Mise à part *C. princeps* qui est endémique du Maroc, les autres cinq espèces, connues de Numidie, sont également présentes dans le bassin-versant de la Seybouse. De même, ce cours d'eau abrite 75 % des espèces de Numidie et 60 % des espèces algériennes. Ce pourcentage représente une proportion considérable par ce que le bassin-versant de la Seybouse occupe une partie infime de la superficie de l'Algérie (Zebba *et al.*, 2015).

En effet cette richesse en Odonates montre l'importance de cet hydro système à l'échelle national, et la faite qu'il abrite une des seules populations algériennes connues de *C. exul*, espèce en forte dérive dans l'ensemble de son aire, rend indispensable l'arrangement et l'application de stratégies de conservation efficaces visant à protéger la structure d'ensemble et la qualité chimique de ces cours d'eau (Zebba *et al.*, 2015).

## 2. Climatologie

Le facteur du milieu le plus important est le climat parce qu'il a une influence directe sur la faune et la flore (Dajoz, 1985), dont la description du climat tient principalement compte de certains paramètres essentiels, tels la température, les précipitations et l'humidité. En effet, pour caractériser le climat de notre zone d'étude, nous avons tenu compte des données météorologiques récoltées de la station de Guelma sur 14 années (2002-2015).

### 2.1. La température

La température représente un facteur limitant de toute première importance car elle contrôle l'ensemble des phénomènes métaboliques et conditionne ; de ce fait ; la répartition de la totalité des espèces et des communautés d'êtres vivants (Ramade, 1984). Ce facteur dépend de l'altitude, de la distance du littoral et de la topographie (Dajoz, 1985). Les données de températures moyennes mensuelles récoltées des stations météorologiques de Guelma (2002-2015) sont représentées respectivement dans la figure 08.

Dans la région de Guelma, les mois les plus froids sont janvier et février, alors que juillet et août constituent les mois les plus chauds (Tableau 01).

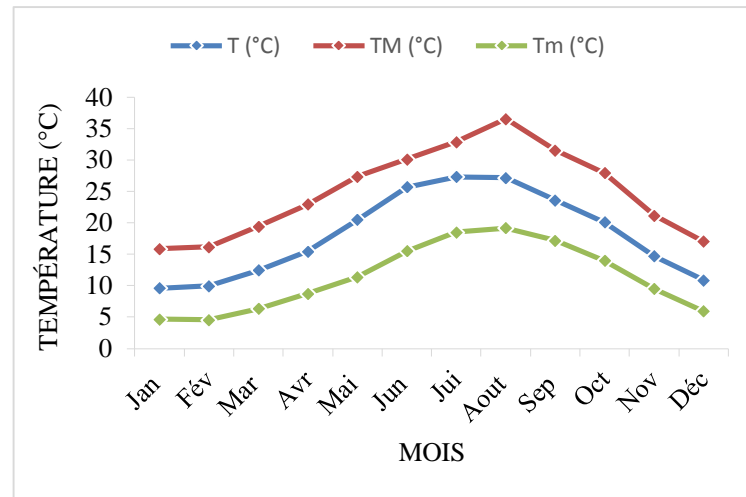
**Tableau 01** : Moyenne mensuelle des températures de la station de Guelma (2002- 2015).

Mois	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jun	Jui	Aout	Sep	Oct	Nov	Déc
<b>T</b> (°C)	9,63	9,99	12,44	15,47	20,51	25,72	27,32	27,20	23,63	20,11	14,69	10,89
<b>TM</b> (°C)	15,90	16,17	19,46	22,98	27,38	30,15	32,91	36,56	31,59	27,98	21,19	17,04
<b>Tm</b> (°C)	4,69	4,56	6,33	08,73	11,38	15,50	18,55	19,19	17,19	13,99	9,51	5,96

**T** : Température moyenne mensuelle (°C) ;

**TM** : Moyenne des maximas des températures ;

**Tm** : Moyenne des minima des températures.



**Figure 08 :** Courbe d'évaluation des températures de la région d'étude (années 2002-2015).

## 2.2. Précipitations

Les précipitations sont un facteur climatique très important qui conditionnent l'écoulement saisonnier et par conséquent le régime des cours d'eau ainsi que celui des nappes aquifères (Chibani, 2009) et la distribution des espèces dans les aires biogéographiques (Ramade, 1984). En effet, les précipitations sont elles-mêmes sous la dépendance de la température qui règle l'intensité de l'évaporation au niveau des surfaces marines (Ozenda, 1982). Elles sont régulées par trois autres facteurs : l'altitude, la longitude (elles augmentent de l'Ouest vers l'Est) et la distance à la mer (Chakri, 2007 ; Touati, 2008).

Les données récoltées de la station météorologique de Guelma (2002-2015) montrent que la saison hivernale est la plus pluvieuse avec une moyenne de 85,17 mm/ mois. Tandis que l'été est sec avec une faible recharge de 12,28 mm/mois (Tableau 2, Figure 09).

**Tableau 02 :** Précipitations moyennes mensuelles et annuelles de la station de Guelma (2002-2015).

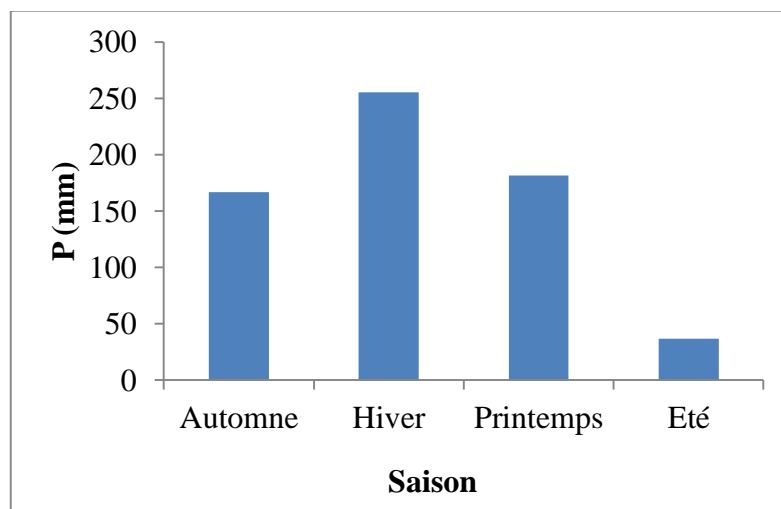
Saisons	Automne			Hiver			Printemps			Été		
Mois	Sept	Oct	Nov	Déc	Jan	Fév	Mar	Avr	Mai	Jui	Juil	Août
<b>P (mm)</b>	43,39	51,64	71,61	86,1	90,79	78,61	81,9	60,25	39,34	16,56	3,56	16,71
<b>P s (mm)</b>	166,64			255,50			181,49			36,83		
<b>P</b>	55,55			85,17			60,50			12,28		

**P<sub>mm</sub>** : Moyenne des précipitations mensuelles (mm) ;

**P<sub>s</sub>** : Précipitation saisonnière (mm) ;

**P** : Moyenne de précipitations saisonnières (mm).

La plus grande valeur de précipitation moyenne mensuelle, correspond au mois de janvier (90,79 mm), par contre la plus faible valeur correspond au mois de juillet avec 3,56 mm (Tab. 02). En effet, la distribution des précipitations est inégalement répartie durant les saisons, dont le maximum des précipitations est observé en hiver où il peut atteindre les 255,50 mm (Fig. 09).



**Figure 09** : Variations saisonnières des précipitations de la région d'étude (2002-2015)

### 3. Bioclimat

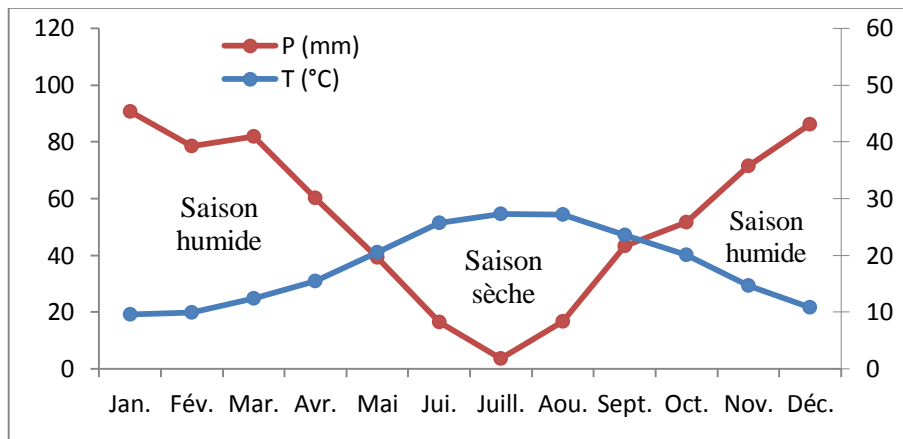
Les différents facteurs climatiques n'agissent pas indépendamment les uns sur des autres. Pour en tenir compte divers indices ont été proposés, principalement dans le but d'expliquer la répartition des êtres vivants. Les indices les plus employés font intervenir la température et la pluviosité qui sont les facteurs les plus importants et les mieux connus (Dajoz, 2003).

#### 3.1. Diagramme pluviothermique de Bagnols et Gausson

Ce diagramme permet de calculer la durée de la saison sèche en portant la pluviométrie moyenne annuelle sur des axes où l'échelle de la pluviométrie est double de celle de la température. D'après Bagnols et Gausson (1957), il n'y a sécheresse que lorsque

la courbe de précipitation rencontre celle des températures et passe au-dessus d'elle. Le but est de déterminer la période sèche et la période humide. Les courbes pluviothermiques (Figure 10) établies, nous ont permis de visualiser deux saisons distinctes (Figure10)

- ✓ Une saison sèche étalée sur six mois, de mai jusqu'à octobre
- ✓ Une saison humide étalée sur six mois, de novembre jusqu'au mois d'avril



**Figure 10 :** Diagramme ombrothermique de la région d'étude (2002- 2015).

### 3.2. Climagramme d'Emberger

Selon Emberger (1963), la région méditerranéenne est subdivisée en cinq étages bioclimatiques, en faisant intervenir deux facteurs essentiels : les précipitations et la température. En effet, pour déterminer l'étage bioclimatique de la zone d'étude, il faut procéder au calcul du quotient pluviométrique d'Emberger  $Q_2$  selon la relation suivante :

$$Q_2 = 1000 \cdot P / \frac{(M+m) \cdot (M+m)}{2}$$

D'où :

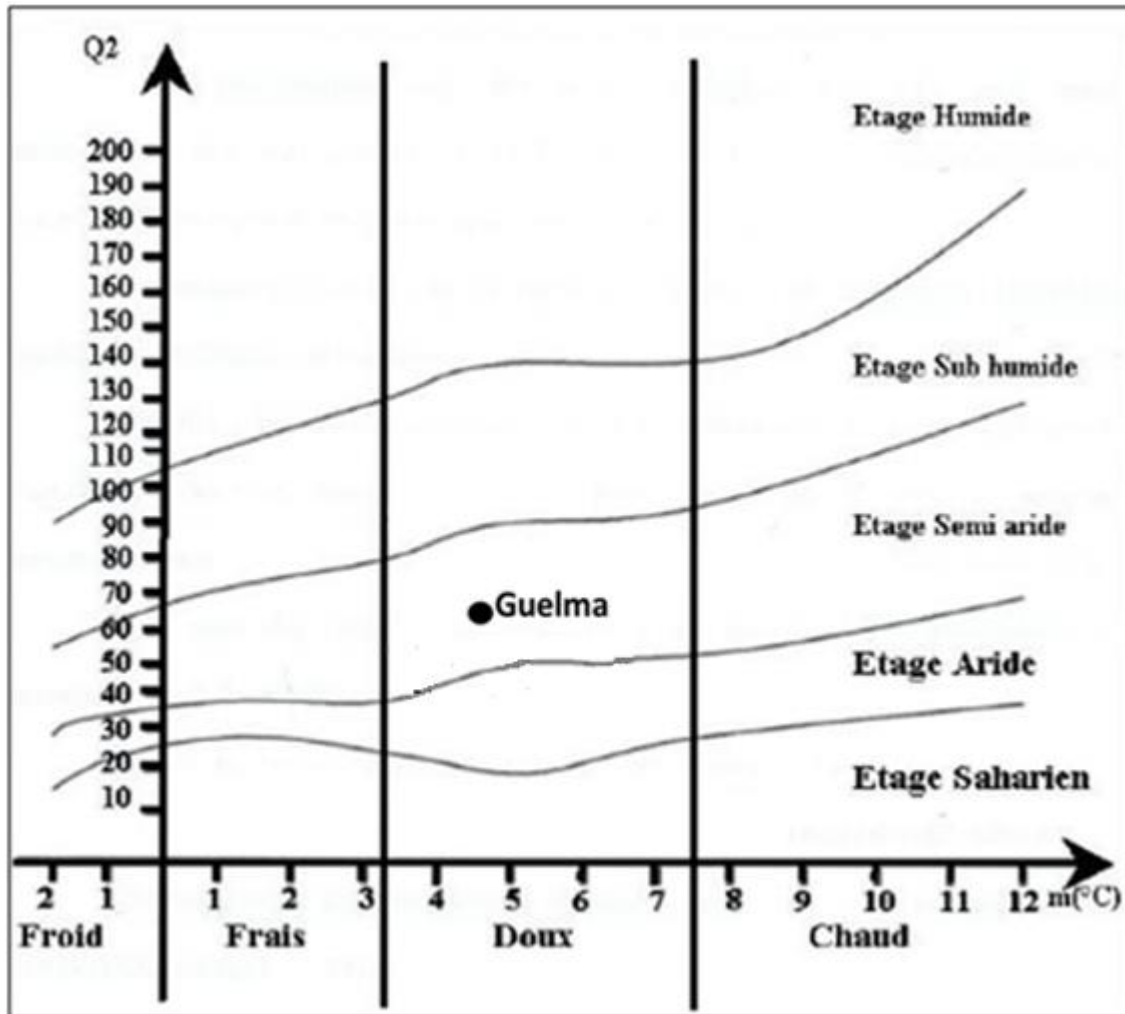
M : Moyenne des maximas du mois le plus chaud (° K)

m : Moyenne des minima du mois le plus froid (° K)

P : Précipitation moyenne annuelle (mm).

En fait, notre région (Guelma) présente un quotient pluviométrique  $Q_2 = 63,13$  ; ce qui la classe dans l'étage bioclimatique semi-aride à hiver tempéré.





**Figure 11** : Situation de la région de Guelma dans le climagramme d'Emberger (2002-2015).

## *CHAPITRE III*

# *MATERIEL ET METHODES*

Pour contribuer à l'étude de l'évolution de la qualité bactériologique et paramètre physico-chimique des eaux de surface de la région de Guelma, et la recherche des endoparasites chez une famille des Calopterygidae (odonate) nous avons choisis deux sites de prélèvement, qui sont localisés à l'oued Seybouse dans la région de Guelma.

Pour cette étude, 03 prélèvements sont effectués dans une période allant du mois de février jusqu'au mois de mars. Les analyses sont effectuées dans le laboratoire de recherche LBEE « Biologie, Eau et Environnement ».

### 1. Choix des sites

Nous avons sélectionné les deux sites sur la base de plusieurs critères :

- ✓ Site (1) Oued Zénati (36°19'38.86"N 7°09'19.54"E) : Il est en pleine zone urbaine, il reçoit plusieurs effluents (rejets domestiques et industrielles)
- ✓ Site (2) Oued Cheniour (36°13'33.44"N 7°19'10.90"E) : loin des zones urbaines et ne reçoit aucun rejet urbain ou industriel (c'est un site de pâturage).
- ✓ Les deux sites échantillonnés appartiennent à la même région (Guelma). Il partage ainsi les mêmes conditions climatiques.
- ✓ Les sites sélectionnés sont des rivières, donc des milieux courants favorables pour le développement des larves des Caloptérygidae
- ✓ L'originalité et la richesse floristique et faunistique
- ✓ La richesse faunistique de ces sites a été déjà explorée par plusieurs travaux (Khelifa *et al.*, 2011) qui ont montré l'importance de l'abondance de l'espèce (*Calopteryx haemorrhoidalis*) dans ces sites.

**Tab 03.** Description des sites d'études

Nom de l'oued	Latitude, Longitude	Quelque espèce floristique dominante	Quelque espèce odonatofaunistiques dominantes
Oued Zénati	36°19'38.86"N 7°09'19.54"E	<i>Typha angustifolia</i> , <i>Phragmites australis</i> <i>subsp australis</i>	<i>Gomphus lucasii</i> , <i>Platycnemis subdilatata</i> , <i>Calopteryx haemorrhoidalis</i> , <i>Ischnuragraellsii</i> ,

Oued Cheniour	36°13'33.44"N 7°19'10.90"E	<i>Typha Angustifolia</i> , <i>Phragmites australis</i> <i>subsp australis</i>	<i>Gomphuslucasi</i> , <i>Platycnemissubdilatata</i> , <i>Calopteryxexul</i>
------------------	-------------------------------	--	--

## 2. Echantillonnage

### 2.1. L'eau

L'étape d'échantillonnage influence directement la qualité des résultats analytiques obtenus. Des précautions élémentaires doivent être prises pour obtenir un échantillon représentatif. Afin de minimiser les risques associés à la contamination de l'échantillon par le préleveur, il faut s'assurer de la qualité du prélèvement, de la conservation et du transport adéquat des échantillons.

#### 2.1.1. Matériel de prélèvement

Le prélèvement destiné à l'analyse bactériologique de l'eau doit s'effectuer dans des conditions d'asepsie rigoureuse (Guiraud, 1998). Il faut utiliser de préférence des flacons en verre pyrex munis d'un large col d'un bouchon à vis métallique d'une contenance de 250ml, stérile pour faciliter le prélèvement et éviter tout type de contamination (Derwich *et al.*, 2008).

Les flacons en verre sont lavés et rincés avec de l'eau distillé. Après séchage, ils sont ensuite stérilisés à l'autoclave (120 C pendant 5 minutes). Les bouchons sont aussi lavés, rincés de même manière, séchés, et stérilisés dans les mêmes conditions que les flacons (Rodier *et al.*, 2005).

Pour éviter les risques de contamination, les flacons d'échantillonnage ne doivent être ouverts qu'au moment du prélèvement. Une fois l'échantillon est prélevé ; les flacons doivent être fermés hermétiquement jusqu'au moment de l'analyse (Rodier *et al.*, 2009)

#### 2.1.2. Méthode de prélèvement

Les flacons stériles sont prolongés à une distance qui varie de 25 à 30 cm de la surface assez loin des bords ainsi que des obstacles naturels. Les flacons sont ouverts sous l'eau et sont remplis ; ensuite le bouchon est également placé sous l'eau de telle façon qu'il n'y est bulle d'air et qu'il ne soit pas éjecté au cours du transport (Rodier *et al.*, 1996).

Le flacon ne doit pas être rempli entièrement. En effet ; laisser un petit volume d'air à la surface pour faciliter l'agitation de l'eau avant son analyse (Merzoug, 2009).

### **2.1.3. Transport et conservation au laboratoire**

Tout flacon d'échantillonnage doit être clairement identifié et être accompagné d'informations suffisantes concernant l'échantillon. Les prélèvements vont transportés dans des glacières dont la température doit être comprise entre 4 à 6°C. Même dans de telles conditions, l'analyse bactériologique doit débuter dans un délai maximal de 8 à 24 heures, après le recueil de l'échantillon. Si exceptionnellement l'analyse doit être reportée (Rejsek, 2002).

### **2.1.4. Méthode d'analyse**

#### **2.1.4.1. Les paramètres physico-chimiques**

Les paramètres étudiés sont le pH (potentiel d'hydrogène), la conductivité, la salinité, la température, l'oxygène dissous, La turbidité (Normand, 2007). Ils permettent une première estimation de la qualité du plan d'eau.

#### **↳ pH**

Le pH ou le potentiel d'hydrogène est le logarithme décimal de l'inverse de sa concentration en ions d'hydrogène  $[H^+]$ , il est inférieur ou supérieur à sept suivant que l'eau est acide ou basique. Le pH n'a pas de signification hygiénique mais il présente une notion très importante pour la détermination de l'agressivité de l'eau.

#### **↳ Température**

La température a une grande importance dans l'étude et la surveillance des eaux (les eaux souterraines et superficielles). La température des eaux de surface varie selon plusieurs facteurs, saisonniers et autres.

L'élévation de la température s'accompagne d'une diminution de la densité, d'une réduction de la viscosité, d'une augmentation de la tension de vapeur saturante à la surface et d'une diminution de la solubilité des gaz, en plus cette augmentation de la température favorise l'autoépuration, et accroît la vitesse de sédimentation (Loup, 1974).

La mesure de la température est effectuée sur le terrain à l'aide d'un multi-paramètre (WTW multi 1971) portable. Nous lisons directement la température exprimée en

degré Celsius (C°).

#### ↳ **Oxygène dissous**

L'oxygène dissous est un paramètre très important pour les analyses des eaux, il est depuis très longtemps mesuré par des méthodes chimiques. Actuellement les sondes sont équipées d'électrodes à oxygène. Il est exprimé en mg/l. Comme c'est le cas pour tous les gaz atmosphériques, la solubilité ou la saturation de l'oxygène varie avec la température, la pression et la salinité (Loup, 1974 ; Amino et Chausspiéd, 1983 ; Gérard, 2006).

#### ↳ **Conductivité**

La conductivité est liée à la présence d'ions en solution. Elle dépend de la nature des ions dissous et leurs concentrations (DE Villers *et al.*, 2005).

Selon (Rejsek, 2002), la température et la viscosité influent également sur la conductivité car la mobilité des ions augmente avec l'augmentation de la température et diminue avec celle de la viscosité. La conductivité des eaux s'exprime en micro-siemens par centimètre ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ) (Detay, 1993).

La mesure est effectuée sur le terrain par un multi paramètre (WTW multi 1971) portable adéquat, que nous plongeons l'électrode de l'appareil dans l'eau à analyser.

#### ↳ **Salinité**

Dans la plupart des rivières, le risque d'une salinité excessive due à la présence de chlorure de sodium et en particulier lorsque l'irrigation est pratiquée à grande échelle, il y a un réel danger que la salinité soit trop forte et l'eau pourrait devenir impropre à l'irrigation. La mesure est effectuée *in situ* par le même multi paramètre.

#### ↳ **Minéralisation globale d'une eau (T.D.S)**

La minéralisation est en fonction de la géologie des terrains traversés. D'une façon générale, elle est plus élevée dans les eaux souterraines que dans les eaux superficielles. Les eaux très minéralisées, du fait de leur teneur en sodium, en calcium, en magnésium, en chlorures, en sulfates et en hydrogénocarbonates.

Une eau, dont la minéralisation est inférieure à 600 mg/l, est généralement considérée comme bonne ; au-delà de 1200 mg/l et elle devient sauf accoutumance assez désagréable (Rodier, 1996). Il a été déterminé à l'aide d'un conductimètre électrique, du type

: WTW, qui permet de mesurer également la salinité.

#### ↳ **Potentiel redox**

Dans les systèmes aqueux, le potentiel redox affecte les états d'oxydation des éléments (H, C, N, O, S, Fe...). Dans une eau bien oxygénée, les conditions d'oxydation dominant. Quand la concentration d'oxygène diminue, le milieu devient plus réducteur ; ce qui se traduit par une réduction du potentiel redox (DE Villers et al., 2005). La mesure est réalisée *in situ* par un multi paramètre (WTW multi 1971) portable.

#### ↳ **Turbidité**

La turbidité représente l'opacité d'un milieu trouble. C'est la réduction de la transparence d'un liquide due à la présence de matière non dissoutes. Elle est causée, dans les eaux par la présence de matière en suspension fine, comme l'argile, les limons, les grains de silice. Une faible part de la turbidité peut due à la présence de matières colloïdales d'origine organique ou minérale. (Rejsek, 2002).

La mesure est effectuée avec un turbidimètre appelé aussi néphélogéométrie, du type : HACH 2100N. Elle exprimée en :

- NTU (Nephelometric Turbidity Unit).
- FTU (Formazine Turbidity Unit).
- JTU (Jackson Turbidity Unit).

### 2.1.4.2. Paramètres bactériologiques

L'analyse bactériologique a pour but de mettre en évidence la présence des bactéries qui modifient l'aptitude d'une eau à une utilisation donnée, elle consiste en recherche et numération des germes de la flore totale de l'eau.

#### 2.1.4.2.1. Recherche et dénombrement des germes totaux à 22°C et 37°C

Cet examen vise à dénombrer non spécifiquement le plus grand nombre de microorganismes, en particulier de bactéries se développant dans les conditions aérobies habituelles de culture (Rodier *et al.*, 2009). La culture se réalise à deux températures différentes afin de cibler à la fois les microorganismes à tendance psychrophiles soit à 22°C et ceux mésophiles soit 37°C (Rejsek, 2002).

##### ❖ Principe

Il s'agit d'une technique de comptage des micro-organismes après incorporation de volumes déterminés d'échantillon ou de ces dilutions dans un milieu gélosé (Rodier *et al.*, 2009)

##### ❖ Mode opératoire

- Prélever stérilement, 1ml de l'échantillon d'eau à analyser, et réaliser des dilutions décimales  $10^{-1}$  et  $10^{-2}$  et le déposer dans le fond de trois boîtes de pétries vides, numérotées à cet usage (Merzoug, 2009).

- Couler dans chaque boîte, 19 ml de gélose TGEA fondue puis refroidie à  $45\text{ C} \pm 2^\circ\text{C}$ .

Agiter doucement par un mouvement circulaire pour assurer un mélange homogène de l'eau et de la gélose, Sans faire des bulles et sans mouiller les bords de la boîte. Le milieu doit être coulé 10 minutes au plus tard Après répartition de l'eau à analyser (Rodier *et al.*, 2009)

##### ❖ Incubation

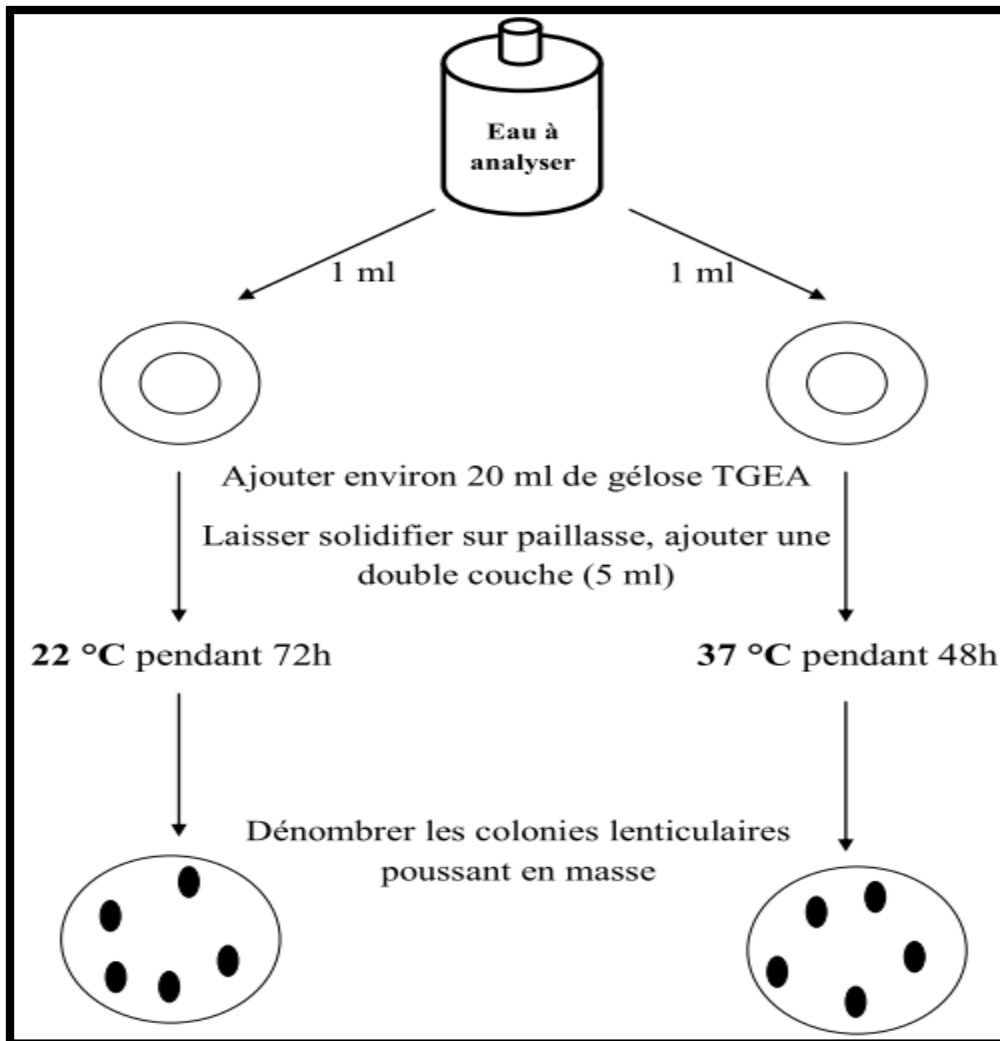
La moitié des boîtes est incubé, aussitôt après solidification, dans une étuve à 37°C durant 48 heures. L'autre est placé dans une enceinte maintenue à une température de 22°C durant 72 heures. Conservé les boîtes à l'obscurité, couvercle en bas (Fig.12) (Rodier *et al.*, 2009)



**❖ Lecture**

Examiner les boîtes dès que possible après la période d'incubation, sinon les conserver à  $5^{\circ}\text{C} \pm 3^{\circ}\text{C}$  pendant 48 heures au maximum (Rodier *et al.*, 2009). Rejeter les boîtes présentant une croissance confluyente (Rejsek, 2002).

Les colonies des micro-organismes revivifiables apparaissent en masse sous forme lenticulaires et bien distinctes. Ne dénombrer que les boîtes contenant entre 15 et 300 colonies (Lerbes, 2002).



**Figure 12 :** Recherche et dénombrement des germes totaux à 22°C et 37°C

### 2.1.4.2.2. Recherche et dénombrement des germes indicateurs de contamination fécale

#### 2.1.4.2.2. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux

- **Coliformes totaux**

Ce terme regroupe plusieurs espèces bactériennes de la famille des Entérobactéries qui sont aérobies et anaérobies facultatifs, à Gram négatif, a sporulées en forme de bâtonnet, capable de dégrader le lactose. De plus, tous les coliformes totaux doivent produire une réaction négative à l'épreuve de la cytochrome-oxydase et une réaction positive au test de l'ONPG (ortho-nitrophényl- $\beta$ -D-galactopyranoside).

Les coliformes totaux sont des microorganismes indicateurs dont le dénombrement permet de déceler le niveau de pollution d'origine organique dans les eaux de surface, les eaux souterraines (CEAEQ, 2000).

- **Coliformes fécaux ou thermo-tolérants**

Les coliformes fécaux se définissent comme des enterobactéries lactose (+) aérobies et anaérobies facultatifs, à Gram négatif, a sporulées, en forme de bâtonnet. En raison de leur capacité de croître à la température élevée de 44,5 °C et non seulement à 35 °C comme les coliformes totaux, les coliformes fécaux sont de plus en plus souvent désignés par l'appellation « coliformes thermo tolérants » dans la littérature scientifique. Les coliformes fécaux qui produisent une réaction négative à l'épreuve du cytochrome oxydase, une réaction positive au test de l'ONPG (ortho-nitrophényl- $\beta$ -D-galactopyranoside). Les « coliformes fécaux confirmés » sont en réalité des *E. coli*. (CEAEQ, 2003).

- **Principe**

La recherche et le dénombrement des coliformes et l'identification de *E. coli* ont été effectués par la méthode de nombre le plus probable (NNP). Elle se fait en deux étapes consécutives : Le test de présomption réserver à la recherche des coliformes, et le test de confirmations : réservé à la recherche des coliformes fécaux et thermo-tolérants et de *E. coli* à partir des tubes positifs du test de présomption (Rouaiguia et Cheriet, 2010).

➤ **Test de présomption**

❖ **Mode opératoire**

Après avoir bien homogénéisé l'échantillon afin d'obtenir une répartition homogène des micro-organismes nous avons réalisés cinq dilutions décimales successives ( $10^{-1}$ ,  $10^{-2}$ ,  $10^{-3}$ ,  $10^{-4}$ ,  $10^{-5}$ ), avec trois répétitions par dilution. Les dilutions sont toujours effectuées dans des conditions aseptiques (Fig.13) (Rejsek, 2002).

- Nous prenons les tubes de BCPL (bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol simple concentration) muni d'une cloche de Durham.
- Prélever 1 ml d'eau à analyser à l'aide d'une pipette Pasteur stérile et la porte dans le premier tube de la série contenant 9 ml de BCPL, pour obtenir la dilution  $10^{-1}$ .
- Nous prélevons 1 ml de la dilution 1/10 précédente et l'ajouter à un tube contenant 9 ml de BCPL, pour obtenir la dilution  $10^{-2}$ .
- Transférer 1 ml de la dilution  $10^{-2}$  dans un tube contenant 9 ml BCPL, pour obtenir la dilution  $10^{-3}$ .
- Répète la technique pour deux autres tubes de BCPL à la fin d'obtenir 5 tube de BCPL. Et refaire pour 2 autre séries (Delarras, 2008).

❖ **Lecture**

Procéder à une première lecture après cette incubation. Seront considérés comme positif les tubes présentent à la fois :

- Un dégagement de gaz (supérieur au  $1/10^{\text{ème}}$  de la hauteur de la cloche).
- Un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune (la fermentation du lactose se manifeste par la production d'acide entraînent le virage du bromocrésol pourpre au jaune).

On retient le nombre caractéristique constitue par les trois chiffres écrit dans l'ordre des dilutions croissantes en commençant par le nombre correspondant aux plus grandes dilutions pour laquelle tous les tubes sont positifs (Bourgeois et Leveau, 1980).

Ce nombre caractéristique obtenu correspond d'après la table de Mac Grady (Tab. 04)(Annexe.01), Au nombre de bactéries présentes (NPP) dans le prélèvement correspondant à la plus faible dilution prise en compte. Le calcul de concentration cellulaire dans la suspension initiale se fait en tenant compte les dilutions effectuées (Leclerc *et al.*, 1983).

### ➤ Test de confirmation

Le test de confirmation ou test de Mac Kenzie est basé sur la recherche de coliformes thermo-tolérants parmi lesquels on redoute surtout la présence de *Escherichia coli* (Degremont, 2005).

- Les tubes de BCPL trouvés positifs lors du dénombrement des coliformes totaux feront l'Object d'un repiquage à l'aide d'une anse bouclée ou une pipette pasteur dans le (ou les) milieu (x) de confirmation (Degremont, 2005 ; Rodier *et al.*, 2009). Comme milieu de confirmation on a utilisé dans le premier prélèvement : le milieu Schubert muni d'une cloche de Durham (Labres et Mouffok. 2008), et pour le deuxième prélèvement : le milieu eau peptonée exempte d'indole.

#### ❖ Incubation

L'incubation se fait cette fois-ci à 44° C pendant 24 à 48 heures (Labres et Mouffok, 2008).

#### ❖ Lecture :

Sont considérés comme positifs, les tubes présentant :

- Un dégagement gazeux et un trouble dans le tube du milieu Schubert.
- Un anneau rouge en surface ; témoin de la production d'indole par *Escherichia coli* après adjonction de 2 à 3 gouttes du réactif de Kovacs dans le tube de l'eau peptonée exempte d'indole (Degremont, 2005).

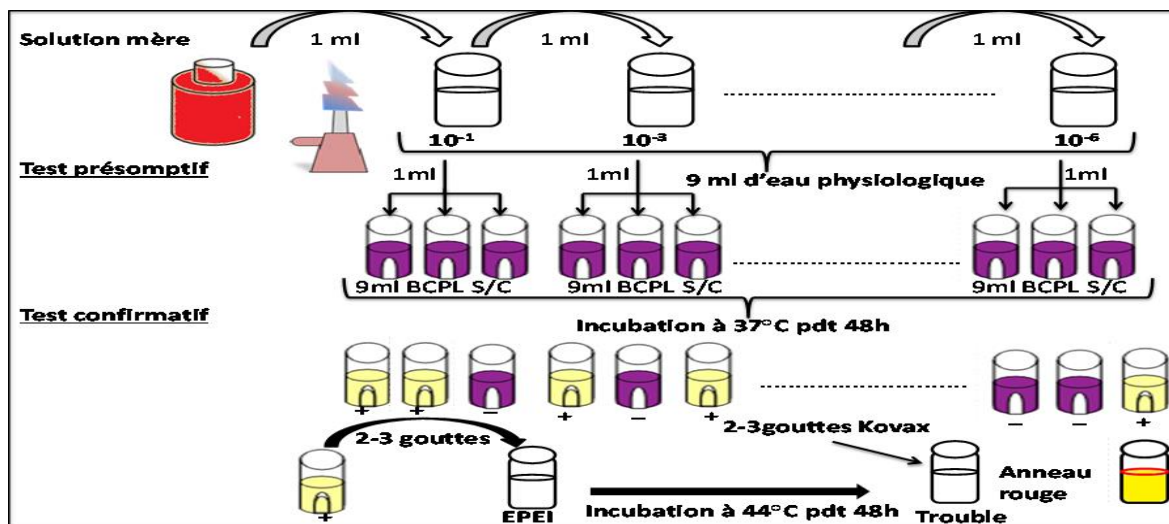


Figure 13 : Protocole de recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux.

### 2.1.4.2.3. Recherche et dénombrement des streptocoques fécaux

#### ➤ Tests présomptifs

Leur recherche est effectuée sur le milieu Rothe (Brichaet *al.* 2007), suivant le même procédé décrits pour les CT L'incubation à 37°C pendant 24h.

#### ➤ L'étape confirmative

#### ❖ Mode Opérateur

Le test de confirmation est basé sur la confirmation des streptocoques du groupe (D) éventuellement présents dans le test de présomption.

Les tubes de Rothe trouvés positifs feront donc l'objet d'un repiquage à l'aide d'un ose bouclé dans un tube contenant le milieu Eva-Litsky, bien mélangé le milieu et l'inoculum (Rejsek, 2002).

#### ❖ Incubation

L'incubation se fait à 37°C pendant 24heures (Delarras, 2008).

#### ❖ Lecture

Seront considérés comme positifs les tubes présentant à la fois :

- Un trouble microbien.
- Une pastille violette (blanchâtre) au fond de tube.

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table du NPP (Tab.04) (Annexe. 01) (Lebres. 2006).

### 2.1.4.2.4. Recherche et dénombrement des spores des bactéries anaérobies sulfite-réducteurs (ASR)

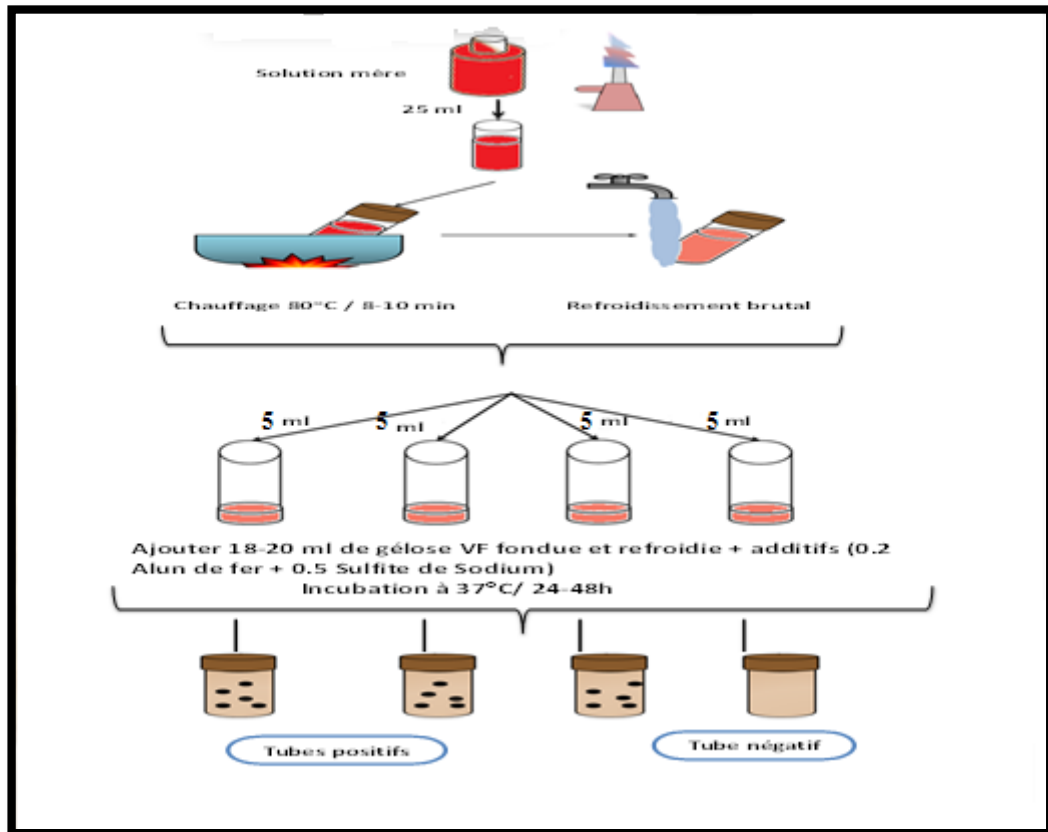
Cette recherche concerne les bactéries anaérobies strictes ; parmi ces bactéries figure le genre *Clostridium* (Rejsek, 2002), il s'agit de bacille Gram (+) presque toujours mobile. Il acquiert une structure spéciale appelée endospore ou spore ; très résistante dans l'environnement (Pilet *et al.*, 1987 ; Rejsek, 2002) et se développant en 24 à 48 h à une température de 36± 2°C (Lebres et Mouffok ; 2008).

Les ASR sont ainsi dénommés car ils sont capables de réduire les sulfites de sodium (Na<sub>2</sub>SO<sub>3</sub>) présents dans le milieu de culture en sulfures : ceux-ci combinent avec un sel de fer (Fe<sup>2+</sup>) pour donner du sulfure de fer noir (FrS) (Delarras et Trébaol, 2003). Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination ancienne d'un milieu (Rejsek, 2002).

### Mode Opérateur

A partir de l'eau à analyser

- Transférer environ 25 ml dans un tube stérile ; qui sera par la suite soumis à un chauffage de l'ordre de 57° C pendant 15 mn dans le but de détruire toutes les formes végétatives des bactéries anaérobies sulfito-réductrices éventuellement présentes.
- Après chauffage, refroidir immédiatement le flacon destiné à l'analyse, sous l'eau de robinet.
- Répartir ensuite le contenu de ce tube. Dans 4 tubes différents et stériles. À raison de 5 ml par tube.
- Ajouter environ 18 à 20 ml de gélose Viande Foie. Fondue puis refroidie à  $47 \pm 1^\circ\text{C}$ . additionnée de leurs additifs spécifiques.
- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant d'introduire des bulles d'air.
- Laisse solidifier sur paillasse pendant 30 minutes environ, puis incubé à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$ , pendant  $44 \pm 4\text{ h}$  (Labres *et al.*, 2008) (fig. 14)



**Figure 14 :** Recherche et dénombrement des Spores des bacteries anaérobies Sulfito-réductrices.

#### 2.1.4.2.5. Recherche des germes pathogènes

Les germes recherchés sont choisis, dans les limites des moyens disponibles. Les germes recherchés sont *Salmonella*, *Vibrio*, *Staphylococcus* pathogènes et *Pseudomonas*.

- **Recherche des Staphylocoques**

On entend par staphylocoques à coagulase positive, les bactéries qui se présentent sous forme de cocci à Gram positive, sphériques, isolées ou regroupées formant ainsi des grappes de raisin, ils sont aérobies ou anaérobies facultatifs, possédant l'enzyme catalase et la coagulas. Ils sont capables de se développer en 24 à 48 heures à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  sur un milieu sélectif Chapman au mannitol qui contient un inhibiteur : fortes concentrations en chlorure de sodium (75g.l) (Pechère *et al.*, 1982 ; Carbonnelle *et al.*, 1988 ; Labres et Mouffok, 2008).

### ❖ Mode opératoire

On prépare les boîtes de Pétri avec le milieu Chapman (Rodier *et al.*, 1996). A partir de la solution mère, on porte aseptiquement 0.1ml (2 gouttes) dans les boîtes de pétri qu'on étale à l'aide d'une anse de platine stérile (Fig.15).

### ❖ Incubation

L'incubation se fait à 37°C pendant 48 heures (Ait Kaci et Hamdi, 2008 ; Rodier *et al.*, 2009).

### ❖ Lecture et interprétation

Après la période d'incubation spécifiée, les Staphylocoques à coagulase positive ou plus particulièrement *S. aureus*, apparaissent sous forme de petites colonies lisses légèrement bombées à contours réguliers et pigmentées en jaune (fermentation du mannitol) ou en blanc (Ait Kaci et Hamdi, 2008 ; Rodier *et al.*, 2009).

### ❖ Identification

Afin de mieux caractériser le profil biochimique et morphologique des staphylocoques des réactions spéciales au genre sont mis en œuvre :

- Coloration de Gram.
- Test de catalase.
- Oxydase.
- Mannitol.
- Recherche de coagulas libre (Ait Kaci et Hamdi, 2008).



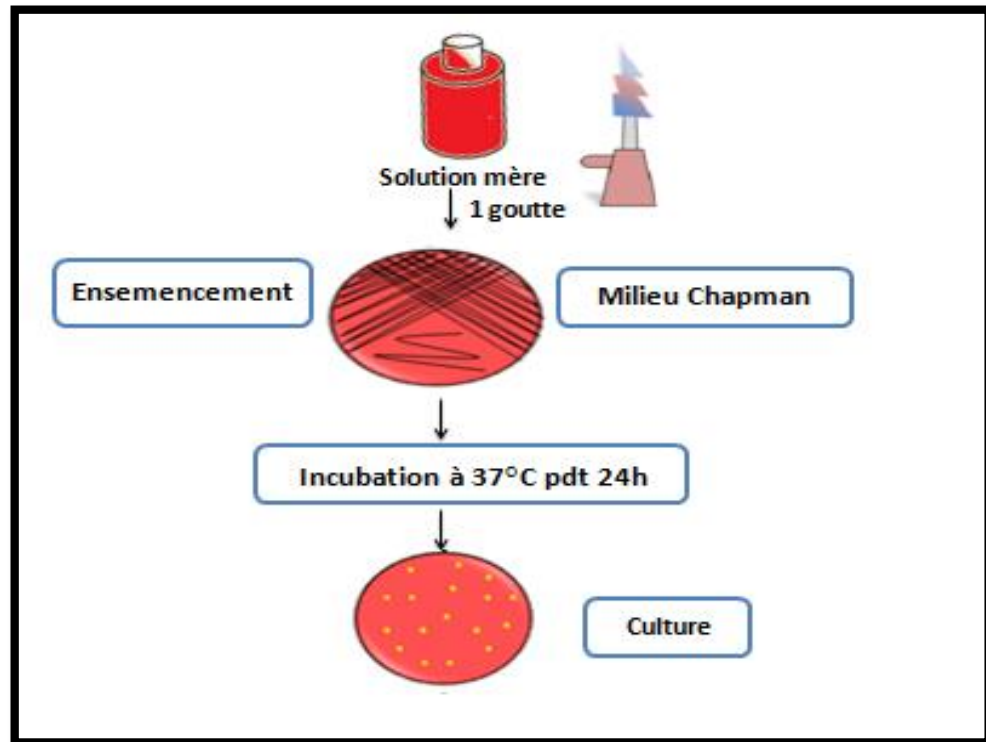


Figure 15 : Recherche de *Staphylococcus*.

- **Recherche des *Salmonella***

Les *Salmonella* sont des bacilles Gram négatifs, aéro-anaérobies facultatifs, mobiles, a sporulées, catalase (+), oxydase (-), réduisant les nitrates en nitrites, fermentant le glucose avec production de gaz mais ne fermentent pas le lactose. Elles ne produisent pas d'uréases, de désaminases, de gélatinases ni d'indole. En revanche la plupart des souches produisent de l'hydrogène sulfuré et une lysine décarboxylase (Bouchanan *et al.*, 1974 ; Leminor et Veron, 1989).

- ❖ **Principe**

La méthode de recherche de cette bactérie, découle de deux données :

- D'une part leur présence en nombre relativement faible dans les eaux, ainsi que leur difficulté d'y suivre.
- D'autre part, l'existence habituelle d'un nombre important de germes d'accompagnement d'origine fécale ou non fécale.

Ces constatations entraînent l'obligation d'utiliser des milieux d'enrichissement sélectifs dans le but d'inhiber le développement des autres bactéries (Rodier *et al.*, 1996).

❖ **Mode opératoire**

✓ **Enrichissement**

Induire 1 ml de l'échantillon d'eau dans 10 ml de S.F.B. Incuber à 37°C pendant 24h (Ait Hamlet, 1998).

✓ **Isolement**

A partir du bouillon d'enrichissement, effectuer des isolements sur le milieu Hektoen. Incuber à 37°C pendant 24h à 48h (Rodier *et al.*, 1996).

✓ **Identification**

Après les colonies qui sont Lactose négatif sur Hektoen vont subir une observation macroscopique, une coloration de Gram et enfin une identification biochimique (Api 20 E) (Fig. 16).

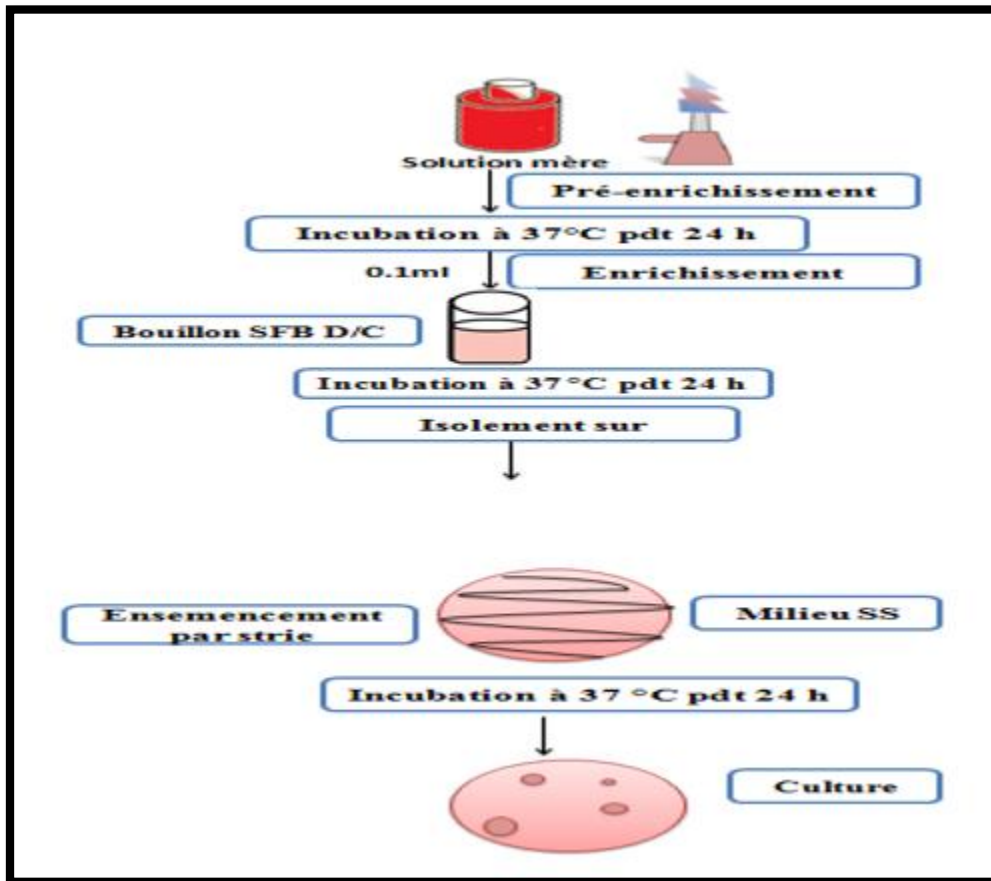


Figure 16 : Protocole de recherche des *Salmonella*.

- **Recherche de Vibriion cholérique**

Le vibriion cholérique est un germe aéro-anaérobie facultatif, oxydase (+), sa croissance est favorisée par un pH neutre ou alcalin (pH 9-10), une température comprise entre 20 et 40°C avec un optimum entre 30 et 37°C et par une concentration de Na Cl comprise entre 1- 3% (Leminor et Veron, 1989). Très mobile grâce à une ciliature polaire, le plus souvent monotriche, et fermente le glucose sans production de gaz ni d'H<sub>2</sub>S (Pechère *et al.*, 1982).

- ❖ **Mode opératoire**

- ✓ **Enrichissement**

Ajouter 1 ml de l'eau à analyser dans un tube de 10 ml d'E.P.A. Incuber à 37° C pendant 3h. Prélever en surface et ensemencer un nouveau milieu d'enrichissement. Incuber

à 37°C pendant 3 h.

✓ **Isolement**

Prélever de la surface du dernier milieu d'enrichissement et ensemer une boîte de GNAB. Incuber à 37°C pendant 24 h (Marchal ; 1982).

✓ **Identification**

Sur GNAB les colonies sont rondes ; bords réguliers, surface lisse brillantes translucides sous forme de goutte de rosée (Patrick *et al.*, 2009).

Une identification morphologique et biochimique basée essentiellement sur :

- Observation à l'état frais et coloration de Gram.
- Oxydase (+)
- L'ensemencement d'une galerie biochimique classique ou bien galerie Api 20NE.

• **Recherche des *Pseudomonas***

On entend par *Pseudomonas Aeruginosa*, une bactérie qui se présente sous forme de bacille à Gram négatif (BGN) possédant l'enzyme oxydase et capable de produire de l'ammoniac à partir de l'acétamide. *Pseudomonas aeruginosa*, est également une bactérie hautement pathogène et résistante à plusieurs antibiotiques. C'est une bactérie lactose négative, autrement dit dépourvue d'enzymes dégradant le lactose (Labres et Mouffok, 2008 ; Pechère *et al.*, 1982 ; Pilet, 1987).

❖ **Mode opératoire**

A partir de l'eau à analyser porter aseptiquement 0.1 ml et l'on étale à la surface de gélose Cétrimide, par la méthode des quatre quadrants, puis les incuber à  $36 \pm 2^\circ\text{C}$  pendant 18 à 24 h (Fig., 17)

✓ **Identification**

Considérer comme colonie caractéristique toute colonie présentant une fluorescence. Du fait de la sélectivité du milieu Cétrimide, on peut suspecter les colonies présentes d'être

*Pseudomonas*. Dans tous les cas. Il faudra réaliser une identification de L'espèce (Rejsek, 2002). Il est possible de procéder aux recherches suivantes :

- Un examen microscopique après coloration de Gram. Il permet de s'assurer que les colonies ne contiennent que des bacilles à Gram négatif, non sporulés.
- Un examen direct entre lame et lamelle permet de constater la mobilité des germes de type polaire (Rodier *et al.*, 2009).
- Recherche de la pyocyanine : pigment bleu caractéristique de *Pseudomonas aeruginosa* responsable de la teinte bleue intense des milieux de culture, sa production est favorisée sur milieu de King A.
- Recherche de la pyoverdine : présente une teinte verte fluorescente est souvent masquée par la pyocyanine, sa production est maximale sur milieu de King B (Lebres et Mouffok, 2008).

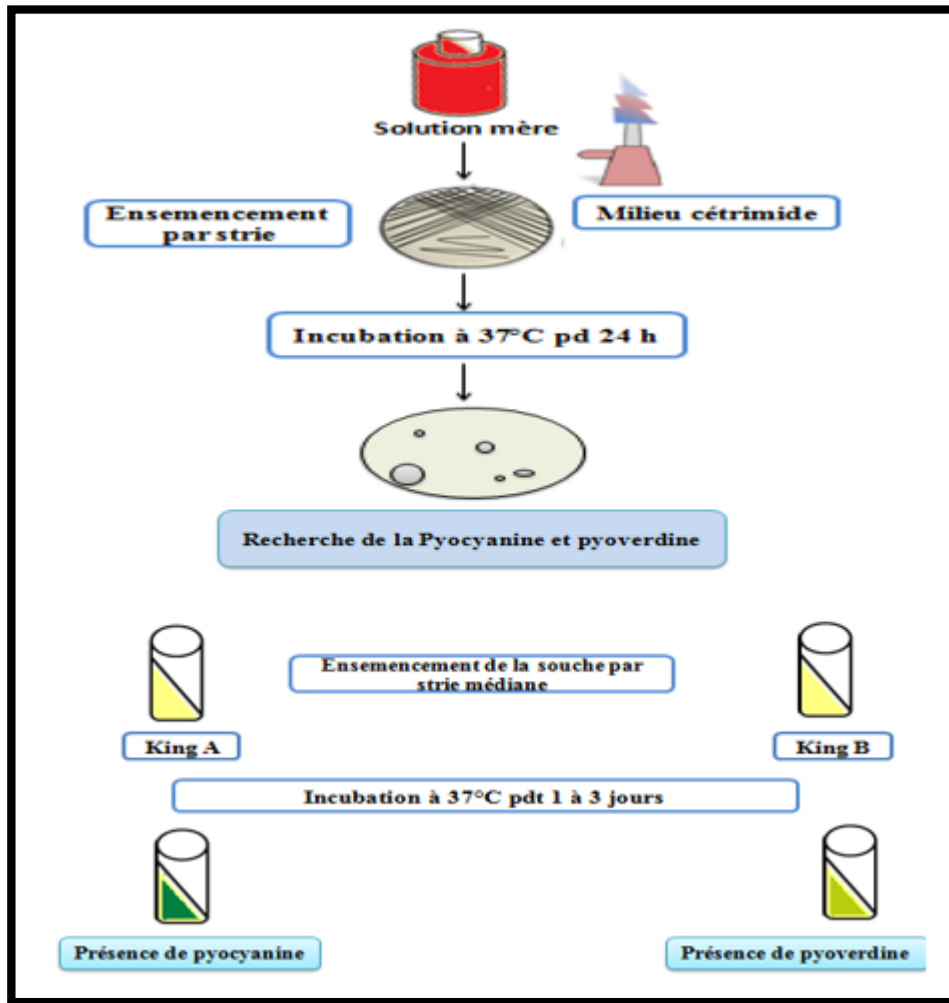


Figure 17 : Recherche de *Pseudomonas aeruginosa*.

- **Recherche des Shigella**

Les Shigelles sont des Enterobacteriaceae, rencontrées exclusivement chez l'homme, en ne faisant partie d'aucune de sa flore commensale, elles sont toutes pathogènes et spécifiques du tube digestif (Berche *et al.*, 1988) ; éliminées par les selles et dispersées dans les sols et les eaux ou elles ne survivent que pour peu de temps (Pechere *et al.*, 1982 ; Carbonelle *et al.*, 1988).

### ❖ Conditions de culture

#### ✓ Milieux de culture utilisés

Sur gélose ordinaire en 24 heures à 37°C, *Shigella* produit des colonies de taille moyenne (2 à 3 mm de diamètre), rondes, régulières et brillantes. Pour chercher du *Shigella*, partir de l'échantillon mère prélever 0,1 ml et étale, sur la surface des géloses Hektoen, SS et Mac Conkey par la méthode des quatre quadrants. L'incubation se fait à 35 - 37 °C pendant 18 - 24 heures.

#### 2.1.4.2.6. Tests complémentaires

##### • Coloration de Gram

La coloration de Gram permet une observation grossière des cellules. Elle est irremplaçable pour différencier les bactéries Gram positif et Gram négatif. Elle se déroule en plusieurs étapes successives selon l'ordre suivant :

- Fixer le frottis, s'il s'agit d'une culture en milieu liquide, une goutte de bouillon sera prélevée à l'aide d'une pipette Pasteur, déposée sur lame, et étalée soigneusement. S'il s'agit d'une culture en milieu solide, une colonie bien isolée sera prélevée et mise en suspension dans une goutte d'eau distillé stérile.
- Recouvrir le frottis de la solution de cristal violet. Laisser agir 1 minute.
- Rejeter le colorant. Laver à l'eau.
- Recouvrir la préparation de Lugol. Laisser agir 1 minute
- Rejeter le Lugol. Laver à l'eau.
- Décolorer à l'alcool 95°. La durée de coloration doit être adapté à l'épaisseur du frottis ;
- Rincer à l'eau courante et recouvrir la lame de la solution de Fuchsine diluée. Laisser agir quelques secondes ;
- Rejeter la Fuchsine. Laver abondamment à l'eau, égouttée, sécher entre Deux

feuilles de papier buvard très propres (Degrement, 1998).

**Résultats :** Les bactéries Gram positif sont bien colorées en violet, et les bactéries Gram sont colorées en rose (Carbonelle *et al.*, 1988 ; Boukrouma, 2008).

- **Mise en évidence d'une catalase**

C'est une enzyme qui décompose l'eau oxygène en eau et en oxygène gazeux. La méthode consiste à prélever une colonie du germe à étudier sur l'extrémité d'une pipette Pasteur fermée que l'on plonge ensuite dans 1 ml d'eau oxygénée. Le dégagement de bulles gazeuses est un signe de la présence de l'enzyme (Carbonelle *et al.*, 1988).

- **Recherche de l'oxydase**

La recherche de l'oxydase s'effectue avec des disques commercialisés. Déposer le disque sur une lame porte-objet, l'humidifier avec deux gouttes d'eau distillée stérile et écraser la colonie test sur le disque. La présence d'une oxydase se traduit par l'apparition d'une coloration violette (Carbonelle *et al.*, 1988).

- **API 20E**

Le système API 20 E est une version miniaturisée et standardisée des techniques biochimiques conventionnelles pour l'identification de certaines bacilles à Gram négatif dont les entérobactéries, elles comparent 20 testes biochimiques

Lorsqu'une suspension bactérienne de densité convenable est répartie dans les différents alvéoles (contenant les substrats déshydratés) qui composent la micro-galerie, les métabolites produits durant la période d'incubation se traduisent par des changements de couleur spontanés ou révélés par addition de réactifs.

La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture (Tab. 05) (Annexe.02) et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification.

- **API 20 NE**

La galerie API 20NE se compose d'une galerie constituée de 20 micro-tubes contenant milieux et substrats sous forme déshydratée. Les tests conventionnels sont inoculés avec une suspension bactérienne saline qui reconstitue les milieux. Les



réactions produites durant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. Les tests d'assimilation sont inoculés avec un milieu minimum et les bactéries cultivent seulement si elles sont capables d'utiliser le substrat correspondant. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de lecture (Tab. 06) (Annexe.02) et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification.

- **API 20 Strep**

La galerie API 20 Strep comporte 20 microtubes contenant les substrats déshydratés pour la mise en évidence d'activités enzymatiques ou de fermentation de sucres.

Les tests enzymatiques sont inoculés avec une suspension dense, réalisée à partir d'une culture pure, qui reconstitue les milieux. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. Les tests de fermentation sont inoculés avec un milieu enrichi (contenant un indicateur de pH) qui réhydrate les sucres. La fermentation des carbohydrates entraîne une acidification se traduisant par un virage spontané de l'indicateur coloré.

La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de Lecture (Tab.07) (Annexe.02) et l'identification est obtenue à l'aide du Catalogue Analytique ou d'un logiciel d'identification.

- **API Saph**

La galerie API Staph comporte 20 micro tubes contenant des substrats déshydratés. Les micro tubes sont inoculés avec une suspension bactérienne réalisée en API Staph Medium qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau (Tab.07) (Annexe.02) de lecture et l'identification est obtenue à l'aide du tableau d'identification.

## **2.2. Etude des Odonates / endoparasites**

### **2.2.1. Matériel expérimental**

#### **2.2.1.1. Sur le terrain**

- un filet de substrat
- Des bouteilles en plastique
- Des étiquettes
- Un multi paramètre

#### **2.2.1.2. Au laboratoire**

- Pieds à coulisse.
- Un aquarium.
- Pompe à oxygène.
- Du Formol à 5% pour tuer les larves collectées.
- Une loupe binoculaire model Optika
- Un microscope (Optika)
- Une appareil photo (Samsung)
- Des boîtes de Pétri
- Trousse de dissection
- Etiquettes.
- Lames et lamelles.
- Eau physiologiques.
- Solution de Mountex

## 2.2.2 Méthodes d'étude

### 2.2.2.1. Sur terrain

#### ➤ Echantillonnage sur terrain

- La durée de l'étude s'étale sur 3 mois : période allant de février à avril.
- La technique de récolte consistait à utiliser un filet de substrat.
- Nous avons fait des coups aléatoires tout au long d'un transect de 10 m.

Le contenu de filets est récupéré dans des flacons en plastique sur lesquels sont inscrits les noms des sites et date des prélèvements.

### 2.2.2.2. Au laboratoire

- Les larves ont été mises dans un aquarium pour assurer la digestion (tube digestif vide).

#### ❖ Comment tuer les insectes ?

Il existe différentes méthodes pour tuer un insecte. Chacune a ses avantages et ses inconvénients.

- **La congélation**

Cette méthode simple et efficace ne nécessite pas l'emploi de produits chimiques pour tuer les insectes par le froid, déposez-les au congélateur pour au moins trois jours. Il est préférable de mettre un seul spécimen par contenant, accompagné des notes de chasse et d'un morceau de papier essuie-tout pour éviter la condensation.

Il vaut mieux garder les spécimens au froid plus longtemps que d'avoir la désagréable surprise de se retrouver avec un insecte qui remue sur une épingle entomologique. Ceci est particulièrement important pour les bourdons et les guêpes capturés au printemps ; ils ont passé l'hiver à l'état adulte et sont plus résistants au froid.

- **Les produits chimiques**

Parmi les différents produits disponibles, l'acétate d'éthyle est un poison liquide incolore est considéré comme peu nocif pour les humains, à condition de l'utiliser correctement.

Il faut environ 30 minutes pour asphyxier la plupart des petits arthropodes et environ une heure pour les plus gros. Pour utiliser l'acétate d'éthyle, il faut préparer une chambre asphyxiante. Il s'agit d'un contenant hermétique (pot ou tube) dans lequel se trouve un matériau qui absorbe le poison et où on enferme l'insecte à tuer. La taille de la chambre asphyxiante varie selon le type d'insectes recherché.

Si vous optez pour les tubes, remplissez-les à moitié avec du sière de bois de feuillus. Les copeaux de bois absorberont le poison, tout en protégeant les insectes des bris. Pour activer la chambre asphyxiante, avant la chasse, il suffit de faire tomber quelques gouttes d'acétate dans la sière. Les insectes s'enfonceront dedans et mourront. Il est possible de mettre plus d'un insecte par tube, surtout s'ils sont petits.

Pour les pots en verre ou en plastique clair résistant, placez au fond du contenant un matériau absorbant (ouate, sière de bois). Activez la chambre asphyxiante avant la chasse avec quelques gouttes de poison.

Collez sur le pot d'acétate d'éthyle et sur chaque chambre asphyxiante une étiquette portant l'inscription POISON : ACÉTATE D'ÉTHYLE. Rangez ces contenants dans un endroit sécuritaire.

- **L'alcool**

Les insectes qui seront mis en collection dans l'alcool peuvent être tués dans ce liquide. Les larves, les adultes à corps mou et les petits coléoptères doivent être plongés directement dans de l'alcool isopropylique (alcool à friction) à 70 ou 75 %, disponible en pharmacie.

- Nous avons utilisé le Formol à 5% pour tuer les larves collectées.
- Dépouillement des échantillons, mesure des larves (tête, abdomen, et lamelles)

➤ **L'identification**

L'identification et le sexage a été fait selon les caractères représentés dans les guides (larve et exuvie) à l'aide d'une loupe binoculaire

➤ **La dissection**

L'examen microscopique du corps organique d'une larve consiste à examiner son anatomie afin de l'analyser minutieusement et obtenir un résultat plus ou moins exact et détecter la possibilité de présence ou non des endoparasites dans cet organisme. Nous avons procédé à la phase suivante :

- Placer sous une loupe binoculaire la larve sur la lame de verre puis saisir le corps avec une pince à disséquer
- Disséquer à l'aide d'un bistouri et enlever les parties composantes tels les lamelles et les pieds
- Détacher ensuite la tête du corps afin de récupérer le liquide (l'hémolymphe).
- Ensuite, préserver l'abdomen sur cette lame et à l'aide du bistouri et d'une pince à cocher et ouvrir et récupérer l'hémolymphe et le tube digestif.
- Imprégner avec de l'eau physiologique et observer au microscope (grossissement x40).
- Couvrir avec une lamelle et conserver à l'aide du mountex.
- Quantifier les endoparasites observés.

## *CHAPITRE IV*

# *RESULTATS ET DISCUSSION*

## I. Résultat pour eaux

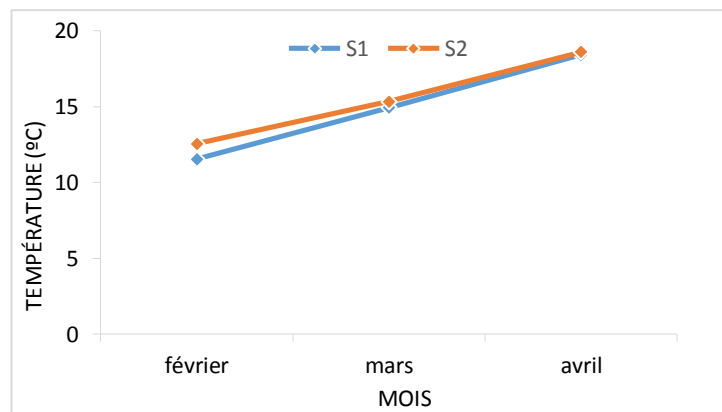
Les résultats des analyses bactériologiques et physico-chimiques des échantillons d'eau prélevés durant les trois mois (février, mars, avril) sont résumés dans les tableaux (Annexe 03) et les différents diagrammes au-dessous suivis d'une interprétation.

### 1. Les paramètres physico-chimiques mesurés *in situ*

#### 1.1 La température

Elle joue un rôle important dans l'augmentation de l'activité chimique des bactéries et dans l'évaporation des eaux. Elle varie en fonction de la température extérieure (l'air), des saisons, de la nature géologique et de la profondeur du niveau d'eau par rapport à la surface du sol.

Les valeurs de température des différents échantillons présentent de grandes variations. Elles fluctuent dans un intervalle qui va du minimum de 11,55°C enregistrée pendant le mois de février dans le site 01 (Oued Zenati), au maximum de 18,62°C enregistré pendant le mois de mars dans le site 02 (Chenior) (Fig. 18). Ces variations sont directement liées au jour et à l'heure du prélèvement.



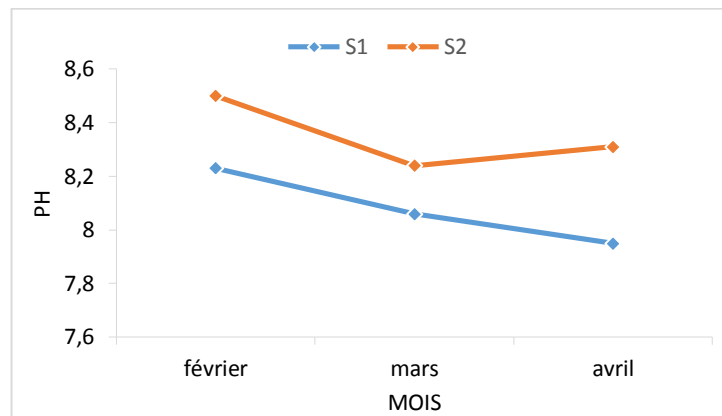
**Figure 18** : Variations mensuelles de la température de l'eau.

Selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température (Monod, 1989) (Tab.09) (Annexe.03) notre eau est de qualité normale (< 20 °C).

#### 1.2. Le Potentiel d'Hydrogène (Le pH)

Le pH est un facteur très dépendant des conditions naturelles du milieu, telles la couverture végétale et la nature des roches et du substrat pédologique et des

activités humaines telles la pollution (Dussart, 1966 ; Bermond et Vuichaard, 1973). Il diminue en présence des teneurs élevées en matières organiques et augmente en période d'été, lorsque l'évaporation est assez importante (Meybeck *et al.*, 1996). Dans notre site, les valeurs de ce potentiel hydrogène fluctuent entre 7,95 et 8,5 (Fig. 19). De ce fait, Selon Agrigon, 2000 et Hakmi, 2002 (Tab.10) (Annexe.03), le pH est légèrement neutre à modérément alcalin (évaporation intense).



**Figure 19 :** Variations mensuelles de pH de l'eau.

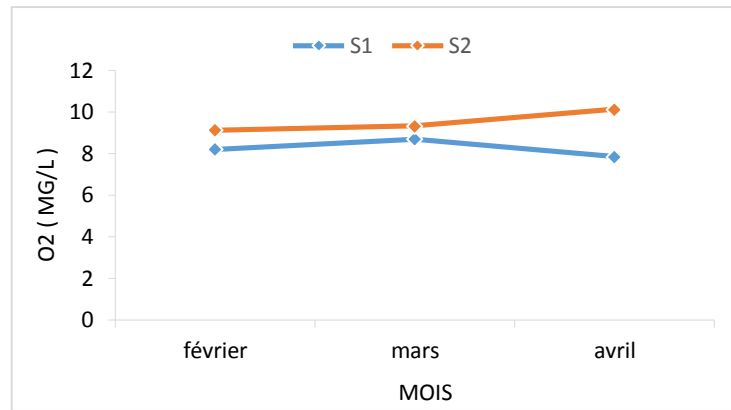
### 1.3. L'oxygène Dissous

L'oxygène Dissous (O<sub>2</sub>) est très important par le fait qu'il conditionne l'état de plusieurs sels minéraux, la dégradation de la matière organique et la vie des animaux aquatiques (HCEFLCD de 2007). Il joue un rôle primordial dans le maintien de la vie aquatique et dans l'autoépuration (Belghiti *et al.*, 2007).

Pour l'ensemble des prélèvements, l'oxygène dissous présente des variations d'un site à un autre et même entre les différents mois. Il varie de 7,86 mg/l, comme une valeur minimale enregistrée dans le site 01 pendant le mois d'avril, à 10,14 mg/l comme une valeur maximale enregistrée au niveau de site 02 durant le mois d'avril (fig. 20)

Selon la grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de l'oxygène dissous, (Monod, 1989) (Tab.11) (Annexe. 03). La qualité des eaux de nos sites est normale.



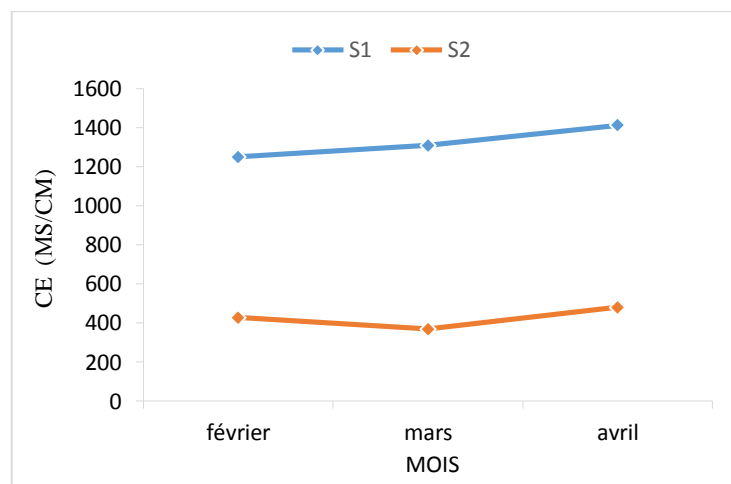


**Figure 20 :** Variations mensuelles de l'oxygène dissous de l'eau

#### 1.4. La conductivité

La conductivité est un paramètre important dans la mesure où elle reflète la minéralisation globale de l'eau. Elle est conditionnée par la présence des espèces ioniques en solution (Debieche, 2002), Une conductivité élevée traduit soit des pH anormaux, soit une salinité élevée (Rodier *et al.*, 1984).

La valeur la plus faible est de 369  $\mu\text{s}/\text{cm}$  enregistrée au niveau de site 02 pendant le mois de mars, valeur le plus élevée est de 1411  $\mu\text{s}/\text{cm}$  enregistrée au niveau de site 01 pendant le mois d'avril (fig. 21).



**Figure 21 :** Variations mensuelles de la conductivité électrique de l'eau.

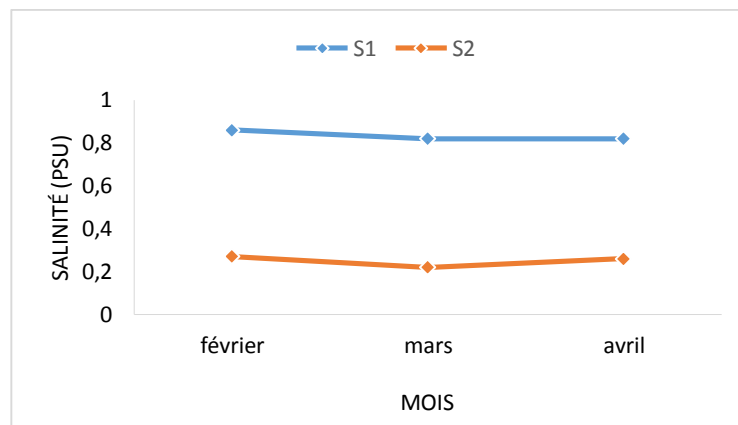
Selon les résultats obtenus les valeurs de la conductivité électrique varient peu entre les périodes de prélèvement, mais varie considérablement entre les sites de prélèvement.

Les valeurs les plus élevées sont enregistrées au niveau du site 01 qui est près du rejet industrielle, domestique et les activités agricoles qui sont la cause la plus probable de ces valeurs anormales.

D'après la grille de la qualité des eaux de rivières (Tab. 12-a), et la loi algérienne (Annexe. 03), les eaux du site 01 sont classées comme eau de qualité Passable, et les eaux du site 02 comme eaux de qualité bonne.

### 1.5. Salinité

La salinité est proportionnelle à la conductivité. Les eaux de l'Oued Zenati et Oued Chenior ont une salinité faible et présente des valeurs moyennes comprise entre 0,22 et 0,86 (fig. 22).

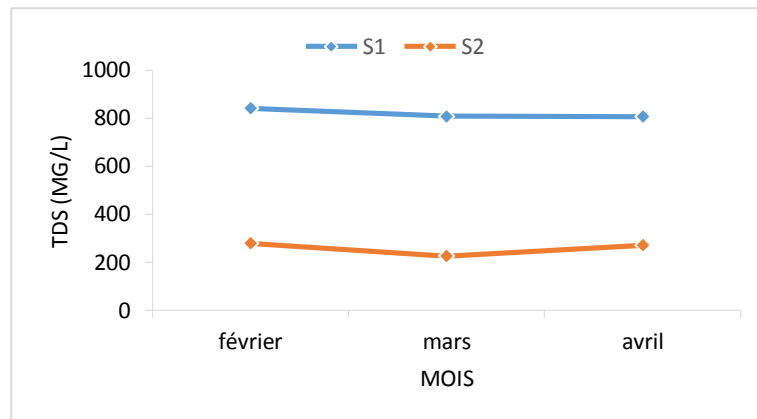


**Figure 22 :** Variations mensuelles de la salinité de l'eau.

### 1.6. TDS

La courbe ci-dessous montre que la concentration en sels dissous est nettement élevée La valeur la plus élevée en sels dissous est de 841 mg/l enregistrée au niveau de site 01 pendant le mois de février et La valeur la plus faible est de 226 mg/l enregistrée au niveau de site 02 pendant le mois de mars.

Nous constatons aussi que la variation de la minéralisation globale est identique à celle de la conductivité.



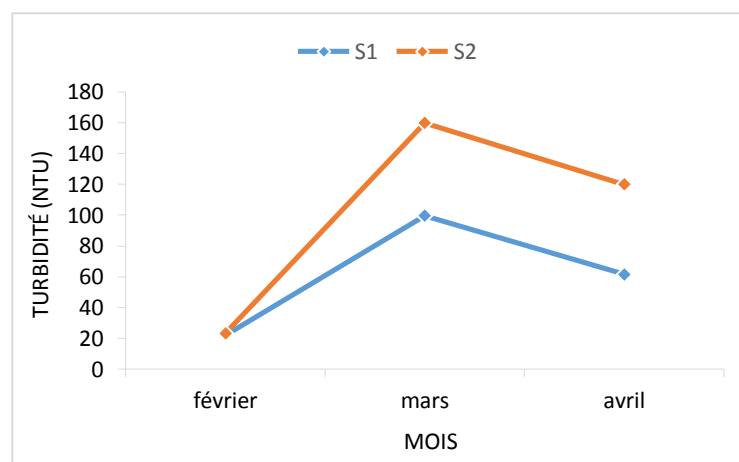
**Figure 23 :** Variations mensuelles de la TDS de l'eau.

### 1.7. Turbidité

Son taux normal est fixé à 5 NTU selon l'OMS. Les consommateurs ont très souvent des exigences par rapport à ce paramètre. Elle est le plus souvent due à la présence des matières en suspensions finement divisées tel les argiles, les limons, les grains de silice, les matières organiques.

On note les plus fortes variations de turbidité avec parfois des valeurs très élevées, pour les eaux de site 02 avec une valeur maximale (160 NTU) enregistrée durant le mois de mars.

Ces teneurs élevées peuvent être le résultat d'une manifestation hydrologique brutale (crue), suite à des pluies qui provoquent une augmentation des matières en suspension. Ces valeurs diminuent immédiatement en été (Fig. 24).



**Figure 24 :** Variations mensuelle de la turbidité de l'eau.

## 2. Les paramètres bactériologiques

Les résultats des analyses bactériologiques effectuées, présentent une grande diversité bactérienne de point de vue quantitative et qualitative. Les différents résultats obtenus sont représentés sous formes de graphes et de tableaux.

### 2.1. Germes totaux

Le dénombrement des germes revivifiable à 37°C et à 22°C est utilisé comme indicateur de la dégradation de la qualité de l'eau (Ellioua, 2010).

D'une manière générale, le dénombrement des germes revivifiables présente des valeurs très élevées au niveau du site de prélèvement (Oued Zenati et Oued Chenior). Cela se traduit par l'influence saisonnière et beaucoup plus par la température qui influe sur la croissance de ces micro-organismes.

**Tableau 13. Nombre des germes revivifiables**

Dénombrement des germes revivifiables													
Prélèvement		Prélèvement 01				Prélèvement 02				Prélèvement 03			
T° D'incubation		22°C		37°C		22°C		37°C		22°C		37°C	
Site		S 01	S 02	S 01	S 02	S 01	S 02	S 01	S 02	S 01	S 02	S 01	S 02
Lecture après	24 h	30	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	208	136	Ind	52
	48 h	46	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	212	172	Ind	60
	72 h	55	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	220	212	Ind	84

Les bactéries revivifiable ne sont pas forcément d'origine fécale mais ont également une origine environnementale. Elles fournissent quelques informations ; comme la prolifération de la flore dans une eau riche en matière organique. Ces bactéries se développent principalement à des températures basses (Rodier *et al.*, 2009).

### 2.2. Les germes indicateurs de contamination fécale

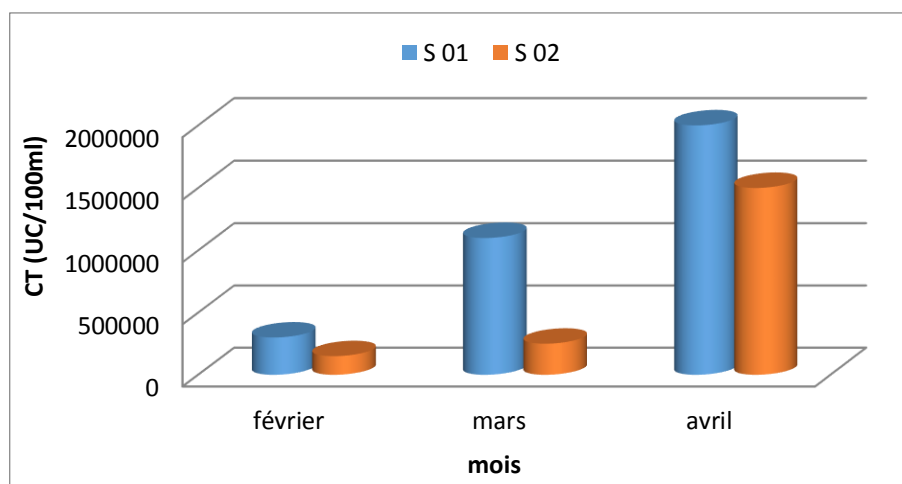
Ce groupe hétérogène appartient à la famille des Entérobactéries et comprend plusieurs genres bactériens se trouvant dans la flore normale intestinale.

Les coliformes fécaux CF représentent un sous-groupe des coliformes totaux. Si en plus des bactéries coliformes totales, des bactéries coliformes fécales sont présents, une contamination d'origine fécales et fortement soupçonné (Ellioua, 2010).

### 2.3. Les coliformes totaux et coliformes fécaux

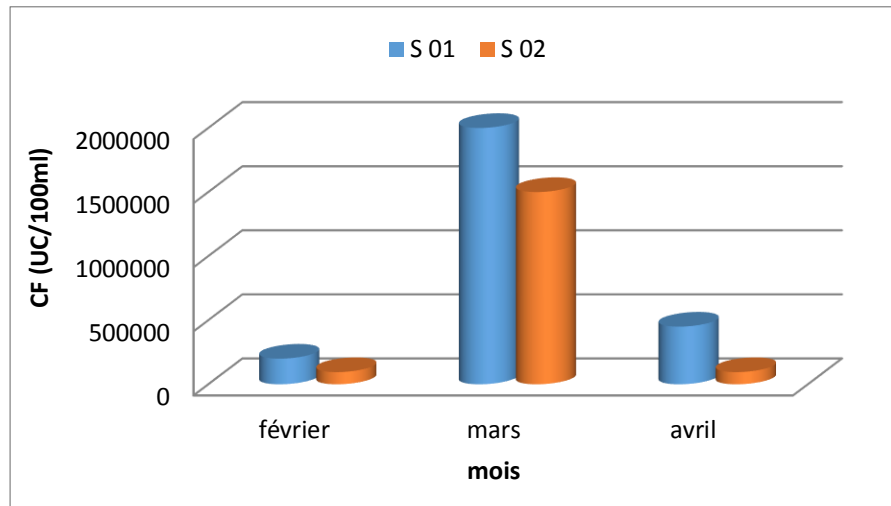
La présence de bactéries coliformes dans un milieu signifie forcément une contamination fécale (Delarras, 2003).

Les résultats montrent que la contamination de l'eau en coliformes totaux diffère d'un site à l'autre. Les échantillons prélevés dans le site 01 sont plus contaminés que ceux des sites 02. L'eau de l'oued est riche en coliformes totaux avec des valeurs très élevés pendant le mois d'avril ces valeurs sont probablement dues à la température, la survie des microorganismes est principalement liée à la température : plus la température de l'eau est élevée, plus les microorganismes sont activés ; En revanche, lorsque les eaux sont plus froides, leurs survies est réduite (Hamaidi *et al.*, 2009).



**Figure 25.** Estimation des coliformes totaux dans l'eau des 2 sites d'étude.

Pour les coliformes fécaux les valeurs enregistrées sont élevées notamment dans le site 01 pendant les 3 mois par rapport au site 2 avec une valeur maximale pendant le mois de mars, cette valeur est probablement due à la période de crues et au phénomène de lessivage.



**Figure 26.** Estimation des coliformes fécaux dans l'eau des 2 sites d'étude

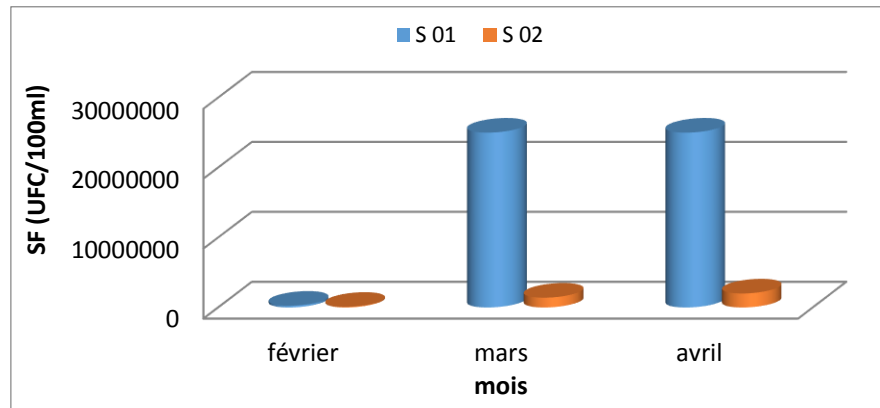
Le nombre de coliformes totaux et des coliformes fécaux dans les eaux analysées dépassant les normes recommandées par L'OMS (2004), (10 CT dans 100 ml d'échantillon et 0 CF dans 100 ml d'échantillon) et atteste une pollution de notre site.

La présence d'une contamination fécale dans l'Oued est synonyme principalement de l'élevage (site 02) à et du déversement des eaux usées surtout de type domestique (site 01).

#### 2.4. Les streptocoques fécaux

Les Streptocoques fécaux (SF) (ou Entérocoques) se trouvent en quantités considérables dans les matières fécales humaines et animales. Ces bactéries sont plus résistantes à la chloration que les coliformes et survivent généralement plus longtemps dans l'environnement. Leur dénombrement est rarement effectué indépendamment de celui des coliformes totaux et fécaux (Ellioua, 2010).

Les résultats obtenus pour les dénombrements des streptocoques fécaux nous montrent que les valeurs sont extrêmement variables pendant les trois mois et entre les deux sites. Elles varient entre 5 et 250 SF/100ml (Fig. 27), ce qui nous amène à dire que l'eau du site contient des taux de streptocoques fécaux dépassant les normes fixées par l'OMS (2004) à (0 streptocoques fécaux /100ml).



**Fig.27.** Estimation des streptocoques fécaux dans l'eau de sites d'étude

Les sources probables de cette contamination sont les rejets sanitaires et les ruissèlements des villes, s'ajoute aussi le lessivage des sols et des aires de pâturage en amont, et l'utilisation de la matière fécales des animaux comme engrais. Bien que l'origine de la contamination bactérienne dans les eaux de surface soit directement liée aux périodes de crue et au phénomène de lessivage (Bussab *et al.*, 2006).

### **2.5. Les spores des bactéries anaérobies sulfito-réductrices**

Les spores des ASR constituent généralement des indices de contamination ancienne. Les résultats sont positifs dans les 2 sites avec l'apparition de colonies noirs de 0.5 mm dans les tubes contenant le milieu viande foie (VF).

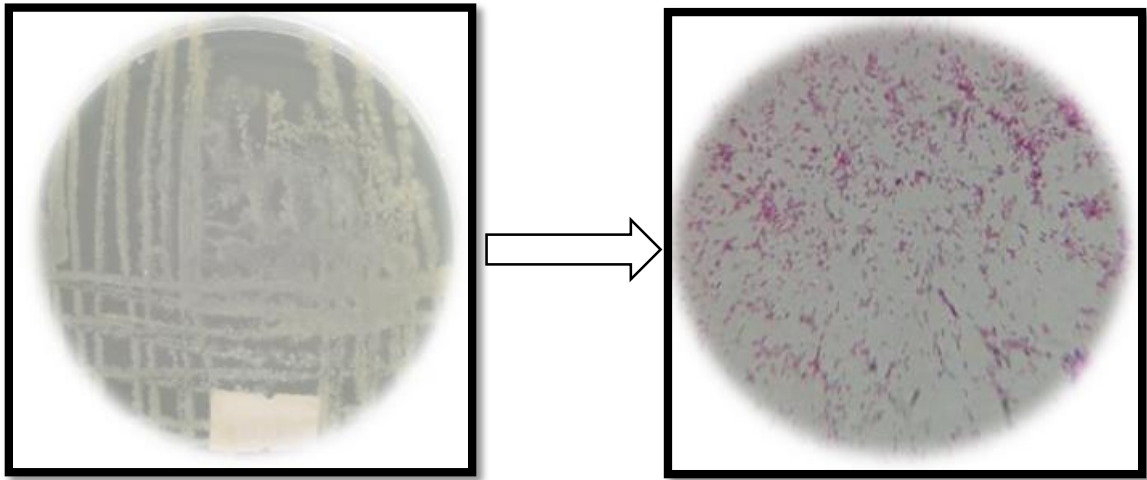
### 3. Résultat d'identification des germes pathogènes

Les caractères de toutes les colonies sur leurs milieux préférentiels d'isolement. Ces données sont résumées dans le tableau 15.

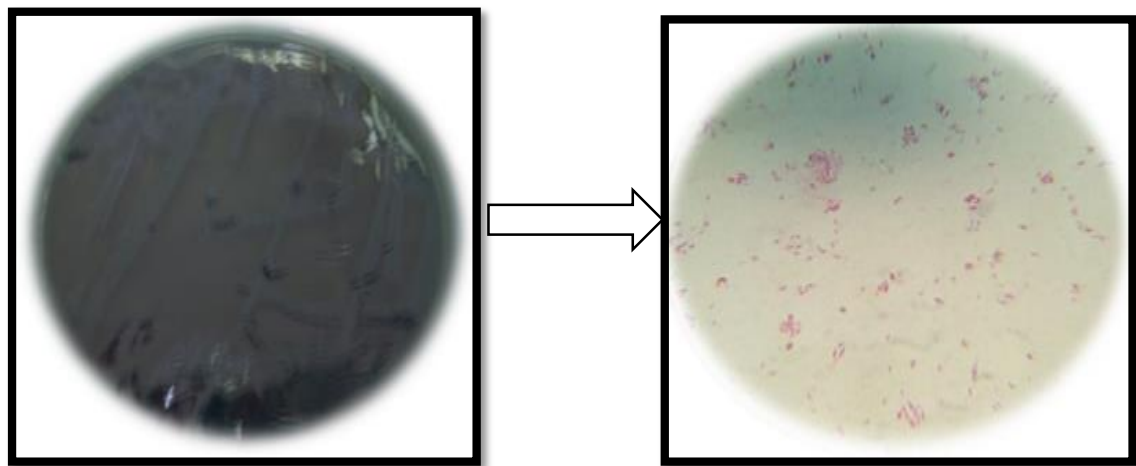
#### 3.1. Caractères morphologiques et microscopiques des colonies bactériennes isolées.

Milieux de Culture	Observation macroscopique des colonies	Observation microscopique des colonies
<b>Gélose Nutritive (GN)</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Circulaire, lisse, plate, brillante transparente, 2 mm de diamètre.</li> <li>- Irrégulière, lisse, plate, jaune 1 mm de diamètre.</li> <li>- Bambée, lisse, brillante, à contour régulier, de couleur jaune.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Bacilles isolés ou en chaînettes, Gram négatif.</li> <li>- Bacilles isolés, Gram négatif.</li> <li>- Bacilles isolés, regroupés, Gram négatif.</li> </ul>
<b>Gélose Hektoen</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Vertes ou bleuâtres, circulaire, ondulés, bossue, rigoureuse, transparente légèrement blanchâtre.</li> <li>- jaune saumon, bambée, lisse, 1 mm de diamètre</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Bacilles isolés, Gram négatif.</li> <li>- Bacilles isolés, Gram négatif.</li> </ul>
<b>Gélose SS</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Arrondie, transparente, jaune 1 mm de diamètre.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Bacilles isolés, Gram négatif</li> </ul>
<b>Gélose Chapman</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Petite, opaque, lisse, bombée, à contour régulier, pulvérulente, de couleur blanche.</li> <li>- Bombée, lisse, à contour régulier, jaunâtre avec virage de la couleur du milieu entourant les couloirs au jaune brillant.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Cocci groupés en amas, Gram positif.</li> <li>- Cocci groupés en amas, en paires, Gram positif.</li> </ul>
<b>Gélose GNAB</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- colonies petites, rondes, plates, bords réguliers, lisse</li> <li>- colonies, moyennes, blanchâtres, rondes, lisse, transparentes.</li> <li>- colonies grandes à contours irréguliers, étoilés, jaune, opaque.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Bacilles droits ou incurvés, Gram négatif, isolés.</li> <li>- Cocci, Gram négatifs, isolés ou bien regroupés en amas</li> </ul>
<b>Gélose Cétrimide</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Colonies de taille moyenne, rondes, blanchâtres, opaques, translucides, bombées, rondes, crémeuses.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- Bacilles, Gram négatif, isolés.</li> </ul>

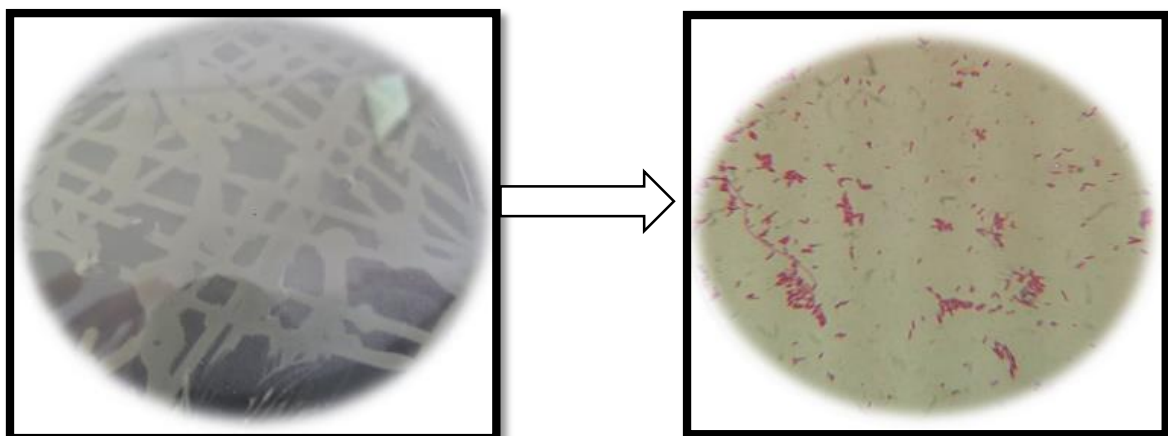




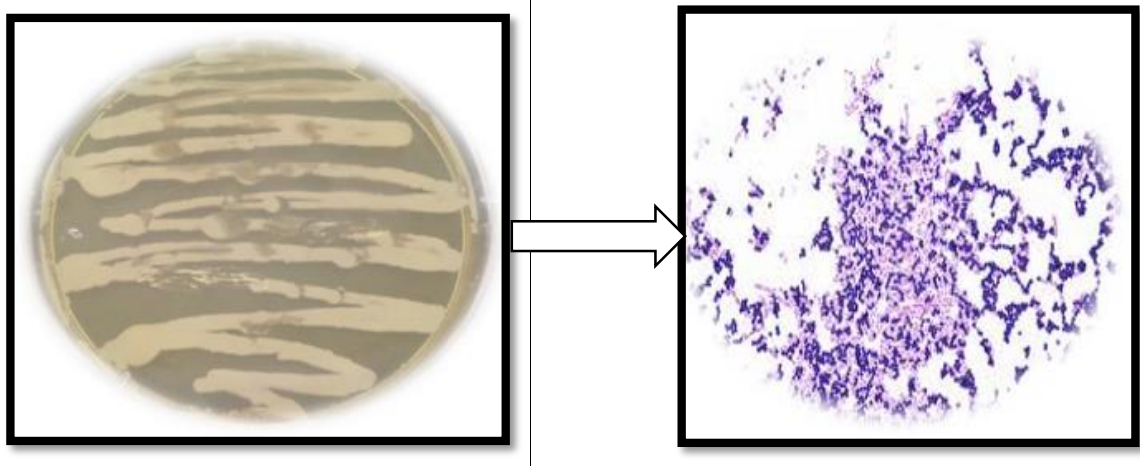
**figure 28.** Aspect des Colonie sur Gélose GNAB / coloration de Gram. Bacilles droits où Incurvés, Gram négatif (x100)



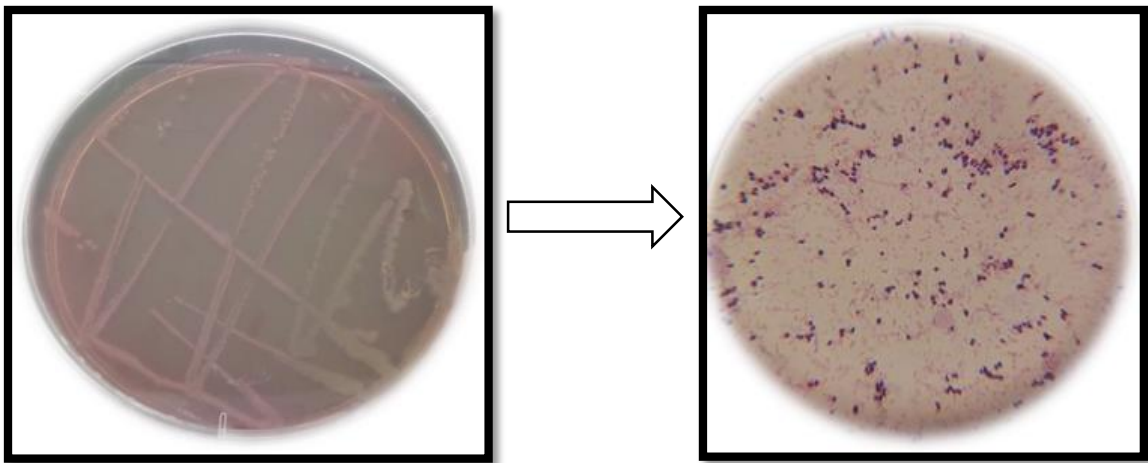
**Figure 29.** Aspect des Colonie sur Gélose Hektoen /coloration de Gram. Bacilles, Gram Négatif (x100)



**Figure 30.** Aspect des Colonie sur Gélose Citrimide/coloration de Gram. Bacilles, Gram négatives (x100)



**Figure 31.** Aspect des Colonie sur Gélose Chapman / coloration de Gram. Cocci groupés en amas, en paires, Gram positif (x100)



**Figure 32.** Aspect des Colonie sur Gélose SS / coloration de Gram. Bacilles, Gram négatives (x100)

### 3.2. Résultats de l'identification biochimique

Les espèces bactériennes identifiées par la galerie biochimique API systèmes, ainsi que leur répartition entre les sites d'étude sont présentées dans les tableaux 16 et les figures ci-dessous.

Site de prélèvement	API système	Milieu de culture	Espèces bactériennes identifiées	
S 01	API 20E	Hektoen	<i>Enterobacter sakazakii</i>	
			<i>Enterobacter cloacae</i>	
			<i>Shigella</i> Spp	
		SS	<i>E. coli 1</i>	
	API 20 NE	GNAB	<i>Pasteurella haemolytica</i>	
			<i>Vibrio vulnificus</i>	
			<i>Aeromonas hydrophila/caviae</i>	
		GN	<i>Chryseomonas luteola</i>	
			<i>Vibrio metschnikovii</i>	
		Cétrimide	<i>Aeromonas hydrophila/caviae</i>	
	API Staph	Chapman	<i>Pseudomonas fluorescens</i>	
			<i>Staphylococcus xylosus</i>	
	API 20 Strep	GN	<i>Staphylococcus auricularis</i>	
<i>Aerococcus viridans</i>				
S 02	API 20E	Hektoen	<i>Enterococcus faecium</i>	
			<i>Enterobacter cloacae</i>	
			<i>Pasteurella pneumotropica</i>	
	API 20 NE	GNAB	GN	<i>Citrobacter koseri/ farmeri</i>
				<i>E. Coli 1</i>
		GN	<i>Aeromonas hydrophila/caviae</i>	
			<i>Vibrio metschnikovii</i>	
		Cétrimide	<i>Aeromonas hydrophila/caviae</i>	
		API Staph	Chapman	<i>Pseudomonas mendocina</i>
	<i>Staphylococcus xylosus</i>			
	API 20 Strep	GN	<i>Micrococcus spp</i>	
			<i>Aerococcus viridans</i>	
				<i>Enterococcus faecium</i>



Figure 33 : Profil biochimique de la souche *Enterobacter sakazakii*



Figure 34 : Profil biochimique de la souche *Enterobacter cloacae*



Figure 35 : Profil biochimique de la souche *Shigella Spp*



Figure 36 : Profil biochimique de la souche *E. coli*



Figure 37 : Profil biochimique de la souche *Aeromonas hydrophila/caviae*.



Figure 38 : Profil biochimique de la souche *Chryseomonas luteola*



Figure 39 : Profil biochimique de la souche *Vibrio metschnikovii*



Figure 40 : Profil biochimique de la souche *Pseudomonas fluorescens*



Figure 41 : Profil biochimique de la souche *Staphylococcus xylosus*



Figure 42 : Profil biochimique de la souche *Aerococcus viridans 1*.



Figure 43 : Profil biochimique de la souche *Enterococcus faecium*.



Figure 44 : Profil biochimique de la souche *Citrobacter koseri/farmeri*



Figure 45 : Profil biochimique de la souche *Pseudomonas mendocina*



Figure 46 : Profil biochimique de la souche *Micrococcus* spp



Figure 47 : Profil biochimique de la souche *Staphylococcus auricularis*



Figure 48 : Profil biochimique de la souche *Vibrio vulnificus*



Figure 49 : Profil biochimique de la souche *Pasteurella haemolytica*



Figure 50 : Profil biochimique de la souche *Pasteurella pneumotropica*

## II. Résultat pour les Odonates (Les analyses statistiques).

Les analyses statistiques ont été effectuées en utilisant le logiciel SPSS 20.0. Les Résidus ont été vérifiés pour la normalité, et des tests non paramétriques ont été appliqués lorsque les résidus n'étaient pas normalement distribués. Les tests de Mann-Whitney U étaient utilisés pour tester s'il y avait une différence significative dans l'abondance des larves, longueur de l'abdomen, l'abondance des endoparasites entre les sites. La variation a été examinée à l'aide du test Kruskal-Wallis pour l'abondance des larves entre les périodes de sortie et le nombre et la répartition des endoparasites dans les larves de *C. haemorrhoidalis*. Le test khi-deux a été utilisé pour révéler l'écart du sexe ratio par rapport à l'unité (1 : 1) durant toute la période d'étude. Pour chercher une éventuelle relation entre la taille des larves, la date d'échantillonnage des larves, avec le nombre des endoparasites des larves, un test de corrélation de Spearman a été appliqué (seulement les femelles ont été considérées).

### 1. Résultats

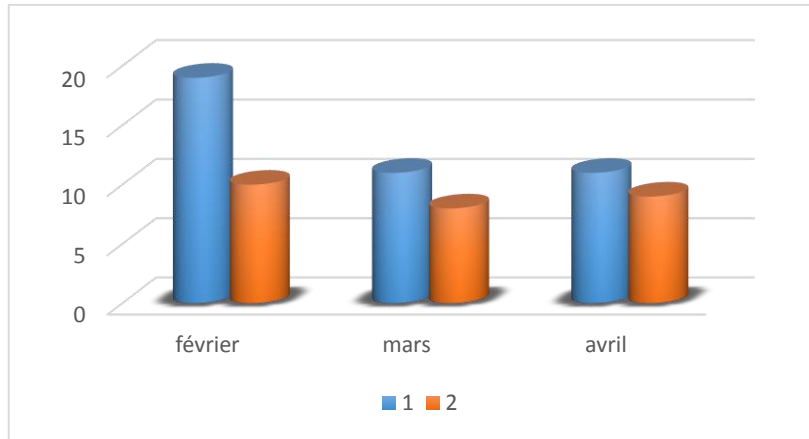
#### ✚ Abondance

Un total de 68 larves de *Calopteryx haemorrhoidalis* a été échantillonné dans les deux sites d'études durant une période de trois mois (février-avril) (Tab. 17).

**Tableau. 17 :** Abondance des larves de *Calopteryx haemorrhoidalis* pour les deux sexes durant la période d'étude (Février- Avril. 2016) dans les deux sites Oued Zenati et Chenior.

	<i>Février</i>	<i>Mars</i>	<i>Avril</i>	
<b><i>Oued Zenati</i></b>	<b>Moyenne ± Ecart-type</b>			
Nombre total des larves	19	11	11	13,667 ± 4,619
N de Mâle	6	0	3	3 ± 3
N de Femelle	13	11	8	10,667 ± 2,517
<b><i>Chenior</i></b>				
Nombre total des larves	10	8	9	9 ± 1
N de Mâle	3	0	1	1,333 ± 1,528
N de Femelle	7	8	8	7,667 ± 0,577

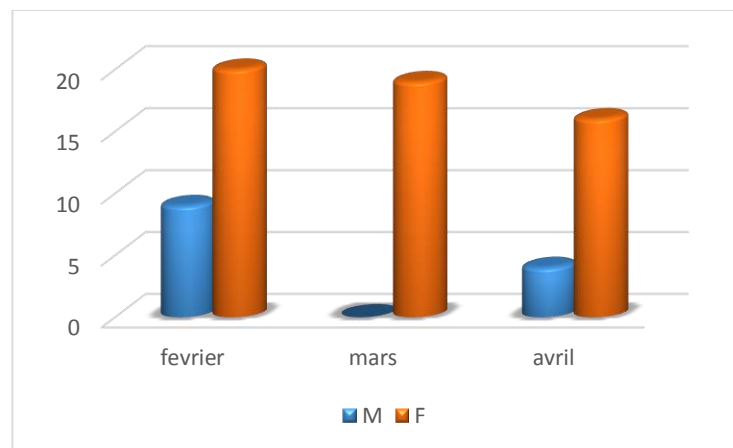
L'abondance des larves de *C. haemorrhoidalis* était significativement différente entre les sites (Mann-Whitney U tests :  $p = 0,04$ ) et pas significativement entre les mois (Kruskal-Wallis Test,  $\chi^2 = 0.95$ ,  $df = 2$ ,  $p = 0.61$ ) pour les deux sites groupés, elle a été plus grande à Oued Zenati (42) que celle de Chenior (Fig. 51).



**Figure. 51 :** Abondance des larves

#### ✚ Sex-ratio

La sex-ratio en générale est significativement biaisée vers les femelles durant toute la période d'échantillonnage ( $\chi^2$  test :  $p = 0.03$ ) avec 88.80 % des femelle (Fig. 52).



**Figure. 52.** Tendence du Sexe ratio du *C. haemorrhoidalis* durant la période d'étude dans les deux sites d'étude.

#### ✚ Morphologie

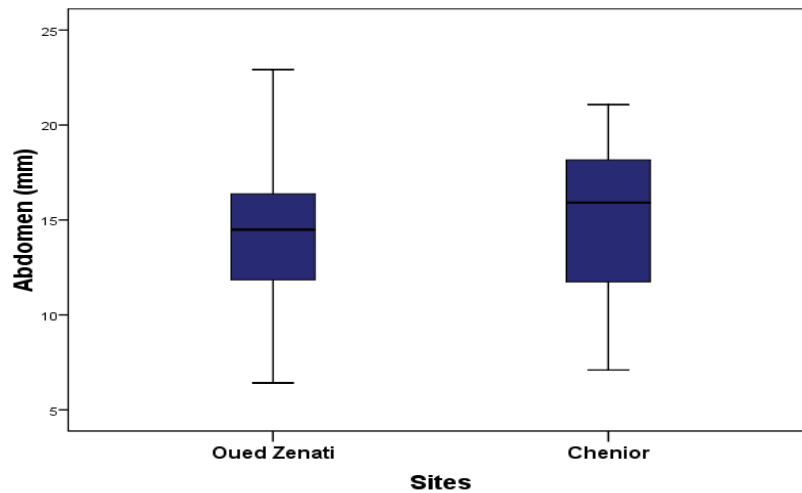
Un total de 13 mâles et 55 femelles a été mesuré (abdomen, tête, foureaux alaires et lamelle), nous n'avons pas pu conclure qu'il y a une différence entre les mâles et les femelles



vu le nombre réduit des mâles échantillonné. Toutes les mesures des larves sont présentés dans le tableau suivant.

	M	F
Février	9	20
Mars	0	19
Avril	4	16

La Figure. 53. représente les mesures de l'abdomen des larves dans les deux sites d'études. Il n'y avait pas des différences significatives dans la longueur de l'abdomen des femelles entre les deux sites d'étude (Mann-Whitney U tests :  $p = 0,36$ ).

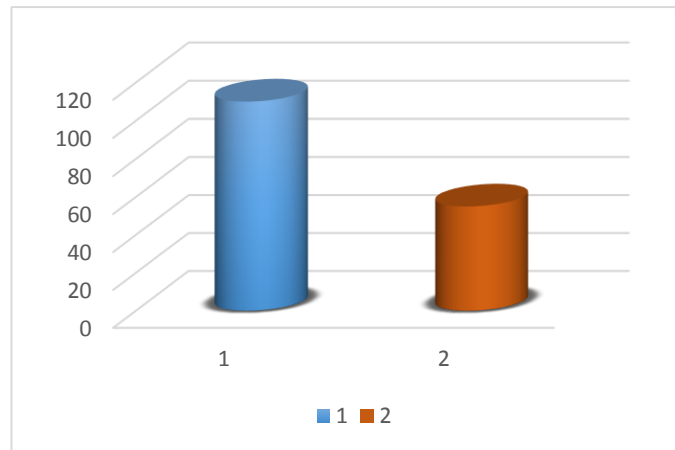


**Figure 53.** Box-plot des mesures de l'Abdomen des femelles de *C. haemorrhoidalis* dans les deux sites Oued Zenati et Chenior.

#### ✚ Parasite-hôte

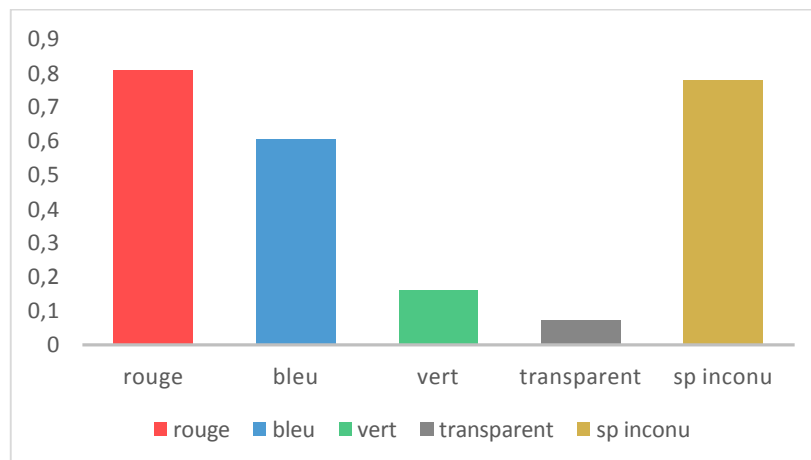
Au cours de la période d'étude et vu la difficulté d'identification des parasites un total de 165 parasites qui appartient à la famille des Nématodes a été trouvé dans toutes les larves de *C. haemorrhoidali*. Basant sur la couleur des parasites seulement 05 espèces de parasites ont été enregistrées (Rouge, Bleu, Vert, transparent, Jaune).

L'abondance des parasites à Oued Zenati a été significativement différente (Mann-Whitney U tests :  $p = 0,03$ ) à celle de Chenior, est plus grande avec (110 vs 55 parasites), respectivement (Figure 54).



**Figure 54 :** Abondance des Endoparasites de *C. haemorrhoidalis* dans les deux sites d'études.

Si on considère seulement les femelles, le nombre et la répartition des endoparasites est significativement différent dans les larves de *C. haemorrhoidali* (Kruskal-Wallis Test,  $\chi^2 = 40.92$ ,  $df = 4$ ,  $p < 0.00$ ), dont l'endoparasite le plus abondant est le rouge, puis le (jaune), et en troisième place le bleu et en quatrième place le vert et enfin le transparent figure 55.



**Figure 55 :** fréquence des Endoparasites dans les larves des femelles de *C. haemorrhoidalis* dans les deux sites d'études groupés.

Le nombre des endoparasites a été négativement et significativement corrélé avec la date d'échantillonnage des larves ( $r^2 = - 0.24$ ,  $P = 0.04$ ) mais pas significativement corrélé avec la taille des larves de *C. haemorrhoidalis* durant toute la période d'étude.

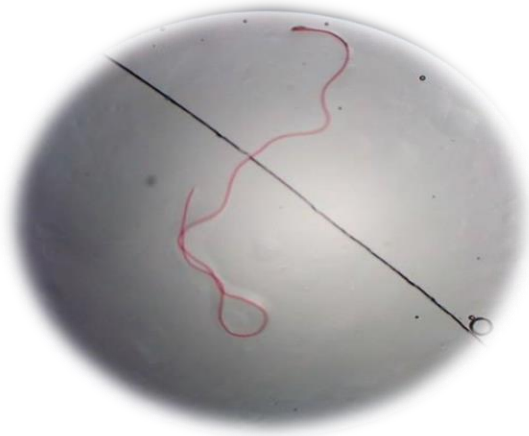


Photo prise par Daifallah, 2016 (x40).



Photo prise par Maoui, 2016 (x40).



Photo prise par Daifallah, 2016 (x40).



Photo prise par Maoui, 2016 (x40).

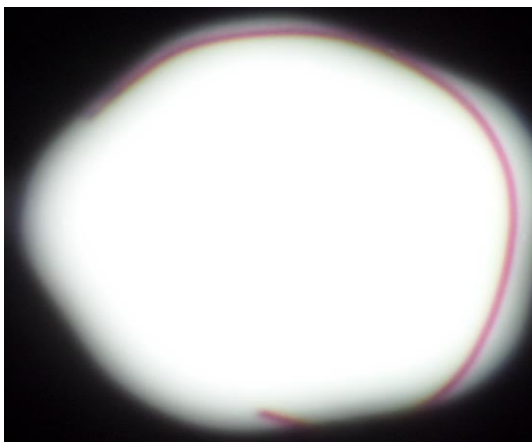


Photo prise par Daifallah, 2016 (x40).



Photo prise par Maoui, 2016 (x40).

**Figure 56.** Quelques espèces des endoparasites trouver

# *Conclusion*

Au cours de notre étude qui a été réalisé dans le but de rechercher les endoparasites chez une famille d'Odonates (les Caloptérygidae) avec l'évaluation bactériologique de l'eau de cet écosystème aquatique (la haute Seybouse représentée par Oued Zénati et Oued Cheniour où nous avons trouvés les résultats suivants :

Premièrement les analyses microbiologiques ont porté principalement sur la recherche des bactéries indicatrices de contamination fécale à savoir les coliformes totaux, les coliformes fécaux, les streptocoques fécaux et les germes non spécifiques de contamination fécale qui sont les germes totaux et les Clostridium Sulfito-réducteurs avec la recherche des bactéries pathogènes.

Par ailleurs les tests d'identification des souches isolées nous a permis d'identifier différentes espèces : *Enterobacter sakazakii*, *Enterobacter cloacae*, *Shigella* spp, *E. coli* 1, *Pasteurella haemolytica*, *Vibrio vulnificus*, *Aeromonas hydrophila* / *caviae*, *Chryseomonas luteola*, *Vibrio metschnikovii*, *Aeromonas hydrophila* / *caviae*, *Staphylococcus auricularis*, *Staphylococcus xylosus*, *Aerococcus viridans*, *Pseudomonas fluorescens*...etc.

D'une manière générale, les analyses bactériologiques ont montrés que le site 1 (Oued Zénati) est plus pollué que le deuxième site (Oued Cheniour) ce qui a été néfaste pour les organismes qui y vivent et qui provoque une situation de stress.

En second lieu, Au cours de la période d'étude et vu la difficulté d'identification des parasites un total de 165 parasites qui appartient à la famille des Nématodes a été trouvé dans toutes les larves de *C. haemorrhoidali*. Basant sur la couleur des parasites seulement 05 espèces de parasites ont été enregistrées (Rouge, Bleu, Vert, transparent, Jaune).

Nous avons montré que l'abondance des parasites au niveau de Oued Zénati est plus grande que celle de Oued Cheniour avec (110 vs 55) ce qui confirme que le site le plus pollué renferme le nombre le plus élevé de parasites. La présence et le nombre de ces parasites n'a aucune relation avec la taille des larves.

En perspective, nous suggérons qu'il serait préférable d'augmenter le nombre des échantillons ainsi que la durée d'échantillonnage afin de suivre l'impact et les relations de ces parasites sur les larves et de déterminer l'effet des saisons sur la vie de ces parasites. Les études complémentaires doivent s'imposer pour résoudre le problème du parasitisme influencé par la pollution excessive.

A cet effet il serait préférable de gérer ces points :

- L'utilisation rationnelle des engrais et des pesticides agricoles tout en assurant une diminution de l'utilisation des polluants eutrophisants.
- Le contrôle régulier de ces écosystèmes lentiques.
- Identification moléculaire et génétiques des micro-organismes et des parasites trouvés.
- Enfin, contrôler les rejets domestiques et industriels avant l'arrivée au niveau de es oueds.

# *Annexes*

**Tableau 04 : Tableau de Mac Grady. (Mouffok, 2001)**

<i>3 tubes par dilution</i>					
Nombre caractéristique	Nombre de cellules	Nombre caractéristique	Nombre de cellules	Nombre caractéristique	Nombre de cellules
000	0.0	201	1.4	302	6.5
001	0.3	202	2.0	310	4.5
010	0.3	210	1.5	311	7.5
011	0.6	211	2.0	312	11.5
020	0.6	212	3.0	313	16.0
100	0.4	220	2.0	320	9.5
101	0.7	221	3.0	321	15.0
102	1.1	222	3.5	322	20.0
110	0.7	223	4.0	323	30.0
111	1.1	230	3.0	330	25.0
120	1.1	231	3.5	331	45.0
121	1.5	232	4.0	332	110.0
130	1.6	300	2.5	333	140.0
200	0.9	301	4.0		



Tab. 05 : Lecture d'API 20 E

Tests	Composants	Réactifs / Enzymes	Résultats	
			Négatif	Positif
<b>ONPG</b>	2-nitrophényl- $\beta$ Dgalactopyranoside	$\beta$ -galactosidase (Ortho NitroPhényl- $\beta$ DGalactopyranosidase)	incolore	jaune
<b>ADH</b>	L-arginine	Arginine DiHydrolase	jaune	rouge / orangé
<b>LDC</b>	L-lysine	Lysine DéCarboxylase	jaune	rouge / orangé
<b>ODC</b>	L-ornithine	OrnithineDéCarboxylase	jaune	rouge / orangé
<b>CIT</b>	trisodium citrate	utilisation du CITrate	vert pâle / jaune	bleu-vert / bleu
<b>H<sub>2</sub>S</b>	sodium thiosulfate	production d'H <sub>2</sub> S	incolore / grisâtre	dépôt noir / fin liseré
<b>URE</b>	urée	UREase	jaune	rouge / orangé
<b>TDA</b>	L-tryptophane	Tryptophane DésAminase	TDA / immédiat	
			jaune	marron- rougeâtre
<b>IND</b>	L-tryptophane	production d'INDole	JAMES / immédiat	
			incolore vert pâle / jaune	rose
<b>VP</b>	sodium pyruvate	production d'acétoïne (VogesProskauer)	VP 1 + VP 2 / 10 min	
			incolore / rose pâle	rose / rouge
<b>GEL</b>	gélatine (origine bovine)	Gélatinase (GELatine)	non diffusion	diffusion du pigment noir
<b>GLU</b>	D-glucose	Fermentation oxydation (GLUcose)	bleu / bleu-vert	jaune / jaune gris
<b>MAN</b>	D-mannitol	fermentation / oxydation (MANnitol)	bleu / bleu-vert	jaune
<b>INO</b>	inositol	fermentation / oxydation (INOsitol)	bleu / bleu-vert	jaune
<b>SOR</b>	D-sorbitol	fermentation / oxydation (SORbitol)	bleu / bleu-vert	jaune
<b>RHA</b>	L-rhamnose	fermentation / oxydation	bleu / bleu-vert	jaune

		(RHAmnose)		
<b>SAC</b>	D-saccharose	fermentation / oxydation (SACcharose)	bleu / bleu-vert	jaune
<b>MEL</b>	D-melibiose	fermentation / oxydation (MELibiose)	bleu / bleu-vert	jaune
<b>AMY</b>	amygdaline	fermentation / oxydation (AMYgdaline)	bleu / bleu-vert	jaune
<b>ARA</b>	L-arabinose	fermentation / oxydation (ARAbinose)	bleu / bleu-vert	jaune
<b>OX</b>	cytochrome-OXydase	(voir notice du test oxydase)		

Tableau 06 : Lecture d'API 20 NE

Tests	Substrat	Enzymes/Réactions	Résultats	
			Négatif	Positif
NO <sub>3</sub>	Nitrate de potassium	Réduction des nitrates en nitrites	NIT 1 + NIT 2 / 5 mn	
			Incolore	Rose-rouge
		Réduction des nitrates en azote	ZN / 5 mn	
			Rose	Incolore
TRP	Tryptophane	Formation d'indole	TRP / 3-5 mn	
			Incolore	Goutte rouge
GLU	Glucose Fermentation	Fermentation	Bleu à vert	Jaune
ADH	Arginine	Arginine dihydrolase	Jaune	Orange/rose/rouge
URE	Urée	Uréase	Jaune	Orange/rose/rouge
ESC	Esculine	Hydrolyse	Jaune	Gris/marron/noir
GEL	Gélatine	Hydrolyse	Pas de diffusion du pigment	Diffusion du pigment noir
PNPG	p-nitro-phényl-βDgalactopyranoside	β-galactosidase	Incolore	Jaune
GLU	Glucose	Assimilation	Transparence	Trouble
ARA	Arabinose			
MNE	Mannose			
MAN	Mannitol			
NAG	N-acétylglucosamine			
MAL	Maltose			
GNT	Gluconate			
CAP	Caprate			
ADI	Adipate			
MLT	Malate			
CIT	Citrate			
PAC	Phényl-acétate			
OX	Tetraméthyl-pphenylène diamine			

Tableau 07 : Lecture d'API 20 Strep

Tests	Substrat	Enzymes/Réactions	Résultats			
			Négatif		Positif	
VP	Sodium pyruvate	Production d'acétoïne (Voges-Proskauer)	VP 1 + VP 2 / jusqu'à 10 min			
			Incolore		Rose-Rouge	
HIP	acide hippurique	hydrolyse(acide HIPpurique)	NIN / jusqu'à 10 min			
			Incolore/Bleu pâle Gris-bleuté		Bleu foncé/Violet	
ESC	Esculinecitrate de fer	hydrolyse $\beta$ -glucosidase (ESCuline)	4 h	24 h	24 h	4 h
			Incolore Jaune pâle	Incolore Jaune pale	Gris Clair	Noir
PYRA	acidepyroglutamique- $\beta$ -naphtylamide	PYRrolidonylArylamidase	ZYM A + ZYM B / 10 min (PYRA à LAP) au besoin décoloré par éclaircissement intense Incolore ou Orange			
DGAL	6-bromo-2-naphtyl-DD-galactopyranoside	D-GALactosidase	Orange très pâle incolore		Violet	
$\beta$ GUR	acide naphthol-ASBI-glucuronique	$\beta$ -GLUCuronidase	Incolore		bleu	
$\beta$ GAL	2-naphtyl- $\beta$ D-galactopyranoside	$\beta$ -GALactosidase	Incolore ou Violet très pâle		violet	
PAL	2-naphtyl phosphate	Phosphatase ALcaline	Incolore ou Violet très pâle		violet	
LAP	L-leucine- $\beta$ -naphtylamide	Leucine AminoPeptidase	Incolore		Orange	
<u>ADH</u>	L-arginine	Arginine DiHydrolase	Jaune		Rouge	
			4h	24h	4h	24h

<b><u>RIB</u></b>	D-ribose	acidification (RIBose)				
<b>ARA</b>	L-arabinose	acidification (ARABinose)				
<b>MAN</b>	D-mannitol	acidification (MANnitol)				
<b>SOR</b>	D-sorbitol	acidification (SORbitol)				
<b>LAC</b>	D-lactose(origine bovine)	acidification(LACtos e)	Rouge	Orange / Rouge	Orange / Jaune	Jaune
<b>TRE</b>	D-tréhalose	acidification (TREhalose)				
<b>INU</b>	inuline	acidification (INUline)				
<b>RAF</b>	D-raffinose	acidification (RAFFinose)				
<b>AMD</b>	amidon (2)	acidification (AMiDon)				
<b><u>GLYG</u></b>	glycogène	acidification (GLYcoGène)	Rouge ou Orange		Jaune franc	

Tableau 8 : Lecture d'API 20 Staph

Tests	Composants actif	QTE (mg/cup.)	Enzymes/Réactions	Résultats	
				Négatif	Positif
0	Aucun		Témoin négatif	rouge	—
GLU	D-glucose	1,56	(Témoin positif) (D-GLUcose)	rouge *	jaune
FRU	D-fructose	1,4	acidification (D-FRUctose)		
MNE	D-mannose	1,4	acidification (D-ManNosE)		
MAL	D-maltose	1,4	acidification (MALtose)		
LAC	D-lactose (origine bovine)	1,4	acidification (LACTose)		
TRE	D-tréhalose				
TRE	D-mannitol	1,32	acidification (D-TREhalose)		
MAN	Xylitol	1,36	acidification (D-MANnitol)		
XLT	D-mélibiose	1,4	acidification (XyLiTol)		
MEL		1,32	acidification (D-MELibiose)		
NIT	nitrate de potassium	0,08	Réduction des NITrates en nitrites	NIT 1 + NIT 2 / 10 min	
				incolore-rose pâle	rouge
PAL	β-naphtyl phosphate	0,0244	Phosphatase ALcaline	ZYM A + ZYM B / 10 min	
				jaune	violet
VP	sodium pyruvate	1,904	production d'acétyl méthyl-carbinol (Voges Proskauer)	VP 1 + VP 2 / 10 min	
				incolore-rose pâle	violet-rose
RAF	D-raffinose	1,56	acidification (RAFFinose)	rouge	jaune
XYL	D-xylose	1,4	acidification (XYLose)		
SAC	D-saccharose	1,32	acidification (SACcharose)		
MDG	méthyl-αDglucopyranoside	1,28	acidification (Méthyl-αDGlucopyranoside)		
NAG	N-acétyl-glucosamine	1,28	acidification (N-Acétyl-Glucosamine)		
<u>ADH</u>	L-arginine	1,904	Arginine DiHydrolase	jaune	orange-rouge
<u>URE</u>	urée	0,76	UREase	jaune	rouge-violet

**Tableau 09** : Grille d'appréciation de la qualité de l'eau en fonction de la température. (Monod, 1989).

Température	Qualité	Classe
<20°C	Normale	1 A
20°C-22°C	Bonne	1B
22°C-25°C	Moyenne	2
25°C-30°C	Médiocre	3
>30°C	Mauvaise	4

**Tableau 10** : Classification des eaux d'après leur pH (Agrigon, 2000 ; Hakmi,2002).

pH	Nature de l'eau
pH<5	Acidité forte : présence d'acides minéraux ou organiques dans les eaux naturelles
pH=7	pH neutre
7<pH<8	Neutralité approchée : majorité des eaux de surface
5.5<pH<8	Majorité des eaux souterraines
pH>8	Alcalinité forte, évaporation intense

**Tableau 11** : la grille de la qualité de l'eau en fonction de l'oxygène dissous (Monod, 1989).

Oxygène dissous (mg/l) Oxygène de saturation (%)	Qualité des eaux	Classe
>7mg/l → > 90%	Normale	1 A
Entre 5 et 7mg/l 70% à 90%	Bonne	1B
Entre 3 et 5mg/l 50% à 70%	Moyenne	2
<3mg/l < 50%	Médiocre	3

**Tableau 12- a** : Qualité des eaux en fonction de la conductivité électrique.

Conductivité électrique (µs/cm)	Qualité des eaux	Classe
CE < 400	Bonne	1 A
400 < CE < 750	Bonne	1 B
750 < CE < 1500	Passable	2
1500 < CE < 3000	Médiocre	3

**Tableau 12-b** : Relation entre la minéralisation et la conductivité électrique (Rodier *et al.*, 1984).

Conductivité électrique	Taux de minéralisation
CE < 100 µs /cm	Minéralisation très faible
100 < C.E < 200 µs /cm	Minéralisation faible
200 < C.E < 333 µs / cm	Minéralisation moyenne
333 < C.E < 666 µs / cm	Minéralisation moyenne accentuée
666 < C.E < 1000 µs/ cm	Minéralisation importante
C.E > 1000 µs/cm	Minéralisation élevée





## Milieux utilisés

### [M01] - Eau peptonée exempte d'indole : pH = 7.2

Peptone exempte d'indole aquatique .....	10 g/l
Chlorure de sodium aquatique.....	5 g/l
Eau distillée .....	1000 ml

### [M02] - Bouillon lactosé au pourpre de Bromocrésol S/C (BCPL) : pH = 6.9

Peptone .....	5 g/l
Extrait de viande .....	5 g/l
Lactose .....	5 g/l
Pourpre de bromocrésol .....	0.025 g/l
Eau distillée .....	1000 ml

### [M03] - Milieu de Rothe S/C : pH = 6.8

Tryptone .....	20 g/l
Glucose .....	5 g/l
Chlorure de sodium .....	5 g/l
Phosphate bi potassique .....	2.7 g/l
Phosphate mono potassique .....	2.7 g/l
Acide de sodium .....	0.2g/l
Eau distillée .....	1000 ml

### [M04] - Milieu Schubert : pH = 7.4

Tryptophane .....	0.4 g/l
Acide glutamique .....	0.4 g/l
Sulfate de magnésium .....	1.4 g/l
Sulfate d'ammonium .....	0,4 g/l
Citrate de sodium .....	0,5 g/l
Chlorure de sodium .....	4,0 g/l
Peptone .....	20,0 g/l
Mannitol .....	1.5 g/l
Eau distillée .....	1000 ml

### [M05] - Milieu de Evalitsky : pH = 6.8

Peptone .....	20 g/l
Glucose .....	5 g/l
Chlorure de sodium .....	5 g/l
Phosphate bi potassique .....	2.7 g/l
Azothvate de sodium .....	0.3 g/l
Ethyle- vliote .....	5 g/l
Eau distillée .....	1000 ml

**[M06] - Eau Peptonée Alcaline (EPA) : pH = 8.6**

Peptone .....	20 g/l
Sodium chlorure .....	30 g/l
Eau distillée .....	1000 ml

**[M07] - Milieu SFB**

Formule approximative par litre

Digestion pancréatique de caséine .....	5,0 g/l
Lactose .....	4,0 g/l
Sélénite de sodium .....	4,0 g/l
Phosphate de sodium .....	10,0 g/l

**[M08] - Gélose tryptone- glucose- extract agar (TGEA): pH = 7**

Tryptone .....	5 g/l
Glucose.....	1 g/l
Extrait de levure .....	2.5 g/l
Gélose.....	15 g/l
Eau distillée.....	1000 ml

**[M09] - Gélose Chapman : pH = 7. 5**

Peptone bactériologique .....	10 g/l
Extrait de viande de bœuf .....	1 g/l
Chlorure de sodium .....	75 g/l
Mannitol .....	10 g/l
Rouge de phénol .....	0.025 g/l
Agar .....	15 g/l
Eau distillée.....	1000 ml

**[M10] - Gélose viande foie (VF) : pH = 7.1**

Peptone pepsique de viande et de foie .....	30 g/l
Glucose.....	2 g/l
Peptone de gélatine.....	16.0 g/l
Peptone de caséine .....	10.0 g/l
Bromure de tétradonium (cétrimide) .....	0.2 g/l
Acide nalidixique .....	15.0 mg/l
Sulfate de potassium.....	10.0 g/l
Chlorure de magnésium .....	1.4 g/l
Agar .....	10 g/l
Eau distillée.....	1000 ml

**[M11] - Gélose Hektoen : pH = 7.5**

Peptone pepsique de viande .....	12 g/l
Extrait de levure .....	3 g/l

Sels biliaires .....	9 g/l
Lactose .....	12 g/l
Saccharose .....	12 g/l
Salicine .....	2 g/l
Chlorure de sodium .....	5 g/l
Hyposulfite de sodium .....	5 g/l
Citrate de fer ammoniacal .....	1.5 g/l
Bleu de bromothymol .....	0.0064 g/l
Fushine acide .....	0.04 g/l
Gélose .....	14 g/l
Eau distillée .....	1000 ml

**[M12] - Gélose *Salmonella-Shigella* (SS) : pH = 7**

Extrait de viande de bœuf .....	5 g/l
Bio-polytone .....	5 g/l
Sels biliaires .....	8.5 g/l
Lactose .....	10 g/l
Citrate de sodium .....	8.5 g/l
Thiosulfate de sodium .....	8.5 g/l
Citrate ferrique .....	1 g/l
Vert brillant .....	0.330 mg/l
Rouge neutre .....	0.025 g/l
Agar .....	13.5 g/l
Eau distillée .....	1000 ml

**[M13] - Gélose Cétrimide : pH = 7,1**

Peptone de gélatine .....	16 g/l
Peptone de caséine .....	10 g/l
Bromure de tétradonium (cétrimide) .....	0.2 g/l
Acide nalidixique .....	15 mg/l
Sulfate de potassium .....	10 g/l
Chlorure de magnésium .....	1.4 g/l
Agar .....	10 g/l
Eau distillée .....	1000 ml

**[M14] - Gélose GNAB : pH = 8.6**

Peptone .....	10 g/l
Extrait de viande .....	3 g/l
Chlorure de sodium .....	5 g/l
Bile de bœuf .....	2 g/l
Agar .....	8.6 g/l
Eau distillée .....	1000 ml

**[M15] - Gélose nutritive :**

La gélose nutritive est un milieu qui convient à la culture des germes ne présentant pas d'exigences particulières

✓ **Formule (en grammes par litre d'eau distillée) :**

Pepton.....	5 g/l
Extrait de viande .....	1 g/l
Extrait de levure .....	2 g/l
Chlorure de sodium.....	5 g/l
Agar .....	15 g,pH : 7,4 (environ)

**[M16] - King A: pH = 7.2**

Peptone dite "A" .....	200 g/l
Glycérol.....	10 g/l
Sulfate de potassium.....	10 g/l
Chlorure de magnésium .....	1.4 g/l
Agar .....	12 g/l
Eau distillée.....	1000 ml

**[M17] - King B : pH = 7. 2**

Peptone dite "B" .....	20 g/l
Glycérol.....	10 g/l
Hydrogénophosphate de potassium.....	1.5 g/l
Sulfate de magnésium heptahydraté.....	1.5 g/l
Agar.....	12 g/l
Eau distillée.....	1000 ml

**Réactifs utilisés**

**[R1] - Réactif de Vosges Proskauer (VP) :** Pour la recherche de l'acétoïne.

**VP1 :**

Hydroxyde de potassium .....	40 g
Eau distillée .....	100 ml

**VP2:**

Alpha naphthol .....	6 g
Ethanol .....	100 ml

**[R2] - Réactif de Kowacks :** La mise en évidence de la production d'indole.

Paradiméthylaminobenzaldéhyde .....	5 g
Alcoolamylique .....	75 ml
HCl pur .....	25 ml

**[R3] – Réactif TDA :** pour la recherche de la tryptophane désaminase

Perchlorure de fer.....	3.4 g
Eau distillée.....	100 m

**[R4] – Solution de sulfite de sodium**

-Sulfite de sodium pur, cristallisé (50% d'H<sub>2</sub>O) 1g

-Eau distillée 9g

**Préparation :**

Stérilisée par chauffage 10 minutes au bain marie d'eau bouillante. Repartir en petits flacons à usage unique, entièrement remplis et fermés hermétiquement. Conserver deux semaines à + 4°C.

**[R5] –Solution d'Alun de fer**

- Alun de fer 1 g

- Eau distillé sterile 19 g

Ne pas autoclaver.

**Les colorants utilisés****[C1] - Violet de gentiane**

Violet de gentiane ..... 1 g/l  
 Ethanol à 90% ..... 10 ml/l  
 Phénol ..... 2 g/l  
 Eau distillée ..... 1000 ml

**[C2] - Lugol**

Iode ..... 1 g/l  
 Iodure de potassium ..... 2 g/l  
 Eau distillée ..... 1000 ml

**[C3] - Fushine**

Fushine basique ..... 1 g/l  
 Alcool étylique ..... 100 ml/l  
 Phénol ..... 5 g/l  
 Eau distillée ..... 1000 ml

# *Bibliographie*

## Référence bibliographique

- 📖 **Agrigonn A. 2000** : Annuaires de la qualité des eaux et des sédiments. *Dunod. Paris.* 206 p.
- 📖 **Ait Kaci S. et Hamdi M.S. (2008)** : Contribution à l'étude des paramètre physico-chimiques et bactériologiques de l'embouchure de l'oued « Béni-Messous ». DEUA en science de la mer. (I.N.S.M.A.L).150. p.
- 📖 **Allaby M. (2009)**: A Dictionary of Zoology. OUP Oxford. 3 rd edition.
- 📖 **Alzieu C. (1989)** : L'eau : milieu de culture. In Aquaculture. 2<sup>ème</sup>. Ed. Tec et Doc, Tome 1 : p 16- 43
- 📖 **Aminot A. et Chaussepied M. (1983)** : Manuels D'analyses Chimiques En Milieu Marin. 993 p.
- 📖 **Anholt B.R. (1990)**: An experimental separation of interference and exploitative competition in a larval damselfly. *Ecology* 71 :1483-93.
- 📖 **Bagnouls S. et Gaussen H. 1957** : Les climats biologiques et leurs classifications. *Ann. Géogr. Fr.* 355, 193-220.
- 📖 **Banks M.J. et Thompson D.J. (1985)**. 'Lifetime mating success in the damselfly *Coenagrion puella*', *Animal Behaviour*, 33, 1175-1183.
- 📖 **Belghyti D. El GuamriY. Ztit G. Ouahidi L. Joti B. Harchrass A. Amghar H. Bouchouata O. Rlkharrim K et Bounouira H. (2009)** : Caractérisation physico- chimique des eaux usées dabatoir en vue de la mise en œuvre d'un traitement adéquat : Cas de Kénitra au Maroc. *Afrique Science* 05 : 199-216.
- 📖 **Berche P. Gaillard J6L. et Simouet M. (1988)** : Bactériologie, Les Bactéries Des Infections Humaines. *Flammarion Médecine Science.* 660p.
- 📖 **Bernáth B. Szedenics G. Wildermuth H. et Horváth G. (2002)**: How can dragonflies discern bright and dark waters from a distance? The degree of polarisation of reflected light as a possible cue for dragonfly habitat selection. *Freshwater Biology* 47: 1707-1719.
- 📖 **Bouchanan R-E. et Gibbons N.E. (1974)**: Bergey's Manual Of Determinative Bacteriology. 8<sup>th</sup> edition. *Williams & Wilkins.* 1246p.
- 📖 **Boukrouma N. (2008)** : Contribution à l'étude de la qualité microbiologique de l'eau d'un écosystème aquatique artificiel : cas de la retenue collinaire d'Ain Fakroune (W. d'Oum El- Bouaghi). Mémoire du Magister. Université de Jijel. 119p.
- 📖 **Bourgeois C-M. et Leveau J-Y. (1980)** : Technique D'analyse Et De Contrôle Dans Les Industries Agro-alimentaire. T<sub>3</sub>. *Apria.* 331p.



- 📖 **Blayac J. (1912)** : Esquisse Géologique du bassin de la Seybouse et de quelques régions voisines. Jourdan, Alger, 491 pages.
- 📖 **Bremond R. et Vuichard R. (1973)** : Paramètres de la qualité des eaux, OSPEPE, Paris
- 📖 **Bricha S. Ounene K. Oulkheir S. El haloui N. et Attrassi B. 2007** : Etude de la qualité physico-chimique et bactériologique de la nappe phréatique M'nasra (Maroc). *Afriques sciences. Vol. 03. N°3.* pp 391-404.
- 📖 **Cahiers de l'agence A.B.H. (1999)** : Guelma.
- 📖 **Carbonelle D. Kouyoumdjian S. Audurier A. (1988)** : Bacteriologie médicale techniques usuelles. *Méd. Mal. Inf.* France. 251p.
- 📖 **CEAEQ (2000)** : Recherche et dénombrement des coliformes totaux ; méthode par filtration sur membrane. Centre d'expertise en analyse environnementale, Gouvernement du Québec : pp4.
- 📖 **CEAEQ (2003)** : Recherche et dénombrement des coliformes fécaux (thermo tolérants) et confirmation à l'espèce *Escherichia coli* : méthode par filtration sur membrane. Centre d'expertise en analyse environnementale, Gouvernement du Québec : pp5.
- 📖 **Chakri K. 2007** : Contribution à l'étude écologique de *Daphnia magna* (Branchiopoda : Anomopoda) dans la Numidie, et inventaire des grands Branchiopodes en Algérie. Thèse de Doctorat. Université Badji Mokhtar, Annaba.
- 📖 **Chibani S. 2009** : Contribution à l'étude de la qualité physicochimique et microbiologique des eaux de surface et souterraine de la région de Ain Makhoulf (Wilaya de Guelma). Mémoire de Magister. Université 8 Mai 1945, Guelma.
- 📖 **Corbet P.S. (1999)**: Dragonflies: Behavior and Ecology of Odonata. *Ithaca, NY : Cornell Univ. Press.* 829 pp.
- 📖 **Corbet P. S. (1999)**: Dragonflies: behaviour and ecology of odonata. Colchester: Harley Books.
- 📖 **Corbet P. S. (1962)**: A Biology of Dragonflies. E W. CLASSEY LTD, Farington.
- 📖 **Corbet P.S. (1962)**: A biology of dragonflies, *Witherby: London.*
- 📖 **Cordoba-Aguilar A. (2008)**: Dragonflies and Damselflies: Model Organisms for Ecological and Evolutionary Research. *Oxford, UK: Oxford Univ. Press.* 290 pp.
- 📖 **Dajoz R. 1985** : Précis d'écologie. 5<sup>ème</sup> édition. Dunod, Paris. 517 p.
- 📖 **Dajoz R. 2003** : Précis d'écologie. Cours et exercices résolus. Dunod, Paris.
- 📖 **Debieche T.H. (2002)** : Evolution de la qualité des eaux (salinité, azote et métaux lourds) sous l'effet de la pollution saline, agricole et industrielle. Application à la basse

plaine de la Seybouse Nord-Est Algérien. Thèse de Doctorat, Université de Constantine, Algérie. 235p.

📖 **Degremont. (2005) :** Mémento Technique de l'eau. 10<sup>ème</sup> édition. *Tec et DEoc*. Paris 144-173p.

📖 **Delarras C. et Trebaol B. (2003) :** Surveillance Sanitaire Et Microbiologique Des Eaux : Réglementation - Prélèvements - Analyses. *TEC & DOC*. 269p.

📖 **Delarras C. (2008) :** Surveillance sanitaire et microbiologique des eaux : Règlements-prélèvements-analyses. *Lavoisier : Tec & Doc*. Paris. 476p.

📖 **Dereure J. (2008).** 1<sup>er</sup> cycle – PCEM2 – MB7 – Parasitologie – P3 – Relation hôtes-parasite

📖 **Derwich E. Benaabidate L. Zian A. Sadki O. et Belghity D. (2008) :** Evaluation de la qualité des eaux de surface des oueds Fès et Sebou en agriculture maraichère au Maroc. *Larhyss Journal*. (7). 59-77p.

📖 **Derwich E. Benaabidate L. Zian A. Sadki O. et Belghity D. (2010) :** Caractérisation Physico-chimique des eaux de la nappe alluviale du Haut Sebou en aval de sa confluence avec Oued Fes. *Larhyss Journal* 8: 101-112.

📖 **Detay M. (1993).** Le Forage D'eau ; Réalisation, Entretien Et Réhabilitation. Masson. 379p.

📖 **DE Villers J., Squilbin M. et Yourassowsky C. (2005) :** Qualité physicochimique et chimique des eaux de surface. Institut Bruxellois pour la gestion de l'environnement.

📖 **Dijkstra K.D.B. et Lewington R. (2007).** Guide des Libellules de France et d'Europe, Paris : Delachaux & Niestle.

📖 **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.

📖 **Dupont & Crivelli. (1988) :** Ecology Abstracts. 98p.

📖 **Dussart B. (1966) :** Limnologie : Etude des eaux continentales. Gauthier-Villars., ed., Paris.

📖 **Emberger L. 1955 :** Une classification biogéographique des climats. *Rev. Trac. Bot. Geol. Aool. Fasc. Scie.* Montpellier, Sériebotanique. 343 p.

📖 **Fraser F. (1957):** A Reclassification of the order Odonata. Royal Zoological Society of New South Wales.

📖 **Ghachi A. (1986) :** Le bassin de la Seybouse : hydrologie et utilisation de la ressource en eau en Algérie. Office des publications universitaires, 508 pages.

📖 **Gribbin S. et Thompson D.J. (1991):** 'Emergence of the damselfly *Pyrrosoma*

nymphula (Sultzter) (Zygoptera: Coenagrionidae) from two adjacent ponds in northern England', *Hydrobiologia*, 209.

📖 **Guiraud J. P. (1998)** : Microbiologie alimentaire. *Dunod*. France. 652p.

📖 **Hakmi A. 2002** : *Traitement des eaux « analyse de l'eau de source Bousfer Oran*. Mémoire de magister. Univ. Des sciences et de la technologie, Oran (Algérie). 71p.

📖 **Hardersen S. et Frampton C.M. (1999)**: Effects of short term pollution on the level of fluctuating asymmetry - a case study using damselflies. *Entomol. Exp. Appl.* 92 :1-7.

📖 **Haut-Commissariat Aux Eaux et Forêt et la lutte Contre la Désertification (HCEFLCD). 2007** : Etude diagnostique de la zone humide AL Massira-Faija, cercle d'El Brouj et Cercle de settat (Maroc), 242p.

📖 **Heidemann H. Seidenbousch R. (2002)** : Larves et exuvies des libellules de France et D'Allemagne (sauf de Carse). *Société française d'odonatologie*. 416 pages.

📖 **Jacobs M.S. (1955)**: Studies on territorialism and sexual selection in dragonflies. *Ecology*.36 :566-586.

📖 **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.

📖 **Jacquemin P. (1980)** : Parasitologie Clinique. 2ème édition Masson.

📖 **Johnasson F. et Bordin T. (2003)**: Effects of Fish Predators and Abiotic Factors on Dragonfly Community Structure. *Journal of Freshwater Ecology* 18: 415-423.

📖 **Josh Van Buskirk. (1989)**: Density-dependent cannibalism in larval dragonflies. *Ecology* 70: 1442-1449.

📖 **Jourde P. (2005)** : Les libellules de Charente-Maritime. Bilan de sept années de prospection et d'étude des odonates : 1999 - 2005. *Ann. Soc. Sci. Nat. Charente-Maritime*, supplément décembre 2005 : 1-144.

📖 **Khelifa R. Zebba R. Kahalerras A. et Mahdjoub H. (2012)**: Clutch size and egg Production in *Orthetrum nitidinerve* Selys, 184 (Anisoptera: Libellulidae): effect of body size and age. *Int. J. Odonatol.*15: 51-58.

📖 **Kristensen N. P. (1975)**: The phylogeny of hexapod 'orders'. A critical review of recent accounts. *Zeitschrift für zoologische Systematik und Evolutionsforschung* 13, 1-44.

📖 **Leclerc H. et coll. 1983** : Microbiologie générale. *Doin*. 369p

📖 **Lerbes E. (2002)** : cours nationale d'hygiène et de microbiologie des aliments (microbiologie des eaux de boisson des boissons et des produits de la mer). Institut Pasteur

d'Algérie. 60p.

📖 **Lebres. (2006) :** Cours D'hygiène Et De Microbiologie Des Eaux (Manuel De Travaux Pratiques Des Eaux). Institut Pasteur d'Algérie. 60p.

📖 **Labres et Mouffok F. (2008) :** Le cours nationale d'hygiène et de microbiologie des eaux de boisson. Manuel des travaux pratique des eaux. Institut Pasteur d'Algérie. 53p.

📖 **Leminor L. et Veron M. (1989) :** Bactériologie Médicale. Flammarion Médecine Sciences. 845P.

📖 **Loup. (1974) :** Les eaux terrestres, Masson et Cie, Paris.

📖 **Mellal M. K. (2014) :** Cartographie de la vegetation de Oued Seybouse. Mémoire de master. Université 08 Mai 1945 Guelma, 33p.

📖 **Merzoug S. (2009) :** Etude de la qualité microbiologique et physico-chimique de l'eau de l'écosystème lacustre Garaet Hadj- Taher (Benazzouz, wilaya de Dkikda). Mémoire de Magister. Université 08 Mai 1945 Guelma, 119p.

📖 **Meybeck M. Friedrich G. Thomas R. and Chapman D. (1996):** Rivers. Water quality assessments: a guide to the use of biota, sediments and water in environment monitoring, Chapman edition, 2<sup>ed</sup>. E & FN Spon, London.

📖 **Mikolajewski D.J. Stoks R. Rolff J. et Joop G. (2008):** Predators and cannibals modulate sex specific plasticity in life history and immune traits. *Funct. Ecol.* 22 :114-20.

📖 **Miller P.L. (1992):** The effects of oxygen lack on egg hatching in an Indian dragonfly, *Potamarcha congener*. *Physiological Entomology* 17: 68-72.

📖 **Monod T. 1989 :** Méharées géographiques (N.A.N.I) norms Algérienne et norms international (2002). *France loisir.* 233 p.

📖 **Nilsson-Örtman V. Stoks R. De Block M. et Johansson F. (2013).** Latitudinal patterns of phenology and age-specific thermal performance across six Coenagrion damselfly species. *Ecological Monographs* 83 :491-510.

📖 **Normand M. (2007) :** Application de la spectrophotométrie ultraviolette à la caractérisation d'eaux naturelles du Québec. Mémoire en vue de l'obtention du grade de maitre en environnement (M.env.). 135p.

📖 **Ozenda P., 1982.** Les végétaux dans la biosphère. Doin, Paris.

📖 **Patrick R., Murray K., ROsenthal S. et Michael A.P (2009):** Medical Microbiology. 6<sup>th</sup> edition. Mosby Elsevier. Canada. 960 p.

📖 **Pechère J.C. Acar J. GrenierB. et Nihoul E. (1982) :** reconnaitre comprendre et traité les infections. 4<sup>ème</sup> édition. Edisem ST-Hyacinthe. *Québec.* Canada. 509p.

📖 **Pilet C. BourdonJ.L., TomaB. Marchal N. Balbastere C. et Person J. M. (1987) :**

Bactériologie médicale et vétérinaire Systématique bactérienne. *Doin*. France. 371p.

📖 **Purse B.V. et Thompson D.J. (2003)**. 'Emergence of the damselflies, *Coenagrion mercuriale* and *Ceriagrion tenellum* (Odonata: Coenagrionidae), at their northern range margins, in Britain', *European Journal of Entomology*, 100, 93-100.

📖 **Ramade F. 1984** : Élément d'écologie. Écologie fondamentale. Graw, Paris.

📖 **Rehn A. C. (2003)**: Phylogenetic analysis of higher-level relationships of Odonata. *Systematic Entomology* 28, 181-239.

📖 **Rejsek. (2002)** : Analyse des eaux, Aspects réglementaires et techniques. Série Sciences et technique de l'environnement. 360p.

📖 **Riservato E. Boudot J.P. Ferreira S. Joviæ M. Kalkman V.J. Schneider W. Samraoui B. et Cuttelod A. (2009)**: *The status and distribution of dragonflies of the Mediterranean Basin, Gland, Switzerland and Malaga, Spain*: IUCN.

📖 **Rodier J. Beuffr H. Bournaud M. Broutin J.P. Geoffray Ch. Kovacsik G. Laport J. Pattee E. Plissier M. Rodi L. et Vial J. (1984)**. L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. 7e édition. Ed. Dunod : 5 pp.

📖 **Rodier J. (1996)** : L'analyse De L'eau ; Eaux Naturelles, Eaux Résiduelles, Eaux De Mer. 8ème édition. Dunod. 1383 p.

📖 **Rodier J. Bazin c. Broutin J-P. Chambon P. Champsaur H. et Rodi L. (1996)** : l'analyse de l'eau : eau naturelles, eau résiduaires, eau de mer. 8<sup>ème</sup> édition. *Dunod*. Paris. 1365p.

📖 **Rodier J. Bazin C. Broutin J.P. Chambon P. Champsaur H. et Rodi L. (2005)** : L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, chimie, physico-chimie, microbiologie, biologie, interprétation des résultats. Ed. Dunod, Paris, 1384 p.

📖 **Rodier Jean et coll. (2005)** : L'analyse de l'eau, eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer, chimie, physico-chimie, microbiologie, biologie, interprétation des résultats. Ed. Dunod, Paris, 1384 p.

📖 **Rodier J. Legube B. Marlet N. et Coll. (2009)** : l'analyse de l'eau. 9<sup>ème</sup> édition. *Dunod*. Paris. 1579p.

📖 **Rouaiguia M. et Cheriet M. (2010)** : Qualité microbiologique des eaux de Oued Messida (Willaya d'El-Taref. Mémoire de master. Université 8 mai 1945 de Guelma. 78p.

📖 **Rouquette J.R. et Thompson D.J. (2005)**: Habitat associations of the endangered damselfly, *Coenagrion mercuriale*, in a water meadow ditch system in southern England. *Biological Conservation* 123: 225-235.

- 📖 **Sniegula S., Nilsson-Ortman V. et Johansson F. (2012):** Growth Pattern Responses to Photoperiod across Latitudes in a Northern Damselfly. PLoS ONE 7(9): e46024.
- 📖 **Stoks R. et Mcpeek M. A. (2003).** Predation and life histories shape lestes damselfly assemblages along a freshwater habitat gradient. *Ecology* 84: 1576-158.
- 📖 **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.
- 📖 **Timothée L. ( 2007) :** Physiopathologie de l'insuffisance veineuse superficielle : corrélations entre l'âge, les signes et les symptômes de l'insuffisance veineuse superficielle et les résultats de l'exploration echo-doppler. 132 p.
- 📖 **Touati L. 2008.** Distribution spatio-temporelle des Genres *Daphnia* et *Simoncephalus* dans les mares temporaires de la Numidie. Mémoire de Magister. Université 08 Mai 1945, Guelma.
- 📖 **Trueman J. W. H. (1996):** A preliminary cladistics analysis of odonate wing venation. *Odonatologica* 25, 59-72.
- 📖 **Van Buskirk J. (1987):** Influence of size and date of emergence on male survival and mating success in a dragonfly *Sympetrum rubicundulum*. *Am. Midl. Nat.* 118 :169-76.
- 📖 **Wielgoss. (2010):** Fish Parasites: Pathobiology and Protection.114.
- 📖 **Wheeler W. C., Whiting M., Wheeler Q. D. et Carpenter J. M. (2001):** The phylogeny of the extant hexapod orders. *Cladistics* 17, 113-169.
- 📖 **Wissinger S.A., McIntosh A.R. et Greig H.S. (2006):** Impacts of introduced brown and rainbow trout on benthic invertebrate communities in shallow New Zealand lakes. *Freshwater Biology*, 51: 2009-2028

#### site web

- [01] <http://aramel.free.fr/INSECTES7terter.shtml> consulter le 10/04/2016 10AM.
- [02] <http://www.libellules.org/morphologie/odonates-adultes.html> consulter le 30/04/2016 15PM.

# *Resumé*

L'intensité des activités humaines dans les régions industrielles a toujours à long terme une forte incidence environnementale se traduisant par la dégradation du milieu ainsi que par un risque aggravé de dommage pour les organismes qui y vivent.

Notre recherche des endoparasites chez une famille des Calopterygidae (Odonata) avec l'évaluation de la qualité bactériologique des eaux de l'Oued Zénati et de l'Oued Chenior, nous a permis de suivre : la relation hôte-parasite, pollution-parasite et la comparaison de la prévalence du parasitisme dans ces sites. De ce fait, nous avons suite aux trois prélèvements (eau et Odonates) au niveau des Oueds suivants : Oued Zénati et Oued Chenior (S01 et S02), pu déduire que les eaux de S01 sont fortement polluées et de mauvaise qualité bactériologique par apporte au site 2. Mais d'une manière générale, nous avons constaté que le site le plus polluée renferme le nombre le plus important de parasites.

La pollution de ces milieux est due principalement à l'élevage intensif (ovins, bovins et caprins), à l'agriculture intensive ainsi qu'aux rejets industriels ce qui engendre des situations de stress pour la biocénose de l'oued et de ce fait une fragilisation de leur système immunitaire leur rendant moins résistants à l'agression de ces parasites.



The intensity of human activities in the industrial regions still strong long-term environmental impact resulting in environmental degradation as well as an increased risk of damage to the organisms that live there.

Our research endoparasites in a family Calopterygidae (Odonata) with the assessment of the bacteriological water quality of the Oued Zenati Oued Chenior and allowed us to follow: the host-parasite relationship and parasite-pollution comparing the prevalence of parasitism in these sites. Therefore, we have following the three samples (water and Odonata) at the following oueds: Oued Zenati and Oued Chenior (S01 and S02), have deduced that the waters of S01 are heavily polluted and poor bacteriological quality by bringing in Site 2. But in general, we found that the most polluted site contains the largest number of parasites.

The pollution of these areas is mainly due to intensive livestock (sheep, cattle and goats), intensive agriculture and the industrial waste which creates stress situations for the biocenosis of the oued and therefore a weakened immune system making them less resistant to the aggression of these parasites.

كثافة الأنشطة البشرية في المناطق الصناعية لا يزال تأثير بيئي قوي على المدى الطويل مما أدى إلى تدهور البيئة فضلا عن زيادة خطر الأضرار التي لحقت الكائنات الحية التي تعيش هناك.

بحثنا عن الطفيليات الداخلية في عائلة Calopterygidae (يعسوبيات) مع تقييم نوعية المياه الجرثومية من وادي الزناتي ووادي شنيور وسمح لنا لمتابعة: العلاقة في استضافة الطفيليات والطفيليات من التلوث ومقارنة انتشار التطفل في هذه المواقع. ولذلك، قمنا بعد ثلاث عينات (المياه ويعسوبيات) في الأودية التالية: وادي الزناتي ووادي شنيور، يستنتج أن مياه وادي الزناتي S1 هي شديدة التلوث وسينة نوعية البكتريولوجية بالنسبة للموقع 2 (وادي شنيور). ولكن بشكل عام، وجدنا أن الموقع الأكثر تلوثا يحتوي على أكبر عدد من الطفيليات.

تلوث تلك المناطق يرجع ذلك أساسا إلى تربية الماشية المكثفة (الأغنام والأبقار والماعز)، والزراعة المكثفة والنفايات الصناعية مما يخلق حالات الإجهاد لا تعايشيه من الوادي، وبالتالي ضعف الجهاز المناعي مما يجعلها أقل قدرة على مقاومة العدوان من هذه الطفيليات.

Tab. 14. Dénombrement des ASR.

Dénombrement des ASR																								
Pré	Prélèvement 01								Prélèvement 02								Prélèvement 03							
Site	S1				S2				S1				S2				S1				S2			
Dilution Décimales	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4	1	2	3	4
Lecture Après 24 h	Ind	Ind	Ind	3	8	Ind	Ind	Ind	200	204	188	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	77	90	70	80	55	44	30	55
Lecture Après 48h	Ind	Ind	Ind	4	8	Ind	Ind	Ind	350	280	200	Ind	Ind	Ind	Ind	Ind	80	95	76	100	72	50	37	66