



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 الاخوة منتوري قسنطينة 1

UNIVERSITÉ DES FRÈRES MENTOURI CONSTANTINE 1

Faculté des sciences de la nature et de la vie

Département : Biochimie et biologie cellulaire
et moléculaire

كلية علوم الطبيعة و الحياة

قسم : الكيمياء الحيوية و علم الاحياء
الخلوي و الجزيئي

MEMOIRE DE FIN D'ETUDE

Mémoire présenté en vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie appliquée

Etude comparative de l'impact ecotoxicologique d'eaux de barrage Beni Haroun sur les populations des poissons

Présenté et soutenu par : CHAKMAK Ghada et
NEMOUCHI Asma

Le : 21/ 06 / 2023

Jury d'évaluation :

- **Président du jury :** Dr. BOUANIMBA Université Constantine 1
- **Rapporteur :** Dr. CHARCHAR Nabil CRBt
- **Co promoteur :** Dr. DJEBAILI Hind CRBt
- **Examineurs :** Dr. BOUYAHMED Hani CRBt

2022/2023

Remerciements

Avant tout, nous remercions en premier lieu Allah le tout puissant de nous avoir illuminés et ouvert les voies du savoir, et pour nous avoir accordé la volonté et le courage pour élaborer ce travail.

Notre gratitude sincère et profonde et notre appréciation, est adressée notre encadreurs Dr. **CHARCHAR Nabil**, Maitre de recherche classe A à centre de recherche en biotechnologie (CRBt), Constantine. Pour leurs conseils, remarques et suggestions qui nous ont permis d'améliorer constamment la qualité de ce travail ainsi que pour la gentillesse et la patience qu'il nous a manifesté à notre égard durant ce mémoire. Nous remercions aussi **Melle Chareb Nora** pour nous aider dans ce travail, tout au long de la période de sa réalisation.

Dédicace

Au nom du dieu clément et miséricordieux et que le salut de dieu soit sur
son prophète Mohammed

Je dédie ce modeste travail à :

Mon très cher père

Tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir et
m'encourager.

Ma très chère maman pour son soutien moral, pour l'amour
qu'elle m'a porté et pour ses sacrifices,

Que ce travail traduit ma gratitude et mon affection.

Mes très chères soeurs Meriem, Aya.

Frère Ibrahim.

Mes très chère amies : Asma, Rania, Djihen, Wafaa

Ghada

Dédicace

Au nom du dieu clément et miséricordieux et que le salut de dieu
soit sur son prophète Mohammed

Je dédie ce modeste travail à :

Mon très cher père

Tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir et
m'encourager.

Ma très chère maman pour son soutien moral, pour l'amour
qu'elle m'a porté et pour ses sacrifices,

Que ce travail traduit ma gratitude et mon affection.

Mes très chères soeurs Meriem, Bouchra, warda et Hafida.

Frère Lamin ,Hichem,Sabti et mahiaddine.

Mes très chère amies :Ghada ,Rania ,Djihen ,Rokia .

Asma

Résumé

Notre objectif dans ce travail est d'évaluer la qualité et l'impact des eaux de barrage de Beni Haroun sur deux espèces de poisson barbeau et brème utilisées comme modèles biologique. De Ce fait, nous avons procédé à une caractérisation de paramètres physico-chimiques de la pollution des eaux (pH, conductivité électrique, matières en suspension, DBO₅, DCO, nitrites, nitrates et orthophosphates) prélevés à partir de cinq stations. De plus, nous avons effectué un suivi de la réponse biochimique en utilisant des biomarqueurs enzymatiques (la catalase, la glutathion -S-transférase) et non enzymatiques (la peroxydation lipidique, le glutathion) du stress oxydant cytosolique dans le foie des deux espèces de poissons. Les résultats des paramètres physico-chimiques ont révélé une pollution organique relativement faible, traduisant des eaux de bonne qualité sauf pour le DBO₅. Les résultats obtenus pour les paramètres de stress oxydatif dans la présente étude sont faibles par comparaison avec d'autres études. La comparaison des valeurs des biomarqueurs pour les deux modèles biologiques n'a pas montré des différences significatives entre l'espèce autochtone *Barbus callensis* et l'espèce introduite *Abramis brama*.

Mots clé : Barrage de Beni Haroun, pollution des eaux, poisson, Bio surveillance et biomarqueurs.

Abstract

Our objective in this work is to assess the quality and impact of the water from the Beni Haroun dam on two species of fish, Barbeau and Brème, used as biological models. To this end, we carried out a characterisation of physico-chemical parameters of water pollution (pH, electrical conductivity, suspended matter, BOD5, COD, nitrites, nitrates and orthophosphates) taken from five stations. In addition, we monitored the biochemical response using enzymatic (catalase, glutathione-S-transferase) and non-enzymatic (lipid peroxidation, glutathione) biomarkers of cytosolic oxidative stress in the liver of the two fish species. The results for physico-chemical parameters revealed relatively low levels of organic pollution, reflecting good water quality except for BOD5. The results obtained for oxidative stress parameters in the present study are low compared with other studies. Comparison of biomarker values for the two biological models did not show any significant differences between the native species *Barbus callensis* and the introduced species *Abramis brama*.

Key words: Beni Haroun dam, water pollution, fish, biomonitoring and biomarkers.

الملخص

الهدف من هذه الدراسة هو متابعة الحالة الصحية و نوعية مياه بني هارون و تأثيرها على نوعين من الاسماك Barbeau و Brème تستخدمان كنماذج بيولوجية لتلوث المياه (درجة الحموضة ، التوصيل الكهربائي ، المواد الصلبة العالقة ، BOD5 ، DCO ، النترت ، النترات و الفوسفات) المأخوذة من خمس محطات بالإضافة إلى ذلك ، قمنا بمراقبة الاستجابة الكيميائية الحيوية باستخدام المؤشرات الحيوية الأنزيمية (الكاتلاز ، الجلوتاثيون - S-ترانسفيراز) و غير الأنزيمية (بيروكسيد الدهون ، الجلوتاثيون) الإجهاد التأكسدي الخلوي في الكبد لنوعين من أظهرت نتائج المعايير الفيزيائية والكيميائية تلوث عضوي منخفض نسبياً مما يعكس نوعية جيدة من المياه باستثناء BOD5 والنتائج التي تم الحصول عليها لمعاملات الإجهاد التأكسدي في هذه الدراسة منخفضة مقارنة بالدراسات الأخرى. لم تظهر مقارنة قيم المرقم الحيوي للنموذجين البيولوجيين فروق ذات دلالة إحصائية بين النوع المحلي *Barbus callensis* والأنواع المدخلة *Abramis brama*.

الكلمات المفتاحية :

سد بن هارون, تلوث المياه, الأسماك, المراقبة الحيوية, المؤشرات الحيوية.

Tables des matières

Tables des matières

Remerciements

Dédicace

Dédicace

Résumé

Abstract

ملخص

Introduction générale 21

Chapitre I Généralités sur la pollution

Introduction 4

I.1.Pollution de l'eau..... 4

I.2.Différents types de pollution de l'eau 5

I.2.1. Pollution microbiologique 5

I.2.2. Pollution physique 5

I.2.3. Pollution Chimique 6

I.3.Sources de pollution de l'eau 6

I.3.1. Source Naturelle..... 6

I.3.2. Source domestique 7

I.3.3. Source industrielle 7

I.3.4. Source agricole..... 7

I.4. Les effets de la pollution de l'eau 8

I.4.1. Sur la santé humaine 8

I.4.1. Sur l'environnement..... 8

Chapitre II Généralités sur la biosurveillance

II. Bio-surveillance 11

II.1. Bioindicateurs 11

II. 1.1. Définitions	11
II.1. 2. Types de bioindicateurs	11
II. 1 .2.1. Les bioindicateurs végétales	12
II. 1 .2.2. Indicateurs microbiens.....	13
II. 1 .2.3. Indicateurs animaux.....	15
II.2. Biomarqueur.....	18
II.2.1. Définition.....	18
II.2.2. Classes de biomarqueurs	19
II.2.2.1. Les biomarqueurs d'exposition	19
II.2.2.2. Les biomarqueurs d'effet	21

Chapitre III_ Matériel et méthodes

III. Description de la zone d'étude.....	25
III.1. Présentation de la zone d'étude	25
III.1.2. L'hydrographie de la région d'étude	26
III.1.3. Contexte géologique.....	27
III.1.4. Aperçu climatique du bassin de Beni Haroun.....	27
III.1. 5. Description de l'ouvrage	28
III.1. 6. Intérêt socioéconomique	29
III.2. Prélèvement des échantillons.....	30
III.2 .1. Prélèvement des eaux de Barrage.....	30
III.2 .2 Analyses physico-chimiques	30
III.2 .2.1 Mesure du PH.....	31
III.2 .2.2. Mesure de la conductivité éclectique	32
III.2 .2.3. Dosage des MES par méthode de filtration.....	32
III.2 .2.4 Dosage des nitrites (NO ₂) en mg/L (RODIER, 2009)	35
III.2 .2.4 Dosage de nitrate en (NO ₃) en mg /L (RODIER, 2009).....	36
III.2 .2.5 Dosage des orthophosphates en mg/L (PO ₄ ⁻³) (RODIER, 2009)	38

III.2 .2.6 La demande chimique en oxygène (DCO).....	41
III .3. Le modèle biologique.....	43
III.3.1. La Brème <i>Abramis brama</i> (Linnaeus, 1758).....	43
III .3.2. Barbeau <i>Barbus callensis</i> (Valenciennes, 1842).....	45
III.3.2. Prélèvement des poissons :.....	47
III.3. 3. Méthode de dosage des paramètres de stress oxydatif.....	50
III.3. 3.1 Dosage les protéines totales (Méthode de Bradford)	50
III.3. 3.2 Dosage MDA ou perxydation des lipides	51
III.3. 3.3 Dosage de catalase	52
III.3. 3.4 Dosage de l'activité du glutathion (GSH).....	53
III.3. 3.5 Dosage de l'activité des GST.....	55

Chapitre IV Résultats et discussion

IV.1. Résultats des analyses des paramètres physico-chimiques	58
IV.1.1. Le potentiel hydrogène (pH)	58
IV.1.2. La conductivité électrique (CE) (mS/cm)	59
IV.1.3. Les matières en suspension (MES) (mg/L).....	60
IV.1.4. Les nitrites (NO ₂) (mg/L)	61
IV.1.5. Les nitrates (NO ₃) (mg/L)	62
IV.1.6. Les orthophosphates (PO ₄ ³⁻) (mg/L)	62
IV.1.7. La demande chimique en oxygène (DCO (mg/L)).....	63
IV.1.7. Demande biochimique en oxygène (DBO).....	64
IV.2. Résultats des analyses des paramètres Biochimiques	65
IV.2.1. Etude biométrique chez <i>Abramis brama</i> et <i>Barbus callensis</i>	65
IV.2.2. les concentrations des protéines dans <i>Abramis Brama</i> et <i>Barbus callensis</i>	65
IV.2.3. Activité de Catalase :	66
IV.2.4. Le taux de MDA chez <i>Abramis brama</i> et <i>Barbeau Barbus callensis</i> :	67

IV.2.5.L'activité de Glutathion-S-Transférase chez <i>Abramis brama</i> et <i>Barbeau Barbus callensis</i> :	68
IV.2.6.Taux du Glutathion (GSH):.....	69
Conclusion	71
références bibliographiques	72

Liste de figures

Liste de figures

Figure III.1 : localisation de barrage Beni Haroun.	25
Figure III.2 : Bassin du barrage Beni Haroun.	26
Figure III.3 : Vue aval du barrage de Beni Haroun.	28
Figure III.4 : Vue amont du barrage Beni Haroun.	29
Figure III.5 : Echantillons d'eau de barrage prélevées.	30
Figure III.6 : Mesure de pH	31
Figure III.7 : Mesure de la conductivité électrique CE.	32
Figure III.8 : Filtres en nitrate de cellulose de porosité 0,45 µm	33
Figure III.9 : Pompe sous vide pour filtration des MES	33
Figure III.10 : Séchage de filtre dans l'étuve.	34
Figure III.11 : Dessiccateur.....	34
Figure III.12 : Spectrométrie.....	39
Figure III.13 : incubateur pour Dosage de la DBO5.	40
Figure III.14 : Bloc Chauffant pour dosage de le DCO	42
Figure III.15 : Photo de la brème <i>Abramis brama</i>	43
Figure III.16 : Photo de Barbeau <i>Barbus callensis</i>	46
Figure III.17 : Mesure de longueur totale de Barbeau <i>Barbus callensis</i>	48
Figure III.18 : Dissections des poissons et récupération des organes	49
Figure III.19 : broyage du foie dans l'azote liquide.....	49
Figure IV.20 : Variation des valeurs de pH des aux de barrage de Beni Haroun.....	Erreur ! Signet non défini.
Figure IV.21 : Variation des valeurs en CE des aux de barrage de Beni Haroun.	59
Figure IV.22 : Variation des teneurs en MES des aux de barrage de Beni Haroun.	60
Figure IV.23 : Variation des teneurs en nitrites des aux de barrage de Beni Haroun.	61
Figure IV.24 : Variation des teneurs en nitrates des aux de barrage de Beni Haroun.....	62
Figure IV.25 : Variation des teneurs en orthophosphates des eaux de barrage de Beni Haroun.	63

Figure IV.26: Variation des teneurs de la DCO des eaux de barrage de Beni Haroun.....	64
Figure IV.27 : Variation des teneurs de la DBO des aux de barrage de Beni Haroun.	64
Figure IV.28 : le taux des protéines totaux (mg/ml) de foie des <i>Abramis brama</i> et <i>Barbeau Barbus callensis</i>	66
Figure IV.29 : L'activité de catalase ($\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) de foie des <i>Abramis brama</i> et <i>Barbeau Barbus callensis</i>	67
Figure IV.30 : L'activité de MDA (nmol/mg de protéines) de foie des <i>Abramis brama</i> et <i>Barbeau Barbus callensis</i>	68
Figure IV.31 : L'activité de GST (nmol/min/mg de protéines) de foie des <i>Abramis brama</i> et <i>Barbeau Barbus callensis</i>	69
Figure IV.32 : L'activité de GSH (nmol/min/mg de protéines) de foie des <i>Abramis brama</i> et <i>Barbeau Barbus callensis</i>	70

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Tableau III.1: Localisation des sites d'échantillonnage.	30
Tableau III .2 : Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en nitrites ($\lambda= 435$ nm).	36
Tableau III .3 : Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en nitrates ($\lambda= 420$ nm).....	37
Tableau III.4: Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en orthophosphate ($\lambda= 703$ nm).....	39
Tableau III.5 : Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en DCO ($\lambda= 420$ nm).....	42
Tableau III.6: prélèvement des poissons.....	47
Tableau III.7 : Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en protéin totale ($\lambda= 595$ nm)	51
Tableau IV.8 : Résultats des analyses des paramètres physico-chimiques des eaux de Barrage de différentes stations.....	58
Tableau IV.9 : Résultats des paramètres biométriques (poids et longueur).	65

Liste des abréviations

ADN	Acide désoxyribonucléique
BSA	Albumine bovine sérique (bovin serum albumin)
CAT	Catalase
CDNB	Chlorodinitrobenzène
DO	Densité optique
DTNB	5,5 -dithio-bis-2-nitrobenzoïque
EDTA	Ethylène diamine tétraacétate
GR	Glutathion réductase
GSH	Glutathion réduit
GST	Glutathion-S-transférases
H₂O₂	Eau oxygéné
SOD	Super oxyde dismutase
SSA	Acide sulfosalicylique
DBO₅	demande biologique en oxygène pendant cinq jours ;
ppm	partie par million
EDTA	Ethylène diamine tétraacétique
C E	conductivité électrique.
ANBT	agence nationale des barrages et des transferts
St	Station.
TCA	Acide trichloroacétique ;
TBA	Acide thiobarbiturique
AFNOR	Association française de normalisation.
Ag₂SO₄	Sulfate d'argent.
BSA	Albumine bovine sérique.
DBO	Demande Biochimique en Oxygène.
DBO₅	Demande Biochimique en Oxygène en 5 jours.
DCO	Demande Chimique en Oxygène.
DO	Densité optique.
K₂Cr₂O₇	Dichromate de potassium.
KH₂PO₄	Phosphate de potassium monobasique (Monopotassium phosphate).
M	Mole.
L	Litre.
MES	Matière en Suspension.
mg	Milligramme.
mg/l	Milligramme par litre.
g	Gramme.
g/L	Gramme par litre.
h	Heures.
H₂O	Eau.
H₂SO₂	L'acide sulfurique.
HCL	l'Acide Chlorhydrique.
min	Minute.

ml	Millilitre.
mm	Millimètre.
NO₂	Nitrite.
NO₃	Nitrate.
H₂O	molécule d'eau
H₂O₂	peroxyde d'hydrogène
OHO	radical libre
ppm	partie par million.
BM	Biomarqueur
SOD	superoxydes-dismutases
GST	glutathion S-transférases
GSH	Glutathion
MT	Métallothionéine
CA T	Catalase
MDA	L' acide Malone dialdéhyde
AchE	Acétylcholinestérases
GRD	la glutathion réductase
GPX	glutathion peroxydases
ROS	Reactive Oxygen Species
EOR	espèces oxygénées réactives
TBA	acide thiobarbiturique .
TNB	Thionitrobenzoïque
TCA	d'acide.trichloracétique
DTNB	acide5, 5'-Dithiobis2-nitrobenzoïque
CDNB	le 1-chloro- 2,4-dinitrobenzène .
BBC	bleu brillant de Coomassie
BSA	l'albumine de sérum de bœuf
CRBt	Centre de recherche en biotechnologie.
nm	Nanomètre.
mS/cm	Milli Siemens par centimètre.
NaOH	l'Hydroxyde de Sodium.
NaCl	Chlorure de sodium.
PH	Potentiel d'Hydrogène.
µg/l	Microgramme par litre.
µm	Micromètre.
µmol	Micromole.
µS/cm	Microsiemens par centimètre.
s	seconde.
%	Pourcentage.
ARNt	Acide ribonucléique de transfert.
PLFA	Les acides gras phospholipidiques
β	Beta.
Ag₂SO₄	Sulfate d'argent.
ARN	L'acide ribonucléique

Zn	Le Zinc
SO2	Le dioxyde de soufre
Cd	cadmium
Hg	Mercure
EROD	L'EthoxyRésorufine-O-Dééthylase
MFO	monoxygénase à fonction mixte
HAPs	hydrocarbures aromatiques polycycliques
PCBs	Polychlorobiphényles
AHH	l'Aryl hydrocarbon hydroxylase
MT	Métallothionéines
AChE	L'inhibition de l'acétylcholinestérase (AChE)
MN	micronoyau
Vtg	Vitellogénine
OCDE	Organisation de coopération et de développement économiques
SOD	superoxyde dismutase
MOF	matière organique fermentescibles.
CO2	dioxyde de carbone
H2CO3	L'acide carbonique

Introduction générale

Introduction générale

Au cours de ces derniers siècles, l'accroissement exponentiel de la population associé à l'urbanisation et à l'industrialisation ont impacté rapidement l'environnement et en particulier les milieux aquatiques. **(Baghdad, 2016).**

La pollution de l'eau douce est une préoccupation croissante depuis quelques décennies, car les écosystèmes aquatiques peuvent être fortement contaminés par des polluants organiques persistants et des métaux lourds provenant des activités domestiques et industrielles. **(Ramade, 2002).**

Les conséquences de la contamination des milieux aquatiques, en particulier des barrages, sont multiples et peuvent avoir des impacts néfastes sur l'environnement, la santé humaine et la biodiversité. Les substances chimiques toxiques peuvent s'accumuler dans les organismes aquatiques, perturber les cycles biologiques **(Munn, 2012).**

Les analyses physicochimiques des eaux donnent des informations précieuses sur les niveaux de polluants chimiques **(Bozcaarmutlu et al., 2009).** Mais ces analyses restent insuffisantes, car elles ne prennent généralement pas en compte les notions de mélanges, des interactions possibles, de spéciation ou de biodisponibilité des polluants et les effets sur les organismes vivants dans un milieu complexe comme l'eau **(Ozmen et al., 2006).**

Les poissons sont des constituants structurels quantitativement majeurs dans la plupart des écosystèmes aquatiques. Ces derniers participant à leurs fonctionnements à travers de nombreux processus écologiques **(Mouslih, 1984).** Ils sont souvent utilisés comme bio-indicateurs de la qualité de l'eau, car ils sont exposés aux polluants présents dans leur habitat et peuvent accumuler ces substances dans leurs tissus.

Le barrage Beni Haroun wilaya de Mila, est considéré actuellement comme le plus important aménagement hydraulique réalisé à travers le pays. Ce barrage mobilise les eaux de oued Rhumel qui reçoit les rejets traités de la ville de Constantine et de oued Endja ou se déversent un grand nombre de rejets sans aucun traitement préalable.

C'est dans ce cadre que s'inscrit notre objectif de ce mémoire qui porte sur :

- ✚ La contamination des poissons par les polluants est de comprendre et évaluer le niveau de pollution de l'environnement aquatique, ainsi que les conséquences de cette pollution sur les poissons autochtones (Barbeau) et introduite (Bréme).

Introduction générale

- ✚ Évaluation et identification des types de polluants présents dans l'eau, tels que, les produits chimiques organiques (nitrates, nitrites, orthophosphate, etc...). Cela peut être fait en prélevant des échantillons d'eau, des tissus de poissons, puis en analysant ces échantillons en laboratoire.

Dans l'introduction générale, sont présentés la problématique générale, la structure de notre mémoire, le contexte scientifique et les objectifs tracés.

Notre mémoire comprend quatre chapitres, en plus d'une conclusion, dont le détail est donné ci-dessous :

Les chapitres un et deux sont une étude bibliographique où le premier chapitre présente des notions générales sur la pollution de l'eau, le deuxième chapitre présente les études des bioindicateurs et biomarqueurs aquatiques.

Le troisième chapitre porte sur l'exposé de la démarche scientifique adoptée (matériel et méthodes) et décrit les outils et les protocoles expérimentaux utilisés (méthodes analytiques et bio-essais) durant notre étude.

Ensuite, le quatrième chapitre est consacré à la présentation des résultats obtenus au cours de cette thèse, est dédié à la discussion de ces résultats, c'est le lieu pour une rédaction plus poussée et plus interprétative des résultats, elle nous permet d'évaluer notre recherche : par exemple en discutant de nos attentes sur les causes et conséquences des résultats, leurs possibles limitations, le but de cette partie est donc la présentation et d'expliquer les résultats obtenus.

Enfin, une conclusion générale permet de tirer un bilan global des différents travaux réalisés durant cette thèse de travail basés sur nos résultats en tenant compte des éventuelles limites des différentes études réalisées pour assurer la continuité du sujet abordé.

Chapitre I

Généralités sur la pollution de L'eau

Introduction

Fort utilisé de nos jours, réalité très présente dans notre environnement, le terme de pollution recouvre bien des acceptions et qualifie une multitude d'actions qui dégrade l'environnement.

La définition la plus précise du terme de pollution a été donnée par le premier rapport du conseil sur la qualité de l'environnement de la **Maison Blanche en 1965** : « La pollution est une modification défavorable du milieu naturel, qui paraît en totalité ou en partie comme un sous-produit de l'action humaine, au travers des effets directs ou indirects altérant les critères de répartition des flux de l'énergie, des niveaux de radiation, de la constitution physico- chimique du milieu naturel et de l'abondance des espèces vivantes . Ces modifications peuvent affecter l'homme directement ou à travers des ressources agricoles, en eau et en produits biologiques. Elles peuvent aussi l'affecter en altérant les objets physiques qu'il possède ou les possibilités réactives du milieu » (**Ramade, 2002**).

I.1.Pollution de l'eau

L'eau est la deuxième en importance après l'air pour la vie humaine sur terre notre eau est composée d'eau de surface telle que les rivières les lacs, les mers et d'eau souterraine (**Jeng, 2007**).

La pollution de l'eau se traduit par des effets très spécifiques dus aux particularités écologiques propres aux milieux aquatiques. L'eau est capable de dissoudre peu ou prou, mais souvent avec facilité, la plupart des substances chimiques minérales ou organiques. De plus, elle met en suspension les matières insolubles et les déchets solides de sorte que tout polluant de l'eau va se trouver entraîné par le jeu du cycle hydrologique, fort loin en aval de la source de contamination. A l'opposé, les gaz, entre autre l'oxygène dissous (élément indispensable à la respiration des animaux), étant peu solubles dans l'eau, les milieux aquatiques en sont pauvres. La pollution des eaux par les matières organiques fermentescibles (MOF), grosses consommatrices d'oxygène dissous pour leur biodégradation, va donc se traduire rapidement par une anoxie des eaux ainsi polluées (**Ramade, 2002**).

I.2. Différents types de pollution de l'eau**I.2.1. Pollution microbiologique**

Elle est caractérisée par le rejet des eaux résiduaires urbaines qui sont très chargées en germes intestinaux dont beaucoup sont pathogènes. Quand un effluent de matières organiques fécales humaines ou animales pénètre dans un environnement aquatique, les germes pathogènes sont transférés à ce dernier où ils se diluent. Bien que ces germes intestinaux soient habitués à un milieu riche en matière organique, ils peuvent survivre dans des conditions défavorables qui développent chez eux des possibilités accrues de résistance. Du fait qu'ils sont souvent aérobies/anaérobies facultatifs ils peuvent se développer dans différents horizons aquatiques aussi bien en eaux superficielles que souterraine (ASLAYC, 1993).

Les humains sont les plus importants pollueurs biologiques de la planète : les contaminants fécaux sont parmi les polluants biologiques des sources d'eau potable ; par conséquence l'Homme et les animaux domestiques sont souvent contaminés par des microbes pathogènes (Trevors et Saier, 2007).

I.2.2. Pollution physique

La pollution physique est due essentiellement aux substances en suspension (matières solides) ; (Boyd, 1970). Bien que sa forme commune est la pollution thermique (Nsikak, 2008). Elle peut englober également plusieurs autres aspects : couleur, transparence, pH dont on peut citer :

- Les matières en suspension désignent toutes les matières minérales ou organiques qui ne se solubilisent pas dans l'eau et la troublent ;
- Les déchets solides divers (objets d'origines variés) posent des problèmes d'esthétiques ;
- Les risques nucléaires résultent des accidents divers ou des rejets des centrales nucléaires, ou dans le pire des cas, à partir d'une explosion nucléaire. Ces polluants sont notamment une série d'éléments et des composés radioactifs y compris les éléments dérivés de l'uranium, le plutonium, le césium, et l'iode (Bridgman, 2001) ;

- La température ; plus la température de l'eau est élevée plus le besoin en oxygène est grand, plus la teneur en oxygène de l'eau est basse (RODIER, 2009).

I.2.3. Pollution Chimique

Ce type de pollution résulte de la présence de quantités excessives de sels dissous, d'acides, fluorures, métaux, matières organiques, engrais et pesticides. Les métaux sont pour la plupart plus ou moins solubles dans l'eau dans une certaine mesure, y compris certains toxiques, tels que le baryum, le cadmium, le plomb et le mercure.

En revanche, les métaux non toxiques comprennent le calcium, le magnésium, le sodium, le fer et le cuivre, dont l'augmentation provoque certaines maladies. Une concentration excessive de sodium, par exemple, rend l'eau désagréable et entraîne des risques de maladies cardiaques et rénales, ainsi que l'empoisonnement des plantes. De même, la plupart des matières organiques peuvent être dissoutes par l'eau. Il s'agit de matières organiques qui peuvent être dissoutes par les bactéries présentes dans l'eau, soit elles ne sont pas dissolubles, comme les pesticides et les détergents. Les engrais comprennent principalement de l'azote et du phosphore, et leur présence dans l'eau favorise la croissance des plantes aquatiques . (Ewaid et Abed, 2017).

I.3.Sources de pollution de l'eau

A cause du cycle de l'eau, les écosystèmes aquatiques sont susceptibles d'être contaminés par des pollutions accidentelles ou chroniques.

I.3.1. Source Naturelle

Ce phénomène se retrouve pour toute eau en contact avec l'atmosphère car celle-ci contient du gaz carbonique CO_2 qui est soluble dans l'eau pour donner de l'acide carbonique H_2CO_3 . La concentration de CO_2 dans l'atmosphère conduit à une acidification de l'eau à son contact. En plus, même avant l'existence des pluies acides d'origine anthropique, les pluies naturelles étaient légèrement acides, ceci étant toujours le cas dans les zones protégées dont les forêts amazoniennes (Olivier, 2005).

I.3.2. Source domestique

L'origine des eaux résiduaires urbaines est généralement domestique où les populations génèrent les 3/4 des eaux usées. Ces effluents sont un mélange complexe d'eaux contenant des déjections humaines dont ; les fèces, urines, eaux de toilette et de nettoyage des sols et ainsi des aliments (eaux ménagères). Les eaux usées urbaines peuvent aussi contenir des eaux résiduaires d'origine industrielle. Ces dernières doivent subir un prétraitement pour atteindre des caractéristiques comparables à celles des eaux usées domestiques pour permettre un traitement en commun (**Gérard, 1999**).

I.3.3. Source industrielle

Elle constitue les déchets liquides ou particules solides obtenus lors de l'extraction et de la transformation de substances premières en produits industriels. Les eaux résiduaires proviennent fondamentalement de l'eau utilisée dans les différentes opérations de fabrication par voie humide, comme par exemple : le lavage, la précipitation, le nettoyage des appareils et machines, la distillation, la filtration, etc...(**Meinck, 1977**). Les effluents industriels peuvent causer des pollutions organiques (industries agro-alimentaires, papeteries., pétro-chimique, ...), chimiques (tanneries, usines textiles, ...) ou physiques (réchauffement par les centrales thermiques, substances en suspension des mines ou de la sidérurgie, ...). Ces effluents sont responsables de l'altération des conditions de clarté et d'oxygénation de l'eau, et par conséquent, peuvent causer l'accumulation de certains éléments dans la chaîne alimentaire (pesticide, métaux, radioactivité...). La pollution peut aussi être due à l'infiltration de composés toxiques mal entreposés, à des fuites dans les réservoirs ou à des accidents lors du transport de substances dangereuses menant à des concentrations dans les eaux qui peuvent aisément atteindre 1 g/l (**Olivier, 2005**).

I.3.4. Source agricole

L'agriculture reste l'une des principales sources de pollution des eaux : le ruissellement des engrais, l'utilisation de pesticides et les effluents d'élevage contribuent tous à la pollution des cours d'eau et des eaux souterraines. De fortes teneurs en sels minéraux (azote, phosphate, potassium) provenant :

- Des engrais.
- Des purins et lisiers (élevage).
- La présence des produits chimique de traitement (pesticides, herbicides...) (**Gaujou, 1995 ; Genin, 2003**).

I.4. Les effets de la pollution de l'eau

I.4.1. Sur la santé humaine

Il existe une plus grande association entre la pollution et les problèmes de santé. Les micro-organismes pathogènes sont connus sous le nom d'agents pathogènes et ces agents pathogènes propagent la maladie directement parmi les humains. Certains agents pathogènes sont présents dans le monde entier, certains se trouvent dans une zone bien définie (**Kamble SM, 2014**). De nombreuses maladies d'origine hydrique se propagent d'homme à homme (**Halder et Islam, 2015**). Les fortes pluies et les inondations sont liées à des conditions météorologiques extrêmes et créent différentes maladies pour les pays développés et en développement (**Ahmad et al., 2014**). 10% de la population dépend d'aliments et de légumes cultivés dans de l'eau contaminée (**Corcoran et al., 2010**). De nombreuses maladies infectieuses d'origine hydrique sont liées à la pollution fécale des sources d'eau et entraînent une voie d'infection fécale-orale (**Nellh et Markotter, 2009**). Les risques pour la santé associée à l'eau polluée comprennent différentes maladies telles que les maladies respiratoires, le cancer, les maladies diarrhéiques, les troubles neurologiques et les maladies cardiovasculaires (**Ullah et al., 2014**). Les produits chimiques azotés sont responsables du cancer et du syndrome du bébé bleu (**Krishnan et Indu, 2006**).

I.4.1. Sur l'environnement

- Dégradation des écosystèmes aquatiques : La pollution de l'eau entraîne une diminution de la qualité de l'eau, ce qui peut avoir des effets néfastes sur les écosystèmes aquatiques. Cela peut se traduire par la disparition d'espèces, la destruction des habitats aquatiques et la diminution de la biodiversité (**Paul et Meyer, 2001**).
- Mortalité des poissons et autres organismes aquatiques : Les polluants présents dans l'eau peuvent être toxiques pour les poissons et d'autres organismes aquatiques. L'exposition à des substances chimiques telles que les métaux lourds, les pesticides et les produits

chimiques industriels peut entraîner la mort des poissons et perturber les populations d'organismes aquatiques (**Chapman et Wang, 2001**).

- Eutrophisation : La pollution de l'eau par les nutriments, tels que les engrais agricoles et les eaux usées non nettoyées, peut entraîner une augmentation excessive de la croissance des algues et des plantes aquatiques. Cela conduit à un phénomène appelé eutrophisation, qui peut entraîner une diminution de l'oxygène dissous dans l'eau, la formation de zones mortes et la perturbation des écosystèmes aquatiques (**Smith, 2003**).

Chapitre II

Généralités sur la biosurveillance

II. Bio-surveillance

La bio-surveillance ou surveillance biologique est défini comme « l'observation de communautés biologiques ou d'organismes individuels et de leurs réponses aux changements physiques ou chimiques de leur environnement au fil du temps ». La bio-surveillance peut fournir une évaluation qualitative en observant et en enregistrant ces changements, ou elle peut fournir des évaluations quantitatives en effectuant des analyses chimiques des substances présentes dans les tissus des organismes. La surveillance biologique peut être divisée en bio-surveillance active, comprenant toutes les méthodes qui placent des organismes dans des conditions contrôlées dans le site d'étude, et en bio-surveillance passive, utilisant des organismes et des communautés d'organismes qui sont une composante naturelle de l'écosystème et apparaissent spontanément (**Witt, 1996**).

II.1. Bioindicateurs

II. 1.1. Définitions

Un bioindicateur est un organisme, une espèce ou une communauté utilisé pour évaluer la qualité et la santé d'un écosystème ou pour surveiller l'impact des changements environnementaux ou des polluants sur l'environnement. Les bioindicateurs sont sélectionnés en fonction de leur sensibilité à des facteurs environnementaux spécifiques ou à des facteurs de stress, et leurs réponses fournissent des informations précieuses sur l'état de l'écosystème (**Holt et Miller, 2011**)

Ils sont habituellement utilisés pour identifier et signifier des effets négatifs ou positifs dans les milieux naturels. Ceux-ci pourraient également être utilisés pour détecter les changements dans les écosystèmes dus à l'apparition de pollutions susceptibles d'affecter la biodiversité qui s'y trouve. (**Holt et Miller, 2010**). Les écologistes ont récemment établi un ensemble complet de critères pour que les biotes soient considérés comme des indicateurs biologiques valables (**Hee, 1993**).

II.1. 2. Types de bioindicateurs

Les animaux (poissons, oiseaux, macroinvertébrés, etc.), les plantes et les champignons (mousses, lichens, cernes, etc.) et les micro-organismes (algues, diatomées, etc.) sont autant d'exemples de bioindicateurs couramment utilisés dans les études d'évaluation environnementale (**Bananno et al., 2020; Gerhardt, 2002; Hinojosa-Garro et al., 2020; Prazeres et al., 2020**).

II. 1 .2.1. Les bioindicateurs végétales

Les espèces végétales abondantes, par exemple les plantes supérieures, les lichens et les phytoplanctons, donnent généralement des minutes de base sur le bien-être d'un écosystème donné. Les plantes sont des outils très délicats pour la prédiction et la reconnaissance des stress des écosystèmes. Récemment, suite à l'industrialisation et à l'urbanisation, la pollution des écosystèmes terrestres et aquatiques s'est intensifiée (Joanna, 2006). La plupart des plantes favorisent une estimation utile de l'état de l'écosystème pollué, car elles sont immobiles et s'équilibrent facilement dans leur environnement naturel (Jain et al., 2010).

a). Plantes supérieures : En raison de leur immobilité et de leur existence prolongée, les plantes supérieures sont soumises à de nombreux polluants écosystémiques catégorisés et semblent donc souvent être des indicateurs biologiques valables (Ernst, 2003). L'effet des polluants sur les réseaux de plantes, des fluctuations morphologiques aux altérations biochimiques et/ou cellulaires, est fréquemment observé à travers les impacts globaux sur leur croissance, leurs performances et l'intensité de la population. Dans l'ensemble, les symptômes végétatifs externes sont considérés comme le premier indicateur biologique (Saber et al., 2015a). Mais généralement, il serait nécessaire de confirmer ces hypothèses par des analyses botaniques et/ou chimiques plus poussées (Bleeker et al., 2003).

B). Les plantes inférieures : pourraient constituer une mesure appropriée pour l'évaluation de la qualité d'un processus d'extraction de métallurgie (Hernández-Allíca et al., 2006). Dans des expériences en pot, Saber et al. (2016a , b) ont mesuré et évalué la phyto-extraction des métaux sur la phytoremédiation sous *T. caerulescens* et détecté des valeurs accrues de la biomasse C, de la respiration basale, de la respiration induite du substrat et de la production de β -glucosidase. La capacité la plus élevée de la plante test a été enregistrée dans le phyto-extrait de Zn provenant d'habitats dégradés indiquant l'effet bénéfique de la phyto-extraction de métal sur l'activité biologique dans un écosystème donné. *T. caerulescens* pourrait aider à améliorer leur fonctionnalité microbienne et biochimique.

II. 1 .2.2. Indicateurs microbiens

Dans les habitats terrestres et aquatiques, les micro-organismes sont souvent utilisés pour tester la pollution des écosystèmes (Gerhardt, 2002), dans la mesure où leurs micro-organismes à croissance rapide réagissent toujours même à de faibles taux de pollution et présentent des signes impératifs de changements de l'écosystème, ils sont simples et facilement disponibles pour détecter les polluants (Khatri et Tyagi, 2015).

a). Indicateurs Bactériennes : Les bactéries ont des caractéristiques en tant qu'indicateurs de la pollution de l'environnement (Sumampouw et al., 2014; Hussain, 2019). Les communautés microbiennes peuvent être utilisées pour surveiller les polluants contenant des métaux lourds dans le sol des rivières (Drenovsky et al., 2010; He et al., 2005; Wang et al., 2007) et les sédiments (Lei et al., 2020; Long, 2021). L'une des méthodes potentielles pour remarquer les effets toxiques des métaux lourds sur les microorganismes du sol est l'analyse des profils d'acides gras phospholipidiques, ou PLFA du sol (Anjos, 2018; Frostegård, 2011). Des séquences d'ADN et d'ARN (ARNr 16S) ont également été utilisées comme paramètres de biomarqueurs dans des biofilms de communautés microbiennes contaminés par des métaux miniers (Argudo, 2020). Le PLFA et l'ARNr 16S ont été capables de prédire un large éventail de fonctions écosystémiques (Orwin, 2018) tel que *Escherichia coli*, *Enterococci*, *Salmonella sp*, *Campylobacter sp.*, *and gastroenteritis*, *Streptococcus Clostridia sp* et *klebsiella, citrobacter*.

b). Indicateurs fongiques : Les communautés fauniques sont extrêmement distribuées dans les écosystèmes terrestres et aquatiques et jouent un rôle impératif dans leurs fonctions. Moisissures telles que *Trichoderma sp*, *Exophiala sp*, *Stachybotrys sp*, *Aspergillus fumigatus*, *Aspergillus versicolor*, *Phialophora sp*, *Fusarium sp*, *Ulocladium sp*, *Penicillium sp*, *Aspergillus niger*, *Candida albicans*, et certaines levures sont fréquemment utilisées comme indicateurs biologiques de contaminants. Les incidents écosystémiques sont surveillés efficacement à l'aide d'espèces indicatrices fongiques variées sur la base de leur résistance à des variabilités écologiques données (Hasselbach et al, 2005).

c). Indicateurs micro-algues : Hosmani (2013) a déclaré qu'une ou plusieurs algues microscopiques pourraient être utilisées efficacement comme indicateurs biologiques de la pollution et a confirmé qu'une évaluation composite d'algues telles que *Euglena sp.*, *Chlamydomonas sp.*, *Scenedesmus sp.* et *Chlorella sp* ont été utilisés avec succès pour

indiquer un polluant dans les écosystèmes aquatiques. Dans la plupart des cas, les écosystèmes aquatiques pollués abriteraient peu d'algues, une ou deux étant les formes les plus dominantes.

d). Lichens : Les lichens sont largement utilisés comme indicateurs biologiques en raison de leur réponse efficace à la pollution écologique dans les écosystèmes forestiers, en particulier la pollution résultant de l'augmentation du niveau de SO_2 et/ou de N_2 qui pourrait être spécifiée par la disparition du lichen dans les écosystèmes forestiers (**Gerhardt, 2002**). Les lichens sont considérés comme de puissants indicateurs biologiques en raison de leur surface élevée qui renforce leur utilisation en tant qu'indicateurs biologiques capables également de capter les polluants, en particulier de l'air (**Holt et Miller, 2010**) tel que *Lecanora Ochrolechia*, *Pertusaria*, *Chrysothrix candelaris*, *Caloplaca flavescens*, *Parmelia sulcata* et *Cladonia floerkeana*.

e). Périphyton et diatomées: Dans la perspective de la communauté aquatique microbienne, à côté des microalgues en général, le périphyton et les diatomées marines sont les micro-organismes les plus rapportés comme ayant une relation avec un bioindicateur de la santé écologique. Bien que le type de pollution soit généralement un effet de l'activité anthropique et ne se concentre pas sur les métaux lourds, mais les progrès récents dans l'utilisation des diatomées sont que certains des taxons des régions ont été identifiés comme étant nouveaux pour la science (**Catherine et al., 2022; Rybak et al., 2021; Kryk et al., 2021**) et sera une perspective d'utilisation dans les recherches écotoxicologiques et biotechnologiques à l'avenir.

Les biofilms de flux sont sensibles aux métaux lourds (**Alexandra et al., 2010**). Les biofilms sont considérés comme de bons bioindicateurs et des "systèmes d'alerte avancée" pour répondre à l'exposition aiguë et chronique à la pollution, comme l'a démontré l'analyse des descripteurs fonctionnels tels que l'efficacité photosynthétique ou l'activité enzymatique entraînant des altérations de la structure de la communauté (**Sabater et al., 2007**). Les biofilms fluviaux sont des associations de bactéries, d'algues, de diatomées, de protozoaires et de champignons entourés de substances polymères extracellulaires (EPS) qui poussent et adhèrent au lit de la rivière et aux objets immergés. Les populations phototrophes et hétérotrophes les forment, toutes deux classées par de brefs temps de génération d'heures à jours. Dans les périphyteslotiques, les biofilms soutiennent des fonctions écologiques essentielles en tant que production primaire et agent du cycle des nutriments (**Battin et al., 2003**). En raison de leur complexité structurelle et de leur première interaction avec les

substances dissoutes, les biofilms fluviaux sont principalement pertinents pour l'évaluation de la pollution (Margoum et al., 2015).

II. 1 .2.3. Indicateurs animaux

Les dissemblances dans les populations animales désignent toujours des changements néfastes initiés en raison de la pollution des écosystèmes. Les changements dans les populations animales font souvent référence à la relation entre les populations animales et les sources de nourriture ; si les ressources alimentaires étaient limitées et ne pouvaient pas répondre aux besoins de la population, une diminution de l'intensité de la population s'ensuivrait (Jain et al., 2010). Les indicateurs animaux aident également à détecter la quantité de toxines dans les tissus animaux (Joanna, 2006). Les nombreux avantages des indicateurs biologiques animaux l'ont toujours emporté sur leurs restrictions. Les indicateurs biologiques animaux sont utiles, objectifs, simples et reproductibles. Ils pourraient être utilisés à différentes échelles pour évaluer les changements qui se produisent dans un écosystème particulier.

a). Poissons : Chez les poissons, les biomarqueurs sont des paramètres appropriés pour évaluer les charges polluantes, et leur sensibilité peut fournir des signaux d'alerte précoce concernant les menaces environnementales potentielles. Les poissons sont utilisés pour l'évaluation des contaminants causés par les activités naturelles et anthropiques dans l'environnement (Risjani et al., 2020a; Risjani, 2014; Risjani et al., 2020b) . Divers types de poissons ont été utilisés dans la recherche sur la pollution dans les écosystèmes aquatiques. La sélection des espèces de poissons pour la surveillance de la pollution s'ajuste à la présence de ces espèces de poissons à l'emplacement de la pollution. Parmi les types de poissons les plus divers, le poisson zèbre est le plus populaire car sa génétique est fermée à l'ADN humain (Risjani, 2021). *Cyprinus carpio* est le test international standard de toxicité pour les poissons (Muhammad , 2002; Ratningsih, 2008) tel que *Oreochromis niloticus* et *Oreochromis mossambicus* sont apparentés à *Cyprnu. carpio* dans la classification.

b). Vers de terre : (Gao et Luo, 2005) résumant la fonction des vers de terre en tant qu'indicateurs biologiques de leur existence dans un écosystème donné qui reflète le degré de sa pollution dans son ensemble. Dans l'évaluation des risques écotoxicologiques, les vers de terre servent d'indicateur significatif des polluants potentiels endommageant l'écosystème et agissent également comme un système d'alerte précoce dans la surveillance des changements liés à la pollution.

c). Macro-invertébrés : L'utilisation de macroinvertébrés benthiques a été largement documentés, et ils sont le type d'organismes le plus couramment utilisé pour mener des études de biosurveillance, ils ont une mobilité limitée et sont de bons intégrateurs des conditions environnementales passées; ils sont extrêmement divers; ils sont omniprésents ; ils sont faciles à collecter et relativement faciles à identifier (**Bartram et Ballance, 1996 ; Li et al., 2010**). Pour ces raisons, les communautés de macroinvertébrés benthiques sont largement utilisées dans les approches écologiques et les indicateurs biotiques et de diversité depuis près de 100 ans (**Cairns et Pratt, 1993 ; Johnson et al., 1993 ; Juvigny-khenafou et al., 2021 ; Lin et al., 2020**).

Les Hydropsychidae ont été utilisés comme indicateurs de contamination par les pesticides (**Kadim et al, 2013**), les *Ephemeroptera sp.* Ceux associés aux bactéries sont également utilisés comme indicateurs de contamination par les pesticides (**Girotti et al, 2008**). Les communautés larvaires de Tricoptères ont été largement utilisées pour évaluer l'influence de l'activité anthropique dans les rivières (**Sudarso et al., 2013 ; Overall et al, 2019**).

d). Crustacés et crevettes : Il a été démontré que les crustacés sont des organismes utilisés pour l'évaluation en raison de leur sensibilité à la contamination par les métaux dans les écosystèmes aquatiques (**Lebrun et al, 2015 ; Ronci et al., 2016**). Les crustacés conviennent comme bioindicateurs de la pollution de l'eau (**Ghisi et al., 2017**). Les crustacés de la famille Amphidod ont été largement utilisés en raison de leur petite taille et de leur abondance en eau douce, ainsi que d'être une source de nourriture pour les macroinvertébrés, les poissons, les amphibiens et les oiseaux tel que *Gammarus locusta* , *Cypris pubera*, *Hemidiaptomus amblyodon*, (**Ciliberti et al., 2017**)

e). Grenouilles et crapauds : Les grenouilles sont de bons indicateurs biologiques de la qualité et de l'évolution d'un écosystème donné. Ils sont principalement affectés par les changements dans leurs écosystèmes marins et terrestres frais. Les indicateurs biologiques de l'accumulation de polluants dans un écosystème donné sont habituellement utilisés comme les amphibiens, en particulier les anoues constitués de grenouilles et de crapauds. Les anoues réagissent aux changements de leur écosystème et ingèrent des produits chimiques toxiques par leur peau et leurs membranes branchiales larvaires. Ils sont insuffisamment capables de détoxifier les pesticides qu'ils ingèrent, inhalent ou consomment à partir d'aliments contaminés (**Nichlsa et al., 2007**).

f). Insectes : Les perturbations de certaines espèces pourraient être utilisées comme paramètre d'analyse des niveaux de changement dans un écosystème donné. Les insectes sont les biotes les plus abondants dans la plupart des écosystèmes. Ils sont plus strictement et plus rapidement affectés par les polluants dans leur écosystème et sont donc considérés comme des indicateurs biologiques moraux de la pollution des milieux aquatiques et terrestres. Les insectes sont responsables de nombreux processus dans l'écosystème, et leur perte a toujours des effets négatifs sur des communautés biologiques entières. Ainsi, une bonne compréhension des réponses des insectes aux polluants est indispensable pour évaluer les conséquences fonctionnelles des polluants (Nichlsa et al., 2007). De nombreux insectes sont habituellement utilisés comme indicateurs biologiques car ils se trouvent le plus souvent dans des écosystèmes variés et ils pourraient être facilement échantillonnés avec des pièges à fosse. Tylianakis et al., (2006) ont déclaré que l'indicateur biologique des insectes est devenu particulièrement utile car ils représentent plus de la moitié de toutes les espèces de biotes dans un écosystème donné. L'utilisation de certaines espèces de coléoptères (coléoptères), d'homoptères (insectes) et de diptères car les indicateurs biologiques était limitée en raison de certaines difficultés taxonomiques et d'échantillonnage, du manque de fiabilité de ceux déjà décrits et de difficultés taxonomiques, en particulier à leur stade larvaire. Cependant, les insectes sont moins utilisés comme indicateurs biologiques de la pollution par les métaux, bien que les espèces du genre *Halobates* conviennent pour indiquer le Cd et le Hg (Nummelin, 2007).

j). Zooplancton : Les zooplanctons sont des animaux microscopiques qui existent près de la surface des écosystèmes aquatiques et que leur mouvement dépend des marées et des courants. Ils se nourrissent de phytoplancton, de neige marine et de planctons bactériens. En tant qu'indicateurs biologiques, les zooplanctons jouent un rôle clé et permettent d'évaluer le niveau de contamination des écosystèmes aquatiques. Ce sont la principale source de nourriture pour de nombreuses autres espèces marines dans les écosystèmes aquatiques frais en conjonction avec les crevettes. L'efficacité aquatique, l'eutrophisation et la croissance des masses d'eau douce sont importantes pour le développement du zooplancton. Les fluctuations météorologiques influencent grandement les zooplanctons (Zannatul et Muktadir, 2009). La capacité du zooplancton en tant qu'indicateurs biologiques est forte lorsqu'il est associé à certains autres paramètres biotiques, par exemple, la pénurie alimentaire, la prédation et la compétitivité, affectant leur production ainsi qu'à certains éléments abiotiques tels que la température, la salinité, la stratification et les polluants. Ils ont également indiqué

que *Alonaguttata*, *Moscyclopesedex*, *Cyclops* et *Aheyella* et *Trichopriatetra*, pourraient être utilisés comme indicateurs de pollution car ils ont été trouvés dans les écosystèmes aquatiques riches en phosphore et en PTE (**Ramchandra et al., 2006; Zannatul et al., 2009**)

II.2. Biomarqueur

II.2.1. Définition

Le biomarqueur, ou marqueurs biologiques, est une molécule biologique mesurable de nombreux états ou conditions individuelles (**Puntmann, 2009**). Les biomarqueurs sont également définis comme des réponses biologiques à l'ampleur de la concentration d'exposition et aux effets toxiques des contaminants environnementaux (**Parente, 2013**). Les biomarqueurs peuvent être des caractéristiques physiologiques, biochimiques, génétiques ou comportementales des organismes vivants. Les biomarqueurs deviennent le test écotoxicologique final pour voir les effets subchroniques sur les organismes (**Berniyanti, 2020**), en tant que marqueur précoce des effets xénobiotiques biologiques (**Hanson et al, 2009**) aux niveaux moléculaire, cellulaire, tissulaire et organique. La réaction initiale avant la réponse se produit au niveau organisationnel individuel ou communautaire (**Risjani, 2014; Tugiyono, 2011**).

Le développement de biomarqueurs comme système de détection de la pollution de l'eau dans l'environnement est une contribution biotechnologique essentielle pour les décideurs politiques pour gérer et contrôler la pollution. (**Tugiyono, 2011**)

Les biomarqueurs environnementaux peuvent être utilisés dans divers domaines de recherche et d'application, tels que l'évaluation de la qualité de l'eau, la surveillance de la pollution atmosphérique, l'évaluation des effets des produits chimiques sur la faune et la flore, l'évaluation des risques sanitaires liés à l'environnement, et la surveillance de l'impact des activités industrielles ou agricoles sur les écosystèmes.

Les directives de surveillance de la qualité de l'eau Australian and New Zealand Environment and Conservation Council (ANZECC) & Agriculture and Resource Management Council of Australia and New Zealand (**ARMCANZ et ANZECC, 2000**) recommandent une méthode de biomarqueurs pour indiquer l'exposition. Les dosages de biomarqueurs sont le meilleur indicateur pour observer un stress chronique du biote (**Hyne, 2003**), l'approche la plus acceptable pour identifier les réponses précoces aux contaminants (**Broeg, 2005**). Ils sont très

efficaces car ils sont plus sensibles à l'identification du stress sur les organismes qu'aux réponses de l'animal entier.

L'approche des biomarqueurs pour la surveillance environnementale utilise l'analyse chimique de la même manière qu'un bioindicateur. Cependant, les biomarqueurs sont davantage utilisés pour mesurer diverses réponses au niveau individuel, par exemple, le métabolisme, les enzymes ou d'autres composés de stress biochimiques (**Hernandez, 2019**). L'approche des biomarqueurs peut être appliquée à divers groupes d'organismes où le poisson est l'un des organismes aquatiques les plus couramment utilisés (**Kim, 2019; Luís et Salom ao, 2020**).

II.2.2. Classes de biomarqueurs

Les biomarqueurs ont été classés selon la mesure dans laquelle ils reflètent l'exposition à des facteurs de stress environnementaux ou les effets néfastes sur la santé résultant d'expositions à des contaminants.

Certains biomarqueurs peuvent également indiquer la susceptibilité aux effets néfastes des contaminants environnementaux, bien que ceux-ci n'aient pas été développés ou intégrés dans les cadres d'évaluation écologique en raison du fait qu'ils reposent en grande partie sur des bases de données génétiques bien définies et sur l'incorporation d'études épidémiologiques, qui sont des domaines d'intérêt de développement futur dans le domaine de la toxicologie aquatique. Cependant, les biomarqueurs qui reflètent à la fois l'exposition *et* les effets biologiques ont été largement intégrés dans les études sur le terrain et en laboratoire, bien que les exemples soient peu nombreux (**Taylor et Maher, 2010**).

II.2.2.1. Les biomarqueurs d'exposition

Les biomarqueurs d'exposition comprennent des paramètres qui reflètent l'exposition à une classe spécifique de polluants, c'est-à-dire que les biomarqueurs de cette classe sont spécifiques aux niveaux tissulaires de métallothionéines (**Viarengo, 1989; Viarengo, 1999**) inhibition de l'activité de la cholinestérase, (**Sturm, 1999; Rodriguez-Fuentes, 2004**) prolifération des peroxyosomes (**Cajaraville, 2003; Orbea, 2006**) oxygénases à fonction mixte, et activité EROD (**Viarengo, 1997**) sont les principaux biomarqueurs de cette catégorie.

a). L'ÉthoxyRésorufine-O-Dééthylase (EROD)

Le premier biomarqueur reconnu, a été l'activité de l'enzyme éthoxyrésorufine-O-dééthylase (EROD). Cette enzyme est une monooxygénase à fonction mixte (MFO)

dépendante du cytochrome P450. Les monooxygénases sont des enzymes permettant la biotransformation des polluants hydrophobes en composés hydrosolubles. Elles permettent l'incorporation d'un atome d'oxygène sur les structures hydrophobes par attaque radicalaire en les transformant en métabolites hydrosolubles qui pourront alors être conjugués puis excrétés. Leur induction permet de renseigner sur l'exposition des organismes cibles à des polluants majeurs de l'environnement tels que les hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAPs), les polychlorobiphényles (PCBs) et les organochlorés. L'induction est classiquement mesurée dans le foie, mais elle peut également être significative dans d'autres tissus (**Jönsson et al, 2010**)

b).Protéine du cytochrome P450A

Le cytochrome P450 Ajoue un rôle clé dans la biotransformation de polluants tels que les dioxines, les polychlorobiphényles(PCBs), et les hydrocarbures aromatiques polycycliques(HAPs). Le biomarqueur est largement utilisé chez les vertébrés et les invertébrés pour la bio-surveillance environnementale, en particulier chez les bivalves marins et les poissons. L'induction est déclenchée par le récepteur cytosolique de l'Aryl hydrocarbon hydroxylase (AHH), à la suite d'une exposition à des polluants.

Les mesures de l'induction CYP1A en termes d'activité de la 7 éthoxyrésorufine O-déséthylase (EROD, enzyme monooxygénase) est utilisée comme biomarqueur de la pollution aquatique. La mesure de l'activité enzymatique du CYP1A peut être réalisée par des techniques fluorométriques ou spectrophotométriques, et la quantité d'enzymes peut être quantifiée à l'aide de kits ELISA. (**Behrens, 2005; Binelli et al., 2006**)

c). Métallothionéines (MT)

Les métallothionéines sont des peptides que l'on trouve principalement dans le cytosol, les lysosomes et le noyau. Elles sont présentes chez de nombreux invertébrés aquatiques et de nombreuses espèces de poissons. Ce sont des peptides de faible poids moléculaire, riches en l'acide aminé cystéine (qui contient un groupe thiol (-SH)). Le groupe thiol permet aux MT de lier les métaux lourds (**Roeva, 1999; Cosson et Amiard, 2000**). Les métallothionéines peuvent être induites par des métaux essentiels et non essentiels dans les organismes aquatiques (mollusques, crustacés, etc.). L'induction des MT entraîne des changements dans plusieurs processus biochimiques qui pourraient être utilisés comme biomarqueurs de

l'exposition et de l'évaluation de la pollution dans le milieu aquatique. (**Petrovic, 2001 ; Zhang et Wang, 2005**)

d). L'inhibition de l'acétylcholinestérase (AChE)

L'acétylcholinestérase (AChE) est utilisée depuis longtemps comme biomarqueur de l'exposition aux pesticides carbamates et organophosphorés, ainsi que de leurs effets, tant chez les poissons que chez les invertébrés (**Fulton et Key 2001; Klumpp et al., 2002**), bien qu'il ne soit pas toujours aussi efficace un biomarqueur pour les mollusques en raison des comportements d'évitement (**Cooper et Bidwell, 2006**). L'inhibition de l'AChE est un biomarqueur rare et à certains égards idéal car il indique à la fois l'exposition et les effets. L'inhibition peut être liée à la fois à une diminution de l'endurance à la nage et à la survie, bien que les relations exactes entre ces liens tendent à être spécifiques à l'espèce (**Fulton et Key, 2001**). On pense également que l'exposition aux pesticides et l'inhibition de l'AChE contribuent au faible rétablissement de certaines populations de saumon du Pacifique (**Laetz et al., 2009**).

II.2.2.2. Les biomarqueurs d'effet

Comprennent les changements biochimiques ou physiologiques dans les tissus cibles qui se produisent à la suite d'une exposition. Ils donnent une appréciation d'un effet toxicologique sur les organismes et sont directement liés au risque d'effets néfastes sur la santé (**Salibián et Ferrari, 2007**)

a). Biomarqueurs de génotoxicité

a.1). Dommages à l'ADN

Comprend généralement des biomarqueurs liés aux ruptures simple et double brin, aux bases modifiées, aux liaisons croisées ADN-ADN et aux liaisons croisées ADN-protéine. L'éluotion alcaline et le test COMET sont deux des biomarqueurs bien connus de cette catégorie (**Batel et al., 1994**).

a.2). Formation de micronoyaux

Le test du micronoyau (MN) est une technique cytogénétique couramment utilisée pour l'évaluation des effets génotoxiques causés par des facteurs de stress chimiques. Les micronoyaux se forment au cours de la division cellulaire lorsque des chromosomes complets ou fragmentaires ne sont pas incorporés dans les noyaux filles, formant de petits noyaux supplémentaires. Le test consiste en la notation des cellules contenant un ou plusieurs

micronoyaux cytosoliques en plus du noyau principal. (Bolognesi, 1999; Majone et al, 1990; Scarpato et al., 1990) ainsi que dans différents types de cellules de poissons (Al-Sabti et Metcalfe., 1995; Arkhipchuk, 2005; Barsiene et al, 2006)

b). Biomarqueur de trouble de la reproduction

Divers composés peuvent affecter la reproduction par interférence avec le système hormonal : les perturbateurs endocriniens. Les biomarqueurs histologiques et biochimiques reflètent les effets de ces substances.

Les paramètres histologiques pour l'évaluation des changements dans le développement des gonades sont souvent utilisés dans les études sur les mollusques et les poissons. Les biomarqueurs évaluant le développement des gonades (tels que «l'indice simple des gonades» ou «les changements dans la structure du tissu des gonades») sont utiles, donnant des indications sur les effets de la pollution sur les performances de reproduction des animaux. (Lowe et Pipe, 1985; Kime, 1995; Minier, et al., 2000; Van et al., 2003; Aarab et al., 2006) .

Les biomarqueurs biochimiques de la perturbation endocrinienne sont les « niveaux de vitellogénine », les « protéines de la zone rayonnante » (Haux et al., 1988; Spies et al., 1990) et « l'équilibre des hormones stéroïdiennes » (Karels et al., 1998) ont été considérés comme des outils utiles pour évaluer la perturbation endocrinienne causée par les produits chimiques chez les poissons (Armstrong, 1990; Martin-Skilton et al., 2006).

b.1). Vitellogénine

La vitellogénine est une glycolipoprotéine qui joue un rôle crucial dans la reproduction des animaux ovipares, notamment chez les insectes et les mammifères non mammaires. La vitellogénine (Vtg) est un test proposé par l'OCDE pour les poissons mâles et juvéniles. Par exemple, des poissons zèbres mâles adultes *Danio rerio* sont utilisés dans un système d'écoulement pendant 8 jours, exposés au 17 β -estradiol (E2) ou au 17 α -éthynylestradiol (EE2) et comparés à la sensibilité de la vitrine induite par les œstrogènes. Les mollusques et autres espèces de poissons peuvent être utilisés pour tester les effluents pollués par des composés oestrogéniques. (Palmer et Palmer, 1995).

c). Les Biomarqueurs du stress oxydatif

Les biomarqueurs du stress oxydatif représentent une sous-classe unique de biomarqueurs d'effets qui ont été appliqués de manière incohérente dans les études aquatiques.

Tous les systèmes biologiques génèrent des espèces réactives de l'oxygène (ROS) et d'autres oxydants au cours de leur métabolisme aérobie et de la production d'énergie dans les mitochondries. Les polluants ayant un potentiel d'oxydoréduction peuvent produire des quantités croissantes de ROS chez les espèces marines dans les zones polluées. Tous les systèmes biologiques sont détoxifiés des ROS par des défenses antioxydantes enzymatiques et non enzymatiques qui sont ubiquitaires dans les tissus de la plupart des espèces animales. Les défenses antioxydantes des organismes aquatiques ont fait l'objet d'un examen approfondi **(Giulio, 1995; Valavanidis, 2006)**.

Les organismes aquatiques contiennent un complément complet d'enzymes antioxydantes qui comprennent des défenses antioxydantes, y compris des composants enzymatiques (par exemple, la superoxyde dismutase (SOD), la catalase et les glutathion peroxydases) ainsi que des antioxydants à petites molécules (par exemple, le glutathion). Les défenses antioxydantes pouvant être quantitativement altérées lors d'une exposition à des contaminants, cela a conduit à leur exploitation comme biomarqueurs sur le terrain **(Livingstone, 2001; Pandey et al., 2003; Banni et al., 2005; Farombi et al., 2007)**. Une rupture des procédures de détoxification des antioxydants avec un potentiel d'effets d'ordre supérieur a également été observée pour les métaux dans les bivalves **(Taylor et Maher , 2010)**.

Les enzymes antioxydantes protectrices et leurs cofacteurs non enzymatiques (par exemple, le GSH) peuvent être recouverts lorsque le niveau de stress oxydatif tissulaire est élevé, ce qui peut entraîner l'accumulation de sous-produits métaboliques reflétant les dommages oxydatifs. Ces sous-produits métaboliques comprennent des pigments oxydés tels que la lipofuscine, des membranes cellulaires peroxydées et leurs produits de dégradation membranaire (peroxydes lipidiques, malondialdéhyde) ainsi que des dommages oxydatifs à l'ADN et aux protéines. Ces produits secondaires des dommages oxydatifs peuvent initialement compromettre la capacité de l'organisme à maintenir des processus métaboliques normaux et, sous stress oxydatif chronique, aux états pathologiques mentionnés.

La peroxydation lipidique, en particulier, a été régulièrement mesurée dans des études sur le terrain pour refléter les dommages oxydatifs induits par des produits chimiques.

Chapitre III

Matériel et méthodes

III. Description de la zone d'étude

III.1. Présentation de la zone d'étude

III.1.1. Délimitation du barrage

Le barrage de Beni Haroun est situé à l'aval de la confluence d'Oued Rhumel et Oued Endja (nord-ouest de la région de El-Grarem wilaya de Mila) à une quarantaine de kilomètres au nord de Constantine et une distance équivalente par rapport à l'embouchure d'Oued Kebir (mer Méditerranée). Sa mise en eau a commencé en out 2003 et se poursuit lentement par étape jusqu' à ce jour. (ANBT, 2008)



Figure III.1 : localisation de barrage Beni Haroun.



Figure III.2 : Bassin du barrage Beni Haroun.

III.1.2. L'hydrographie de la région d'étude

La région de Beni Haroun se trouve au sein du bassin versant Rhumel-Kebir pour cela, nous avons jugé utile de procéder d'abord à l'étude hydrologique de ce bassin. Cette étude est faite par **Mebarki 1982**, nous a servi de document principal pour la description de l'hydrologie du milieu.

Le bassin versant Kebir-Rhumel se caractérise par un réseau hydrographique assez dense formé essentiellement de deux grandes sous bassins.

Le sous bassin de Rhumel (170km), drainant une superficie de 5315Km², prend sa source vers 1160m dans les marges méridionales du tell, au nord-ouest de Blaa, il traverse les hautes plaines constantinoises, avec une orientation sud-ouest, nord est jusqu'à Constantine. Là il change brusquement de direction et tourne presque à angle droit pour couler en oblique vers le nord –ouest et confluer avec l'Oued Endja aux environs de Sidi-Marouane. Le long de son chemin, Oued Rhumel collecte quelques affluents entres autres : Oued Derki, Oued Athménia, Oued Seguin, Oued Bou-Merzoug, Oued Smendou et Oued El-Ktone. Le sous bassin d'Oued Endja (140 Km) drainant une superficie de 2160Km² a sa source près de Douar Tassadane situé au nord-ouest de Ferdjioua. Il suit une direction sud-ouest à travers les reliefs

montagneux du Tell, parallèlement à la chaîne numidique qui le borde au nord. Cet Oued voit grossir son débit régulièrement par l'intermédiaire des affluents d'Oued Bouslah, Oued Rama, Oueds (Redjas, Melah et Kebir).

III.1.3. Contexte géologique

Un cours d'eau, siège de transport d'éléments de diverses natures verra ses paramètres physicochimiques fortement influencés par la nature géologique des terrains drainés.

Le bassin versant Kebir-Rhumel est composé de domaines géologiques très différents : le domaine des plaines plio-quaternaires et des horsts calcaires (Hautes Plaines), le bassin néogène à dominance argileuse de Constantine-Mila, le domaine des nappes « Tectoniques » de Djemila (marnes et calcaires-marneux), la dorsale kabyle (calcaires Jurassiques) et les massifs gréseux numidiens et enfin le domaine du socle granitique et Cristalloyphyllien de la petite Kabylie d'El Milia (**Mebarki, 1982**).

III.1.4. Aperçu climatique du bassin de Beni Haroun

La bonne connaissance des conditions climatiques de la zone d'étude, et de ces caractéristiques joue un rôle majeur dans la compréhension de l'évolution des éléments chimiques, et dans le comportement hydrologique des cours d'eau (**Debieche, 2002**).

a) Climatologie de la zone d'étude

Notre zone d'étude est caractérisée par un climat de type méditerranéen, son régime climatique dépend de deux paramètres principaux : la précipitation météorologique et la température.

b) Les précipitations

La pluie est un facteur climatique très important qui conditionne l'écoulement saisonnier et influence directement le régime des cours d'eau ainsi que celui des nappes aquifères. La région d'étude est considérée parmi les régions arrosées avec une moyenne de l'ordre de 641.5mm/an. Les précipitations sont également variables et irrégulières d'une année à l'autre. La saison hivernale est la plus pluvieuse avec une moyenne de 104.86 mm/mois et un pic au mois de.

c) Température

Les moyennes mensuelles les plus élevées sont observées essentiellement pendant la période d'été (Juin –Septembre) avec des températures variant de 25 à 28 °C. Par contre les températures les plus basses, de 9.7 à 13°C, sont observées pendant la période d'hiver (décembre à mars) avec un minimum pendant le mois de janvier 9.7 °C. Les autres mois présentent des températures intermédiaires (14 à 22°C). Ces caractéristiques de la température, d'un point de vue hydrochimique, nous indiquent que pendant la période d'été, les valeurs élevées de la température vont provoquer une évaporation accrue de l'eau ce qui conduit à une augmentation de la concentration des éléments chimiques dans le barrage. **(Station météorologique du barrage de Beni Haroun, 2008).**

III.1. 5. Description de l'ouvrage

Le barrage Beni Haroun est considéré comme l'un des plus grands projets réalisés à ce jour sur le plan national. Situé au cœur d'un grand complexe hydraulique est conçu en BCR (Béton compact roulé). Sur le plan technique, il atteint les 120 m de hauteur à partir de la fondation, une longueur de 710 m en crête, avec une capacité de retenue normale de 960 millions de m³ /an. Son bassin versant est estimé à 7725 Km², et sera d'un apport annuel moyen d'environ 730m³/an avec un volume régularisé de 435 millions de m³/an.



Figure III.3 : Vue aval du barrage de Beni Haroun.



Figure III.4 : Vue amont du barrage Beni Haroun.

III.1. 6. Intérêt socioéconomique

Selon les responsables de l'Agence Nationale des Barrages, la ressource mobilisée par le barrage, est en mesure de faire face aux besoins d'alimentation en eau potable et industrielle, à l'horizon 2030, de plusieurs wilayat de la région (Mila, Constantine, Oum El Bouaghi, Batna, Khenchela et également El Milia dans la wilaya Jijel, intégrée dans le cadre de la future connexion du barrage de Boussiaba au système d'aménagement de Beni Haroun). Elle permet, par ailleurs, de fournir un surplus pour l'équipement de nouveaux périmètres d'irrigation dans les Hautes plaines Sud-constantinoises (Teleghma, Chemora, Touffana-Remila et Batna-Ain Touta), d'une superficie totale d'environ 40 000 Ha (ANBT).

Prospection de la région d'étude

Les premières étapes pour commencer avec notre sujet sont :

- Recherche bibliographique.
- Visites effectuées auprès des ANBT, ONA et station de pompage d'Ain Tin.
- Direction de la pêche et de l'aquaculture
- Choix des paramètres et détermination de la méthodologie de travail.
- Visites de la zone d'étude (barrage de Beni Haroun) durant le calendrier suivant :
Février 2023 ,5 mars 2023 et 15 mars 2023.

L'objectif de ces visites est le choix des points d'échantillonnage, des méthodes de prélèvement et des outils d'échantillonnage. Collecte de documents et des informations concernant notre sujet.

III.2. Prélèvement des échantillons

III.2 .1. Prélèvement des eaux de Barrage

Les prélèvements simultanés d'eau du barrage Beni Haroun ont été effectués le 27/04/2023, un seul échantillon d'eau a été prélevé sur chaque site. Les échantillons d'eau de barrage ont été prélevés à une profondeur de 30cm sous l'interface air-eau dans des bouteilles en plastique de 1,5 litre (destiné aux analyses physico-chimiques). Au moment du prélèvement, les bouteilles sont rincées plusieurs fois avec de l'eau à prélever.

Tableau III.1: Localisation des sites d'échantillonnage.

Sites	Code	Latitude N	Longitude E
St1	B-FR	36°30'37	6°18'17
St2	OK01	36°29'45	6°06'19
St3	B-GUIG	36°29'25	6°19'32
St4	B.ZEG	36°29'36	6°08'21
St5	B-DIG	36°34'00	6°16'33



Figure III.5 : Echantillons d'eau de barrage prélevés.

III.2 .2 Analyses physico-chimiques

Les paramètres physico chimiques, sont analysés au niveau du laboratoire d'analyse environnementale du Centre de Recherche en Biotechnologie (CRBt), Constantine :

- La conductivité électrique (CE) en mS/cm ;
- Le potentiel hydrogène (pH) ;
- Les matières en suspension (MES) en mg/L ;
- Les nitrites (NO₂⁻) en mg/L ;

- Les nitrates (NO_3) en mg/L ;
- Les orthophosphates en mg/L (H_3PO_4) ;
- La demande chimique d'oxygène (DCO) en mg/L ;
- La demande biochimique d'oxygène (DBO) en mg/L.

Matériels utilisés

- Centrifugeuse (modèle BIOFUGE STRATOS).
- Spectrophotométrie (modèle Cary 60 UV- VIS).
- Appareil portable multi-paramètres
- Dessiccateur (modèle DURAN).
- Bain-marie (modèle JULABO).
- Etuve (modèle MEMMERT).
- Bloc Chauffant (modèle CR2200).
- Agitateurs magnétiques à plaque chauffante.
- Micropipette.
- Pipette graduée.
- Hotte chimique Sorbonne (modèle EQUIPLAO).

III.2 .2.1 Mesure du PH

Le pH est pris avec un pH mètre électrométrique, en plongeant l'électrode dans l'eau à environ 6 à 8 cm de la surface. Le pH mètre est étalonné avec des solutions à pH 4,7 et pH 9. Les résultats sont exprimés en unités pH .



Figure III.6: Mesure de pH.

III.2 .2.2. Mesure de la conductivité électrique

La conductivité électrique a été mesurée à l'aide d'un conductimètre de laboratoire L'appareil est préalablement étalonné avec des solutions de chlorure de potassium (KCL) (NF T90-031). Les résultats sont donnés en $\mu\text{s}/\text{cm}$

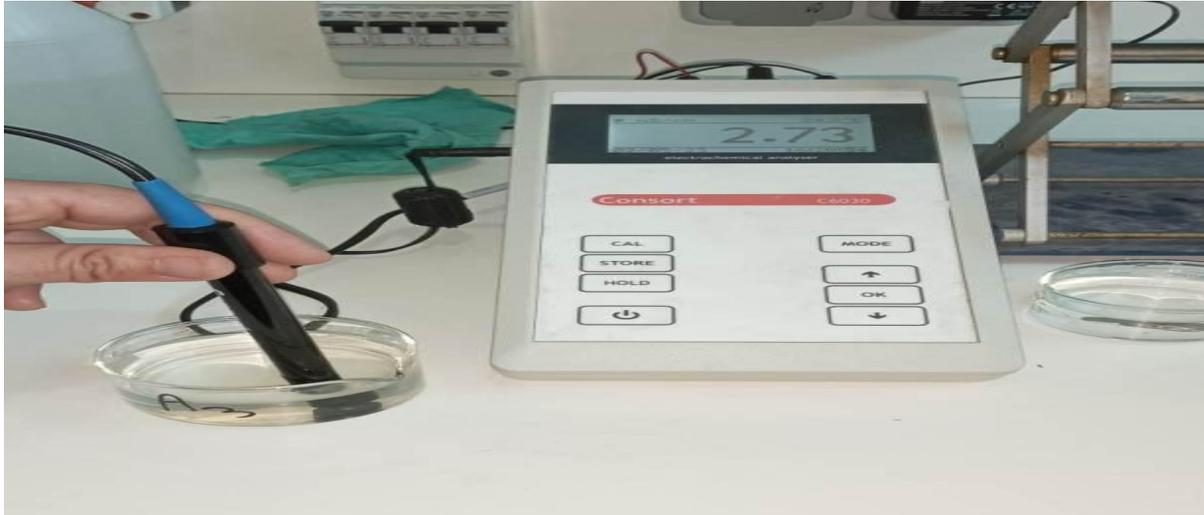


Figure III.7: Mesure de la conductivité électrique CE.

III.2 .2.3. Dosage des MES par méthode de filtration

La matière en suspension (MES) a été déterminée par méthode de filtration sous vide sur des membranes de filtre de verre comme décrit par **Rodier et al, 2009**.

NB : en raison de manque des membranes de filtre en verre, nous avons les remplacés par des membranes de filtre en nitrate de cellulose

Principe

L'eau à analyser est filtrée sur une membrane en nitrate de cellulose de porosité 0,45 μm (préalablement pesée vide), les résidus sur cette dernière sont pesés après séchage et le rapport de la différence de masse sur le volume d'eau filtré donne la valeur MES en mg/l

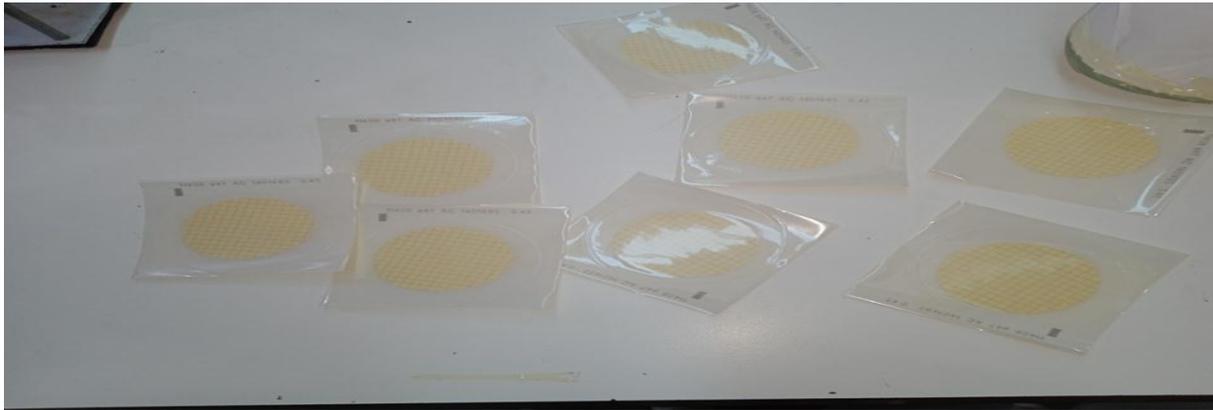


Figure III.8: Filtres en nitrate de cellulose de porosité 0,45 μm .



Figure III.9: Pompe sous vide pour filtration des MES.

Mode opératoire

- Prendre un filtre de nitrate de cellulose et le marquer avec précaution pour ne pas le perdre ;
- Laver le filtre à l'eau distillée, en suite sécher ce filtre dans l'étuve à 105°C pendant 1 heure ;
- Après le séchage, placer le filtre dans un dessiccateur pour le protéger contre l'humidité ;
- Peser le filtre et noter sa masse à vide M_0 ;
- Placer le filtre sur la rampe de filtration ;
- Agiter bien l'échantillon avant de le verser dans la rampe de filtration ;
- Prélever 100 ml de l'échantillon et le transvider sur le filtre ;

- Procéder à la filtration : le volume filtré ne doit pas dépasser 1 litre et la filtration ne doit pas durer plus de 1/2 heure ;
- Récupérer le filtre après filtration, puis le placer dans l'étuve à 105°C pendant 24 h ;
- Peser le filtre de nouveau et noter sa masse M1.



Figure III.10 : Séchage de filtre dans l'étuve.



Figure III.11: Dessiccateur.

Expression des résultats

Le rapport entre la différence des masses et le volume filtré donne la concentration de matières en suspension dans l'échantillon selon la formule suivante :

$$[\text{MES}] = \frac{M1 - M0}{V} \text{mg/l}$$

[MES] : concentration de MES en mg/l.

M0 : masse du filtre avant filtration.

M1 : masse du filtre après filtration.

V : volume d'échantillon filtré en l.

III.2 .2.4 Dosage des nitrites (NO₂) en mg/L (RODIER, 2009)**Principe**

L'acide sulfanilique en milieu chlorhydrique, en présence d'ion ammonium et de phénol, forme avec les ions NO₂- un complexe coloré jaune dont l'intensité est proportionnelle à la concentration en nitrites

Réactifs utilisés

Ammoniaque pure = 0,925.

-Réactif de Zambelli:

Acide chlorhydrique pur	1,19... .. 260 ml
Acide sulfanilique5g
Phénol cristallisé7,5g
Chlorure d'ammonium135g
Eau distillée625g

La Préparation réactif de Zambelli

Introduire dans une fiole jaugée d'un litre, l'acide chlorhydrique et l'eau distillée. Puis y dissoudre l'acide sulfanilique et le phénol en chauffant légèrement au bain-marie. Après dissolution complète ajouter le chlorure d'ammonium et agiter jusqu'à dissolution.

Mode opératoire

- Prélever 50ml d'eau à analyser
- Ajouter 2ml de réactif de Zambelli.
- Agiter et laisser au repos 10 minutes.

Effectuer la lecture au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 435nm, tenir compte de la valeur pour du témoin. Se reporter à la courbe d'étalonnage.

- Solution mère étalon 0,23g/L.
- Nitrate de sodium 0,0345g/100mL.

- Solution fille étalon 0,0023g/L.
- 1ml de la SM+ 100ml eau distillée

Tableau III .2 : Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en nitrites ($\lambda= 435 \text{ nm}$).

	T	1	2	3	4	5	Échantillon
SF 0.0023 g/l (ml)	0	1	5	10	15	20	50ml
Eau (ml)	50	49	45	40	35	30	
R. Zambelli (ml)	2	2	2	2	2	2	2
Attendre 10 min							
Ammoniaque pure (ml)	2	2	2	2	2	2	2
Concentrations mg/L	0	0.046	0.23	0.55	0.69	0.92	

Expression des résultats

La courbe donne directement la teneur en Nitrate de sodium exprimée en mg/L, pour obtenir la teneur en nitrite (NO₂).

III.2 .2.4 Dosage de nitrate en (NO₃) en mg /L (RODIER, 2009)

Principe

En présence des salicylates de sodium, les nitrates donnent du paranitrosalicylate de sodium, coloré en jaune et susceptible d'un dosage colorimétrique.

Réactifs

- a). Solution de salicylate de sodium à 0.5 %, à renouveler toutes les 24 heures.
- b). Acide sulfurique concentré. (d=1.84)
- c). Solution d'hydroxyde de sodium et de tartrate double de sodium et potassium :

Hydroxyde de sodium.....400 g

Tartrate double de sodium et de potassium.....60 g

Eau distillée.....q.s.p. 1000ml

-Faire dissoudre les sels dans l'eau.

-Laisser refroidir et compléter à 1000 ml.

-A conserver dans un flacon en polyethylene.

d). Solution mère étalon d'azote nitrique à 0.1 g/l :

- Nitrate de potassium anhydre.....0.722 g
- Eau distillée.....q.s.p.1000ml

-Solution fille étalon d'azote nitrique à 0.005g/l.

- Amener 50 ml de la solution mère à 1000 ml avec de l'eau distillée.

Tableau III .3 : Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en nitrates ($\lambda= 420$ nm)

Dans une série de capsules de 60 ml, introduire successivement :

Numéro de capsules	T	I	II	III	IV
Solution étalon d'azote nitrique à 0.005 g/l (ml)	0	1	2	5	10
Eau distillée (ml)	10	9	8	5	0
Correspondance en mg/l d'azote nitrique	0	0.5	1	2.5	5
Solution de salicylate de sodium (ml)	1	1	1	1	1

Mode opératoire

- Introduire 10 ml d'eau à analyser dans une capsule de 60 ml (pour des teneurs en azote nitrique supérieures à 10 mg, opérer à une dilution).

-Ajouter 1 ml de solution de salicylate de sodium

-Evaporer à sec dans une étuve portée à 75-80°C (ne pas surchauffer, ni chauffer trop longtemps), puis laisser refroidir.

-Reprendre le résidu par 2ml d'acide sulfurique concentré en ayant soin de l'humecter complètement.

-Attendre 10 minutes, ajouter 15 ml d'eau bi-distillée puis 15 ml de la solution d'hydroxyde de sodium et de tartrate double de sodium et de potassium qui développe la couleur jaune.

Expression des résultats

La courbe donne directement la teneur en azote nitrique exprimée en mg/L, pour obtenir la teneur en nitrate (NO₃).

III.2 .2.5 Dosage des orthophosphates en mg/L (PO_4^{3-}) (RODIER, 2009)**Principe**

En milieu acide et en présence de molybdate d'ammonium, les ions orthophosphates donnent un complexe phosphomolybdique qui, après réduction par l'acide ascorbique, développe une coloration bleue susceptible d'un dosage spectrométrique.

Le développement de la coloration est accéléré par l'utilisation d'un catalyseur, le tartrate double d'antimoine et de potassium.

Réactifs

- Solution d'acide sulfurique ($d=1.84$).
- Solution de molybdate d'ammonium à 4%.
- A conserver en flacon de polyethylene à 4°C.
- Solution d'acide ascorbique à 2%.
- Solution de tartrate double d'antimoine et de potassium à 0.28%.

Réactif combiné

- Solution d'acide sulfurique50 ml
- Solution de tartrate double d'antimoine et de potassium.....5 ml
- Solution de molybdate d'ammonium15 ml
- Eau distillée100ml

Mode opératoire

- 20 ml échantillon Ajuster à pH 7
- 4ml de réactif combiné
- 1 ml acide ascorbique
- Compléter le volume à 25 ml
- Après 30 min stabilisation de la coloration, Effectuer les lectures au spectrophotomètre à une longueur d'onde entre 703 nm

Préparation de la courbe d'étalonnage

- Solution de phosphore 50 mg/L. (solution mère)
- Di-hydrogéo-phosphate 219,7 mg séché à 100° + 99mL eau déionisée + 1 ml solution acide sulfurique 15%.

Tableau III.4: Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en orthophosphate ($\lambda= 703$ nm)

N° Fiole.	T	1	2	3	4	5
Solution étalon 1mg/L (diluer la SM 1/50) (ml)	0	1	5	10	15	20
Eau distillée (ml)	20	19	15	10	5	0
Cons de P en mg	0	0.001	0.005	0.010	0.015	0.020

NB : Le Spectrophotomètre Modèle CARY 60 UV-VIS est utilisé pour l'analyse des nitrites et nitrates, orthophosphates



Figure III.12: Spectrométrie

Expression des résultats

La courbe donne la teneur en phosphore, exprimée en mg pour la prise d'essai.

III.2 .2.6 Demande biologique en oxygène DBO (NF EN 1899-1)

La DBO mesure la quantité d'oxygène dissous requise par les micro-organismes aérobies pour dégrader la matière organique présente dans l'eau. Elle est exprimée en milligrammes d'oxygène par litre (mg/L) ou en pourcentage de la concentration initiale d'oxygène dissous (% de saturation).

Principe

La mesure de la DBO est réalisée en incubant un échantillon d'eau dans des conditions aérobies, généralement à une température contrôlée (20 °C) et dans l'obscurité. Au cours de cette période d'incubation (généralement 5 jours), les micro-organismes présents dans l'échantillon utilisent l'oxygène dissous pour dégrader la matière organique. La diminution de la concentration d'oxygène dissous dans l'échantillon est ensuite mesurée, ce qui permet de déterminer la DBO.

Mode opératoire

- Prendre 250 ml d'eau chaque échantillon.
- Transférez les échantillons dans des flacons de DBO avec HCL conformes à la norme AFNOR (NF EN 1899-1), (Les flacons de DBO doivent être en verre ambré, avec un volume précis et équipés d'un bouchon hermétique).
- Placez les flacons de DBO dans un incubateur à une température de 20 ± 1 °C pendant 5 jours.
- Après l'incubation, utilisez l'oxymètre pour mesurer la concentration d'oxygène dans les échantillons.



Figure III.13: incubateur pour Dosage de la DBO5

III.2 .2.6 La demande chimique en oxygène (DCO)

Principe

La matière oxydable contenue dans un échantillon est oxydée par chauffage à reflux en milieu fortement acide avec une quantité connue de bichromate de potassium dans une éprouvette fermée.

La matière oxydable dans l'échantillon qui réagit avec le bichromate de potassium provoque un changement de couleur dont l'absorbance est proportionnelle à la quantité de bichromate de potassium réduit et se mesure en équivalent d'oxygène

Réactif

- Acide sulfurique, H_2SO_4
- Bichromate de potassium, $K_2Cr_2O_7$
- Sulfate mercurique, $HgSO_4$
- Sulfate d'argent, Ag_2SO_4
- Biphthalate de potassium, $KHC_8H_4O_4$

Préparation de solution digestion

- Peser environ 10,20 g de $K_2Cr_2O_7$ préalablement séché à $105^\circ C$ pendant 2 heures, puis la dissoudre dans 500 ml d'eau.
- Ajouter doucement 167 ml de H_2SO_4 .
- Peser 33,30 g de $HgSO_4$.
- Agiter jusqu'à dissolution complète, laisser refroidir et compléter à 1 000 ml avec d'eau.

Préparation réactif acide

Dans une bouteille d'acide sulfurique dont le poids d'acide est connu, verser 5,50 g d' Ag_2SO_4 / kg d'acide sulfurique. Laisser reposer 1 à 2 jours pour que l' Ag_2SO_4 soit complètement dissous.

Mode opératoire

- Homogénéiser bien l'échantillon ;
- Prélever à l'aide d'une pipette 2,5 ml d'échantillon et l'introduire dans un tube ;
- Ajouter lentement 1,5 ml de la solution de digestion à l'aide d'une burette automatique dans chaque tube ;
- Ajouter lentement 3,5 ml du réactif acide à l'aide d'une burette automatique dans chaque tube et visser fermement le bouchon.
- Porter à reflux dans un bloc chauffant à une température de $150^\circ C \pm 2^\circ C$ pendant

- une période de 2 heures ;
- Laisser refroidir à la température ambiante ;



Figure III.14: Bloc Chauffant pour dosage de le DCO.

Préparation de la courbe d'étalonnage

Solution mère de biphthalate de potassium 10 000 mg/l O₂

Solution Fille de biphthalate de potassium 100 mg/l O₂ 1 ml solution mère dans 100ml d'eau distillé

Tableau III.5 : Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en DCO ($\lambda= 420$ nm).

	T	1	2	3	4
SF(100mg/l) ml	0	2	6	14	20
Eau distillé ml	20	18	14	6	0
Solution d'acide sulfurique 9N (0.5ml)					
Solution digestion 1.5 ml					
Concentration mg/l	0	10	30	70	100

III .3. Le modèle biologique

III.3.1. La Brème *Abramis brama* (Linnaeus, 1758)

La brème est du genre *Abramis*, appartenant à la famille des Cyprinidés. Selon Nilson (1994), la position systématique de notre espèce ichtyologique est la suivante :

Embrenchement : Chordata (Haeckel, 1874)

Classe : Actinopterygiens (Klein, 1885)

Ordre : Cypriniformes (Bleeker, 1859)

Famille : Cyprinidae (Rafinesque, 1815)

Genre : *Abramis* (Cuvier, 1816)

Espèce : *Abramis brama* (Linnaeus, 1758).



Figure III.15 : Photo de la brème *Abramis brama*.

Morphologie

Les Brèmes se reconnaissent au premier coup d'œil à leur corps comprimé et généralement très élevé et à leur nageoire anale forte longue. Néanmoins d'autres caractères moins frappants doivent encore être notés. La nageoire dorsale assez courte est tronquée très obliquement d'avant en arrière, la nageoire caudale est profondément échancrée, avec son extrémité inférieure beaucoup plus longue que l'extrémité supérieure. (Blanchard, 1866).

L'espèce *Abramis brama* est caractérisée morphologiquement par un corps très fortement comprimé latéralement, bouche sans barbillon, grandes écailles, dorsale à rayons mous et anale longue à rayons mous, dents pharyngiennes soumises à remplacement saisonnier.

Habitat

Ce poisson est un habitant des eaux douces de l'Europe, de l'Asie occidentale et de l'Afrique du Nord, préférant les lacs, les étangs, les rivières à courant lent et les canaux. Il est capable de s'adapter à une grande variété de conditions environnementales, y compris les eaux légèrement saumâtres. La brème est connue pour sa tolérance à des températures extrêmes, ce qui lui permet de survivre dans des eaux froides ou chaudes (**Froese et Pauly, 2021**)

Régime alimentaire

La grande brème est un poisson benthophage, fouisseur des fonds vaseux à la recherche des proies animales (vers Oligochètes, et surtout larves d'insectes Chironomides). Elle peut aussi être un consommateur de débris de plantes aquatiques parfois mélangés à des particules de sédiment (vase, sable). Durant ses 3 premières années de vie, elle est zooplanctonophage et consomme surtout des crustacés zooplanctoniques: Copépodes et Cladocères. Les adultes âgés sont parfois ichtyophages (**Bruslé et Quignard, 2001**).

La reproduction

Elle se reproduit généralement en mai- juin (**Diamond, 1985 ; Philippart, 1989**). La ponte débute quand la température de l'eau atteint 14-15 °C. Elle se poursuit avec des températures plus élevées (19-20°C). Les sites de ponte sont principalement situés en rive concave. De plus, elle bénéficie de l'ombrage de grands arbres pendant les heures chaudes (**Poncin, 1993**). La femelle projette ses ovules sur la végétation. Ceux-ci sont immédiatement fécondés par ses partenaires. Les œufs, ainsi collés à un substrat, mettront 3-4 jours à 16-20° C pour se développer (**Poncin, 1993**).

Distribution

La Brème commune est très largement distribuée en Europe sur les zones de plaine, principalement sur la partie Centrale et Orientale. On la retrouve du Nord de l'Europe aux Alpes et le Nord des Pyrénées. Cependant, elle est absente des zones de montagne et des régions chaudes (Espagne, sud de l'Italie, ouest de la Grèce) (**Chiaramonte et Monnier, 2014**).

III .3.2. Barbeau *Barbus callensis* (Valenciennes, 1842)

Position systématique

Sur le plan systématique et le statut spécifique des barbeaux en Algérie et en Afrique du nord en général, il existe des divergences sur les notions d'espèce et de sous-espèce (Doadrio, 1994 ; Azeroual et al., 2000). Bouhadad (1993) reconnaît, cinq espèces de barbeaux qu'il répartit en deux groupes. Le premier est formé par *Barbus callensis* et *B. setivimensis* (Pellegrin, 1921), et fréquente la plupart des rivières du Tell et des hauts plateaux. Le second est formé par *Barbus antinorii*, *B. biscarensis* (Boulenger, 1911) et *B. figuigensis* (Pellegrin, 1939) ; il caractérise les systèmes aquatiques sahariens (Brahmia, 2016). Une étude du polymorphisme moléculaire (Machordon et al., 1998) a montré que l'espèce *Barbus callensis* (Valenciennes, 1842) regroupe en fait deux espèces : *B. callensis* (Pellegrin, 1921) dont l'aire de répartition se limite à la région d'El-Kala et *B. setivimensis* (Pellegrin, 1939) qui occupe le reste de l'Algérie du Nord (Brahmia, 2016). Selon Nelson (1994) :

Embranchement : Chordata (Haeckel, 1874)

Classe: Actinopterygiens (Klein, 1885)

Ordre: Cypriniformes (Bleeker, 1859)

Famille: Cyprinidae (Rafinesque, 1815)

Genre: Leuciobarbus (Doadrio, 1990)

Espèce: *Barbus callensis* (Valenciennes, 1842).

Description

Le genre *Barbus* est caractérisé par :

- Un corps fusiforme, plus au moins comprimé, recouvert d'écailles cycloïdes, dont le nombre et les stries radiales servent de critères de détermination systématique.
- Un œil petit, une bouche bordée d'épaisses lèvres mobiles et munies de deux paires de barbillons, d'où le nom de barbeau. Une ligne latérale habituellement présente et complète.

- Une nageoire dorsale à dernier rayon simple osseux denticulé ou non, dont la forme et les dimensions servent à la diagnose. Des os pharyngiens bien développés et pourvus des dents, *Barbus callensis* possède une couleur brune jaunâtre à éclat métallique, le ventre argenté, les jeunes sont souvent mouchetés de noir, les écailles sont moyennes, la ligne latérale est complète et compte 43 ± 3 écailles (**Chaouchi et Ben Hassine, 1998**).

La nageoire dorsale porte 4 rayons osseux simples, dont le dernier est épineux et denticulé dans sa partie inférieure. Sa longueur totale est de 25 cm en moyenne et elle peut atteindre 40 cm (**Kraïem, 1983**).



Figure III.16 : Photo de Barbeau *Barbus callensis*.

Habitat

Le barbeau est fréquent dans les cours d'eau permanents ou même temporaires, où il se réfugie, lors de l'assèchement estival. *Barbus callensis* préfère notamment les rivières à fond caillouteux, aux eaux courantes bien oxygénées, mais tolère aussi la vie dans les cours d'eau à fond vaseux, plus profonds. Le barbeau s'est bien adapté à la vie dans les retenues des barrages et dans les lacs collinaires, où il a connu une grande prolifération (**Brahmia, 2016**).

Régime alimentaire

C'est un poisson de fond, se nourrit principalement de proies animales qu'il découvre en fouillant le substrat. Il cherche sa nourriture au crépuscule et pendant la nuit. Durant la

journee, il est surtout actif après un orage, lorsque les eaux tumultueuses apportent sur leurs passages de petits organismes. Il se nourrit principalement avec des larves d'insectes, des algues et quelques débris de végétaux pour les tailles les plus petites. Par contre, les adultes peuvent en plus consommer des crustacés. Il s'agit donc d'un régime alimentaire essentiellement omnivore et phyto-macrobenthophage (**Kraïem, 1994**).

Reproduction

Il fraye du printemps jusqu'à l'été suivant la région ; la ponte s'effectue en général sur un fond de cailloux ou de graviers. L'éclosion des œufs se produit deux semaines après la fécondation (**Poncin et al., 1987**). Au moment de fraie, les caractères sexuels secondaires se manifestent chez le mâle de certaines espèces par l'apparition de tubercules blanchâtres sur le corps. *Barbus callensis*, est constituée de deux fractions : l'une sédentaire n'affectant pratiquement pas de déplacement, l'autre errante qui se déplace sur de longues distances faisant preuve d'un comportement migratoire. Ce dernier est en rapport avec les conditions climatiques et hydrologiques, ainsi qu'avec la reproduction (**Hunt et al., 1975**).

Les espèces du genre *Barbus* présentent également des possibilités de croisement entre elles (**Berrebi et al., 1993 ; Varadi et al., 1993 ; Berrebi, 1994 ; Crespin et Berrebi, 1994 ; Poncin, 1994 ; Poncin et al., 1994 ; Berrebi et Rab, 1998 ; Berrebi et Valiushok, 1998 et Crespin et al., 1999**).

III.3.2. Prélèvement des poissons :

Les échantillons de poisson sont capturés en utilisant un filet maillant dont les mailles de filet différent selon les tailles d'espèces à capturer. Les échantillons de poisson sont directement transportés au laboratoire dans des bacs en plastique remplis d'eau de barrage.

Tableau III.6: prélèvement des poissons.

Date de prélèvement	Nombre des échantillons et les genres	Site de prélèvement
15.05.2023	17 individus de <i>Abramis brama</i>	Barrage Beni Haroun
	16 individus <i>Barbus callensis</i>	

Paramètres biométriques

Au laboratoire de CRBt, un ensemble de mensuration, liées au corps de chaque individu ont été effectués, et cela à l'aide d'une règle gradué mesure de la longueur totales (LT)



Figure III.17: Mesure de longueur totale de Barbeau *Barbus callensis*.

- **Mesure de poids**

Les prises des poids ont été mesurées à l'aide d'une balance analytique.

- **Dissection du poisson**

Les individus sont disséqués, leurs branchies sont prélevées puis les arcs branchiaux droits et gauches, séparés par deux sections, une dorsale et une ventrale, grâce à des ciseaux, ils sont examinés immédiatement ou conservés au congélateur à -4 °C pour une étude ultérieure. Les cavités du corps sont ouvertes sur le côté abdominal par des ciseaux de l'anus vers la bouche, les foies et d'autres organes internes sont sortis de la cavité du corps et placés dans des boîtes de pétri avec de la solution saline (0.9% de NaCl).



Figure III.18: Dissections des poissons et récupération des organes.

- **Broyage de foie**

- Après la dissection on a récupéré les foies et les gonades, lavé par une solution 0.9% de NaCl, puis on a éliminé l'excès de la solution avec du papier absorbant et les pesés.
- Le Broyage de foie est effectué dans l'azote liquide par un mortier à l'aide d'un pilon.

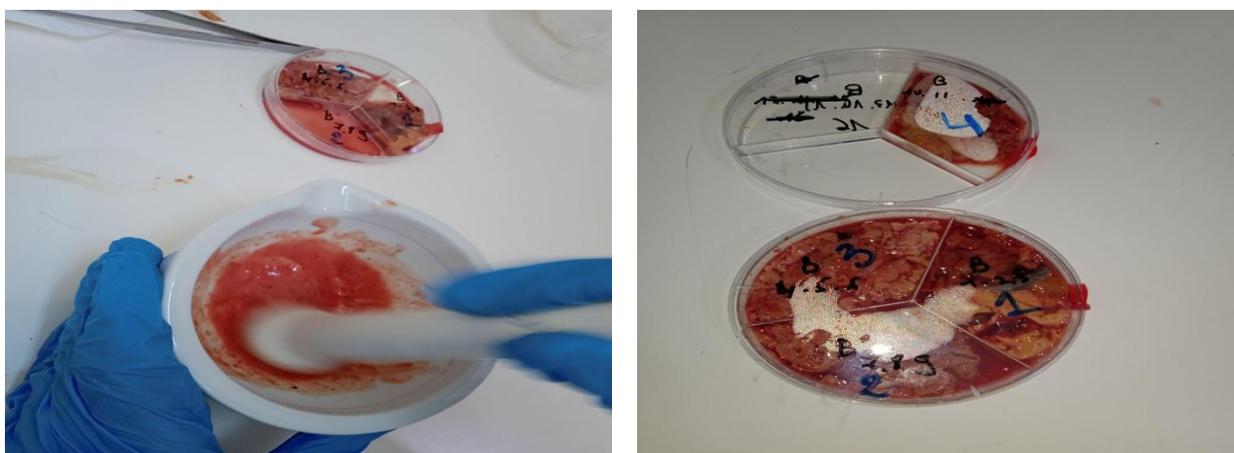


Figure III.19: broyage du foie dans l'azote liquide

- **Préparation tampon phosphate (0.1 M, pH 7.4)**

Ajustes le pH à 7.4 de la base (HK₂O₄P) avec l'acide (K₂HO₄P).

Di-potassium monohydrogen phosphate(HK₂O₄P).....8.709 g

Potassium Dihydrogen phosphate(K₂HO₄P).....6.804 g

Eau distillée500 ml

- **Préparation de l'homogénat**

- Peser 0.2 g du foie déjà broyée et mettre dans des Eppendorfs
- Compléter avec du tampon phosphate (0.1M, pH 7.4 p/v) jusqu'à 2 ml.
- Mettre les Eppendorfs dans un bain de glace.

Par la suite nous avons procédé à une centrifugation de la suspension à (15000trous/min, 10min). Le surnageant obtenu est conservés à -20°C en attendant d'effectuer les dosages des paramètres du stress oxydatif.

III.3. 3. Méthode de dosage des paramètres de stress oxydatif

III.3. 3.1 Dosage les protéines totales (Méthode de Bradford)

Principe

La méthode de Bradford est un dosage spectrophotométrique, basé sur le changement d'absorbance après la fixation d'un colorant, se manifestant par le changement de la couleur du Bleu de Coomassie après liaison (complexification) avec les acides aminés basiques (arginine, histidine, lysine.) et les résidus hydrophobes des acides aminés présents dans la ou les protéines. La forme anionique (liée) du colorant est bleue, et possède un spectre d'absorption maximal estimé historiquement à 595 nm

Réactifs

- Tampon phosphate (0.1M, pH7.4)
- Bleu de Coomassie (G 250)
- Ethanol (95 %)
- Acide Orthophosphorique (85%)
- Eau distillée

Mode opératoire

- **Préparation du Réactif de Bradford**

- Bleu de Coomassie (G 250)..... 0.1 g.
- Ethanol (95 %).....50 ml.

Agitation pendant deux heures (agitateur magnétique) puis ajouter :

- Acide Orthophosphorique (85%).....100 ml.

- Eau distillée.....qsp 1000 ml.

Ce réactif doit être filtré puis ; il peut être conservé pendant 1 mois à une température de 4°C et à l'abri de la lumière.

• **Dosage**

- Prélever 100 µl de l'homogénat. (10%)

- Ajouter 5 ml du réactif de Bradford.

- Laisser reposer 5 min, Lire la densité optique à 595 nm, contre le blanc.

- La densité optique obtenue est rapportée sur une courbe d'étalonnage préalablement tracée. La concentration des protéines est déterminée par comparaison à une gamme étalon d'albumine sérique bovine (4 mg/ml) réalisée dans les mêmes conditions.

Réalisation de la gamme d'étalonnage des protéines

BSA.....0.08 g.

Eau distillée.....qsp 2 ml.

Tableau III.7. : Etablissement de la courbe d'étalonnage pour la mesure des teneurs en protéine totale ($\lambda= 595$ nm)

	T	1	2	3	4	5	6
SM 4mg/l (µl)	0	25	50	100	150	200	250
Eau (µl)	1000	975	950	900	850	800	750
Concentrations mg/L	0	0.1	0.2	0.4	0.6	0.8	1
Prélever 100µl de SF							
Réactif Bradford (ml)	5	5	5	5	5	5	5

III.3. 3.2 Dosage MDA ou peroxydation des lipides

Principe

Les composés carbonylés à l'instar du malondialdéhyde réagissent avec l'acide thiobarbiturique (TBA) pour donner des chromophores de couleur rose absorbant à 532 nm (Yagi, 1976).

Mode opératoire

Pipeter dans les tubes à essai en verre et à vis 0,5 ml d'homogénat à 10% a été incubé avec 0.5 ml 15 % de TCA et 0.5 ml 0,375 % de TBA plus HCl 5N à 95C° pendant 15 minutes, le mélange a été refroidi, centrifugé et l'absorbance a été mesurée à 532 nm par rapport à l'absorbance du blanc

Expression de résultat

La concentration de TBA a été déterminée en utilisant le coefficient d'extinction moléculaire du MDA ($\epsilon = 1,53 \cdot 10^5 \text{ M}^{-1} \text{ cm}^{-1}$). Les résultats ont été exprimés en $\mu\text{mol/l}$.

$$\text{Taux du MDA } (\mu\text{M/mg de protéines}) = (\Delta\text{Do} * \text{Vt}) / (\epsilon * \text{d} * \text{Vs} * \text{mg de prot})$$

Do: densité optique.

Vt: le volume total dans la cuve : (0.5 ml homogénat + 0.5ml TCA +0.5 ml TBA) en ml.

Vs : volume du surnageant dans la cuve : 0.5ml en ml.

ϵ : coefficient d'extinction molaire du TBA.

d : épaisseur de la cuve 1 cm.

mg de protéines : quantité de protéines exprimée en mg.

III.3. 3.3 Dosage de catalase**Principe**

Les catalases catalysent la réduction du peroxyde d'hydrogène en eau en oxygène moléculaire. Ces enzymes préviennent les peroxydations des molécules biologiques induites par l'eau oxygénée. Elles sont sensibles à certains contaminants inducteurs de stress oxydatifs au niveau des membranes cellulaires, comme les pesticides. Le principe repose sur la disparition de l' H_2O_2 par la présence de la source enzymatique à 25°C (Claiborne, 1985).

**Mode opératoire**

Mélanger 1,95 ml de tampon phosphate (0,05 M, pH 7,0), avec 1,0 ml de peroxyde d'hydrogène H_2O_2 (0,019 M) et 0,05 ml d'homogénat (10 %, p/v) dans un volume total de 3,0 ml.

La cinétique d'absorbance a été enregistrée à 240 nm. L'activité de la catalase est calculée en termes d'unités/mg de protéines.

Expression de résultat

L'activité de la catalase est calculée en termes d'unités/mg de protéines par la formule suivant : $\epsilon=43.6 \text{ M}^{-1} \text{ cm}^{-1}$

$$\text{Taux du catalase } (\mu\text{M/mg de protéines}) = (\Delta\text{Do} * \text{Vt}) / (\epsilon * \text{d} * \text{Vs} * \text{T} * \text{mg de prot})$$

Do: densité optique.

Vt: le volume total dans la cuve : (0.05 ml homogénat + 1.95ml tampon phosphate+1ml H₂O₂) en ml.

Vs : volume du surnageant dans la cuve : 0.05ml en ml.

ε: coefficient d'extinction molaire du H₂O₂.

d : épaisseur de la cuve 1 cm.

mg de protéines : quantité de protéines exprimée en mg.

III.3. 3.4 Dosage de l'activité du glutathion (GSH)**Principe**

Le principe de ce dosage repose sur la mesure de l'absorbance optique de l'acide 2-nitro 5-mercapturique, ce dernier résulte de la réduction de l'acide 5.5-dithio-bis-2- nitrobenzoïque (réactif d'Ellman) par le groupement (-SH) du glutathion. Le glutathion hépatique est dosé selon la méthode de **Weckbecker et Cory, (1988)** en utilisant le spectrophotomètre.

Dans notre étude, le glutathion a été déterminé suivant une méthode colorimétrique de (**Weckbercker et Cory., 1988**) par un spectrophotomètre de type SHIMATZU, la mesure de la densité optique résulte de la formation de l'acide 2- nitro-5 mercocapturique à partir de la réduction de l'acide dithio-bis2-nitrobenzoïque ce qu'on appelle réactif de d'Ellman avec les groupements SH existent dans le GSH.

Préparation d'homogénat

Les échantillons sont homogénéisés dans 1 ml de EDTA 0.02 M (7.448g EDTA, 1000 ml eau distillée) l'homogénat est centrifugé à 14000 trs/mn pendant 30 mn et le surnageant récupéré servira comme source d'enzyme.

Mode opératoire

La procédure expérimentale du dosage du GSH est la suivante :

- Prélever 0.8 ml de l'homogénat

- Ajouter 0.2 ml d'une solution d'acide sulfosalysitique (SSA) 0.25%
 - Agiter et laisser pendant 15 minutes dans un bain de glace
 - Centrifuger à 1000 tours/min pendant 5 minutes
 - Prélever 0.5 ml du surnageant
 - Ajouter 1 ml du tampon Tris-EDTA, contenant 0.02 M d'EDTA ; pH = 9.6
 - Mélanger et ajouter 0.025 ml de l'acide 5,5'-dithio-bis-2-nitrobenzoïque à 0.01 M (dissous dans le méthanol absolu 99%)
 - Laisser pendant 5 minutes dans la température ambiante pour la stabilisation de la couleur
- La réaction colorimétrique se développe instantanément.

Expression de résultat

Mesurer l'absorbance optique à 412 nm. La concentration du glutathion est obtenue par la formule suivante :

$$\epsilon = 13.1 \times 10^4 \text{ M}^{-1} \text{ cm}^{-1}$$

$$\text{Activité GSH } (\mu\text{mol/min/mg de protéines}) = (\Delta\text{Do} \times \text{Vd} \times \text{Vt}) / (\epsilon \times \text{d} \times \text{Vs} \times \text{Vh} \times \text{T} \times \text{mg de prot})$$

DO : densité optique.

Vd : le volume total des solutions utilisées dans la déprotéinisation : 1ml (0.8 ml homogénat + 0.2 ml SSA) en ml.

Vt : le volume total des solutions utilisées dans la cuve : 1.525ml (0.5 ml surnageant + 1ml Tris EDTA + 0.025 ml DTNB) en ml.

ε : coefficient d'extinction molaire concernant le groupement thiol (-SH) à 412nm.

Vh: le volume de l'homogénat utilisé dans la déprotéinisation (0.8ml) en ml.

Vs : le volume du surnageant dans la cuve (0.5ml) en ml.

T : temps en min

mg de protéine : quantité de protéines exprimée en mg.

On peut remarquer que la concentration du GSH est mesurée toujours par rapport à 1 mg de protéines. C'est pour cela que ce dosage doit être accompagné par le dosage des protéines

III.3. 3.5 Dosage de l'activité des GST

Principe

La mesure de l'activité des GST consiste à fournir à l'enzyme un substrat en général du chlorodinitrobenzène (CDNB), qui réagit facilement avec de nombreuses formes de GST et du glutathion. La réaction de conjugaison de ces deux produits entraîne la formation d'une molécule nouvelle qui absorbe la lumière à 340 nm de longueur d'onde. Il est possible quantifier cette absorption au moyen d'un spectrophotomètre et la valeur de la densité optique mesurée à 340nm est directement proportionnelle à la quantité de conjugué formée, elle-même liée à l'intensité de l'activité GST (**Habig et al. 1984**). Les mesures de l'activité GST globale ont été réalisées en utilisant le CDNB (1-Chloro, 2,4-Dinitro Benzène) qui est un substrat des différentes iso enzymes de la GST, ce qui permet la mesure globale des activités GST (**Stein et al.1998**).

Préparation d'homogénat

Les échantillons sont homogénéisés dans 1 ml de tampon phosphate (0.1 M, pH 6.5) l'homogénat est centrifugé à 14000 trs/mn pendant 30 mn et le surnageant récupéré servira comme source d'enzyme.

Mode opératoire

Prélever 0.2 ml du surnageant avec 1.2 ml du mélange CDNB (1mM) /GSH (5 mM) [20.26 mg CDNB, 153.65 mg GSH, 1 ml éthanol, 100 ml tampon phosphate (0.1 M, pH 6.5)]

La lecture des absorbances est effectuée pendant une minute et chaque 15 s à une longueur d'onde de 340 mn contre un blanc.

Expression de résultat

L'activité spécifique est déterminée d'après la formule suivante :

$$\text{Activité GSH } (\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg de protéines}) = (\Delta\text{Do} \cdot \text{Vt}) / (\epsilon \cdot d \cdot \text{Vs} \cdot \text{T} \cdot \text{mg de prot})$$

DO : densité optique.

Vt : le volume total des solutions utilisées dans la cuve : 1.4ml (0.2 ml surnageant + 1.2 ml du mélange CDNB/GSH) en ml.

ε : coefficient d'extinction molaire concernant le groupement thiol (-SH) à 412nm.

Vs : le volume du surnageant dans la cuve : 0.2ml en ml.

d : épaisseur de la cuve 1 cm.

T : temps en min.

mg de protéine : quantité de protéines exprimée en mg.

Chapitre IV

Résultats et discussion

Cette partie est consacrée essentiellement à la présentation et à la discussion des différents résultats obtenus. Cette description sera commentée et confrontée aux informations récoltées dans la bibliographie.

IV.1. Résultats des analyses des paramètres physico-chimiques La connaissance des paramètres physico-chimiques donne une appréciation préliminaire de la qualité et le degré de la pollution d'un écosystème donné. Les résultats obtenus sont regroupés dans un tableau (IV.8) et illustrés par des histogrammes.

Tableau IV.8 : Résultats des analyses des paramètres physico-chimiques des eaux de Barrage de différentes stations.

Les différents paramètres	Stations				
	St1	St2	St3	St4	St5
pH	8.25	8.20	8.44	8.44	8.70
CE (mS/cm)	2.73	2.98	2.70	2.71	2.68
MES (mg/L)	32	4	19	25	10
NO ²⁻ (mg/L)	0.102	0.021	0.256	0.142	0.156
NO ³⁻ (mg/L)	0.633	0.059	0.682	0.112	0.357
PO ⁴⁻³ (mg/L)	0.015	0.028	0.016	0.007	0.008
DCO (mg/L)	49.35	17.05	16.5	78.65	59.2
DBO (mg/L)	37.5	15	30	25	25

IV.1.1. Le potentiel hydrogène (pH)

Les valeurs moyennes enregistrées de pH pour les cinq stations (Sts) de prélèvement sont généralement comprises entre 8,20 et 8,70. L'histogramme montre que toutes les stations sont caractérisées par des pH alcalins, ou on a enregistré la valeur la plus élevée 8,70 au niveau de St5, qui dépasse l'intervalle des normes. (Figure IV.20).

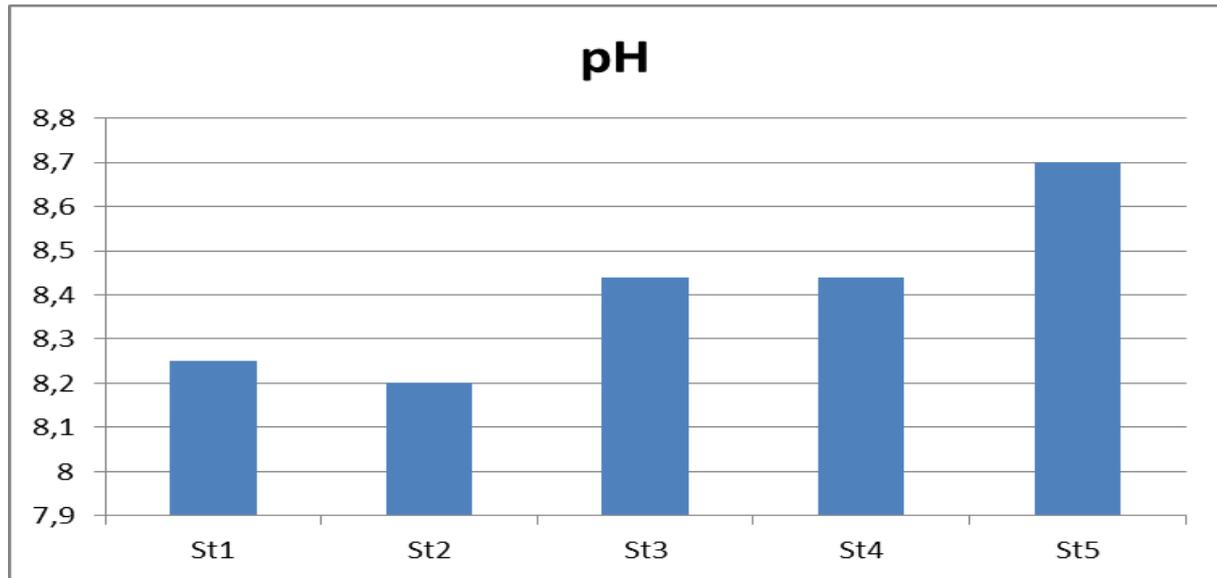


Figure IV.20: Variation des valeurs de pH des eaux de barrage de Beni Haroun.

Selon l'OMS, qui exige un pH des eaux de surface qui doit être compris dans l'intervalle de 6,5 et 8,5 (GUERGAZI et ACHOUR, 2005), on peut dire que la qualité des eaux de barrage de Beni Haroun est bonne en termes d'acidité et d'alcalinité, l'exception de la St5 qui dépasse les normes d'alcalinité.

IV.1.2. La conductivité électrique (CE) (mS/cm)

Les valeurs moyennes de la conductivité électrique enregistrées pour les différentes stations de prélèvements varient entre 2.68mS/cm et 2.98mS/cm. L'histogramme montre que la deuxième station (St2), est marquée par la valeur supérieure par rapport aux autres stations (Figure IV.21).

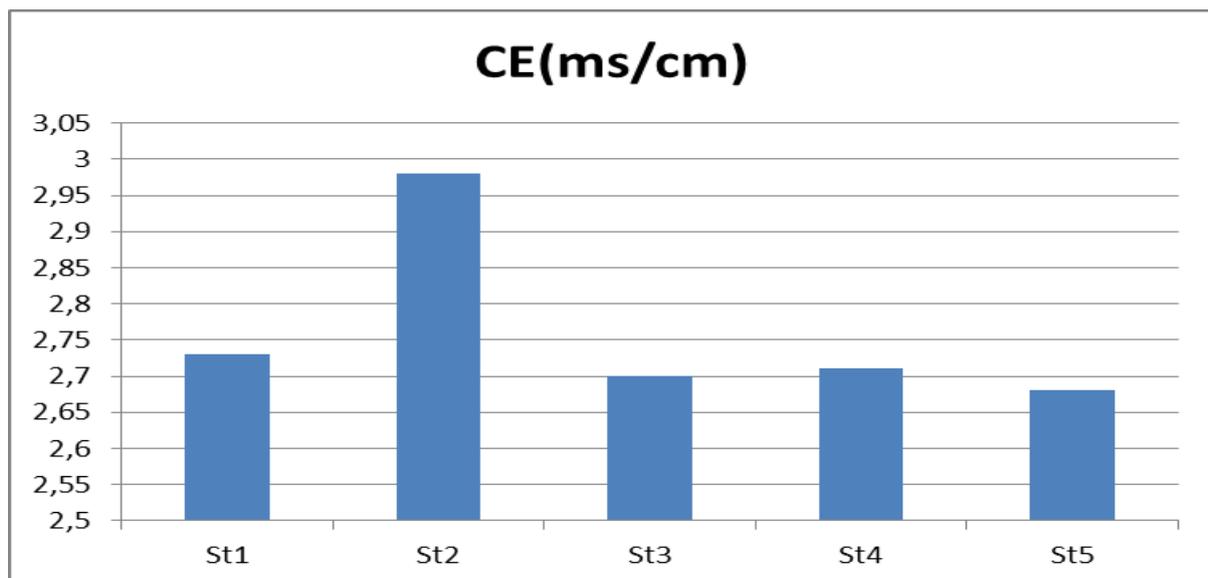


Figure IV.21: Variation des valeurs en CE des eaux de barrage de Beni Haroun.

Alors que les St1, ST3, St4 et St5 ont enregistrées des valeurs de CE proche l'une de l'autre. Ces valeurs moyennes de la conductivité électrique sont inférieures aux normes nationale et internationales pour les eaux de surfaces et indique un taux faible de minéralisation des eaux de barrage de Beni Haroun (IBGE, 2005 ; JORA, 2006).

IV.1.3. Les matières en suspension (MES) (mg/L)

Les matières en suspension comprennent toutes les matières minérales ou organiques qui ne se solubilisent pas dans l'eau. Elles incluent les argiles, les sables, les limons, les matières organiques et minérales de faible dimension, le plancton et autres microorganismes de l'eau. Ce sont des paramètres très importants à suivre car ils affectent la transparence de l'eau et diminuent la pénétration de la lumière et par suite, la photosynthèse comme ils peuvent également gêner la respiration des poissons. Par ailleurs, les matières en suspension peuvent accumuler des quantités élevées de matières toxiques (métaux, pesticides, huiles minérales et des hydrocarbures aromatiques polycycliques) (IBGE, 2005).

Dans notre étude les teneurs des matières en suspension dans les différentes stations, sont significativement différentes. Les cinq stations de prélèvements ont enregistré des valeurs comprises entre 4 mg/L et 32 mg/L. La valeur la plus élevée 32 mg/L est enregistrée au niveau au **St1**, en revanche, la valeur la plus faible 4 mg/La marqué la **St2** (Figure IV.22)

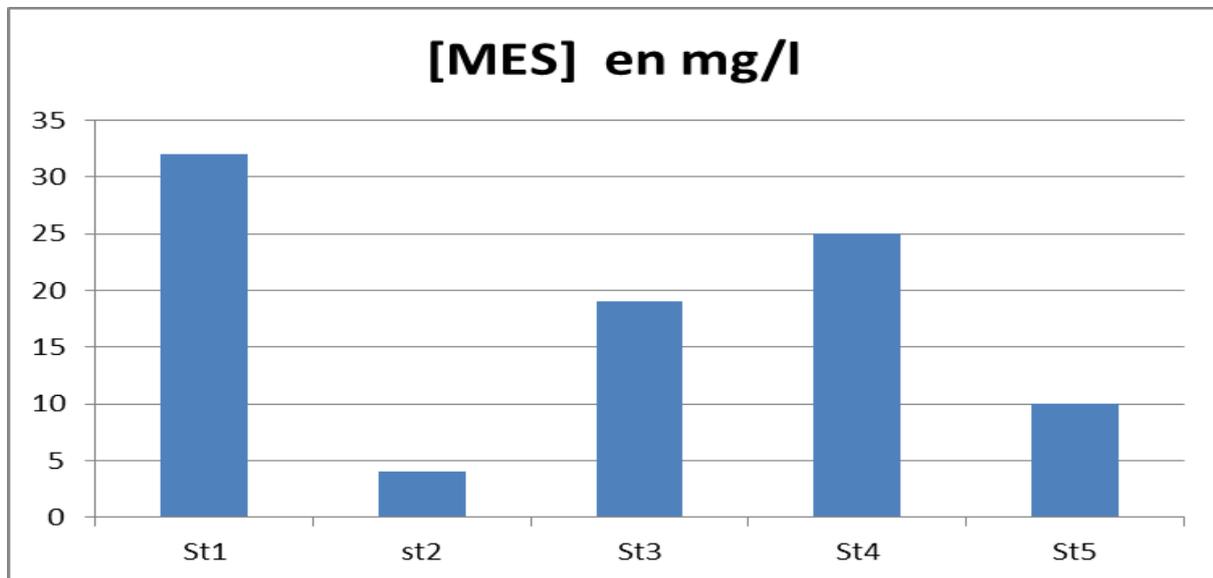


Figure IV.22: Variation des teneurs en MES des eaux de barrage de Beni Haroun.

Ce qui peut être expliqué par le fait que la quantité de matières en suspension varie notamment selon le régime d'écoulement des eaux (IBGE, 2005). Ces valeurs de concentrations des matières en suspension ne dépassent pas les normes nationale et internationale (IBGE, 2005; JORA, 2006).

IV.1.4. Les nitrites (NO₂) (mg/L)

Les nitrites sont des substances chimiques naturelles qui entrent dans le cycle de l'azote. Ce dernier est consommé par les plantes sous forme de nitrates qui correspond au minéral le plus fréquent dans les eaux. Cependant la présence de ces ions dans l'environnement engendre des nuisances à la santé de l'Homme sans oublier le phénomène d'eutrophisation. C'est pourquoi les scientifiques se sont beaucoup intéressés au développement de techniques performantes d'analyse aussi bien au laboratoire que sur le terrain (IDRISSI, 2006).

Dans notre étude les teneurs des nitrites dans les cinq stations varient entre 0,021 mg/L et 0,256 mg/L (Figure IV.23).

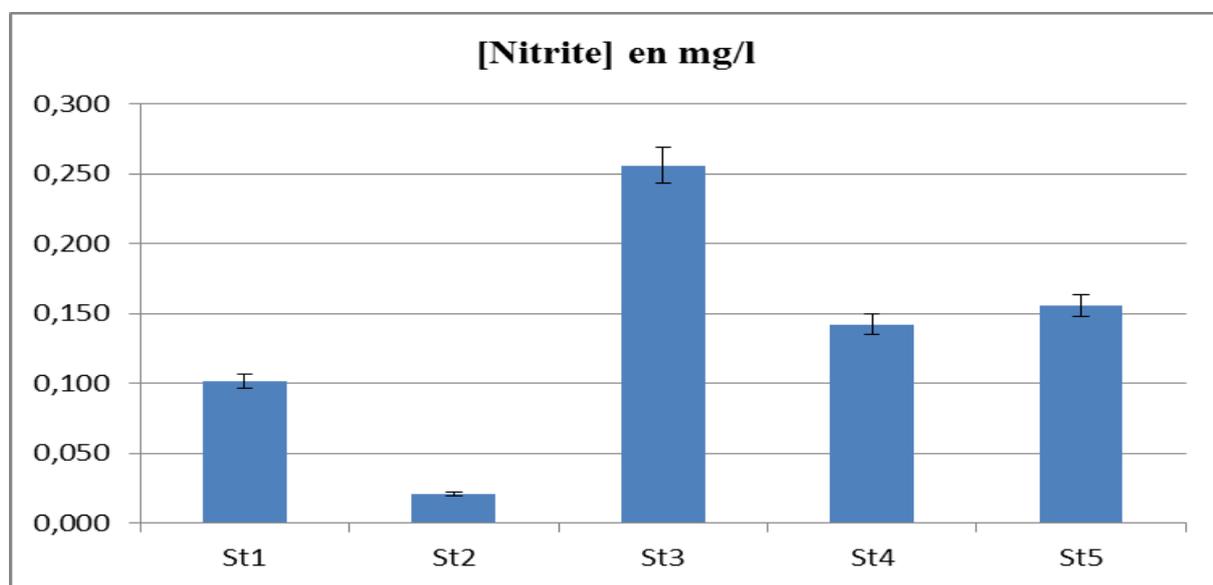


Figure IV.23 : Variation des teneurs en nitrites des eaux de barrage de Beni Haroun.

L'histogramme montre que la troisième station (St3) présente la valeur supérieure par rapport aux autres stations (0,256 mg/L). Ces valeurs de nitrite ne dépassent pas les normes nationale et internationale (IBGE, 2005; JORA, 2006).

Selon Aminot (1983), dans le cycle d'azote les nitrites sont considérés comme étant des ions intermédiaires entre les nitrites et l'azote ammoniacal, ce qui explique les faibles concentrations rencontrées dans le milieu aquatique. Ces concentrations sont considérées normales pour les poissons. La concentration des nitrites est considérée comme toxique pour les poissons à partir de 0,3 mg/l (Barbe et al, 1990).

IV.1.5. Les nitrates (NO₃) (mg/L)

Selon l'OMS, (1980) les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote organique. Leur présence dans une eau polluée atteste que le processus d'autoépuration a déjà joué. En général, les eaux de surface ne sont pas chargées en nitrates à plus de 10 mg/l NO⁻³.

L'histogramme des teneurs en nitrates (Figure IV.24)

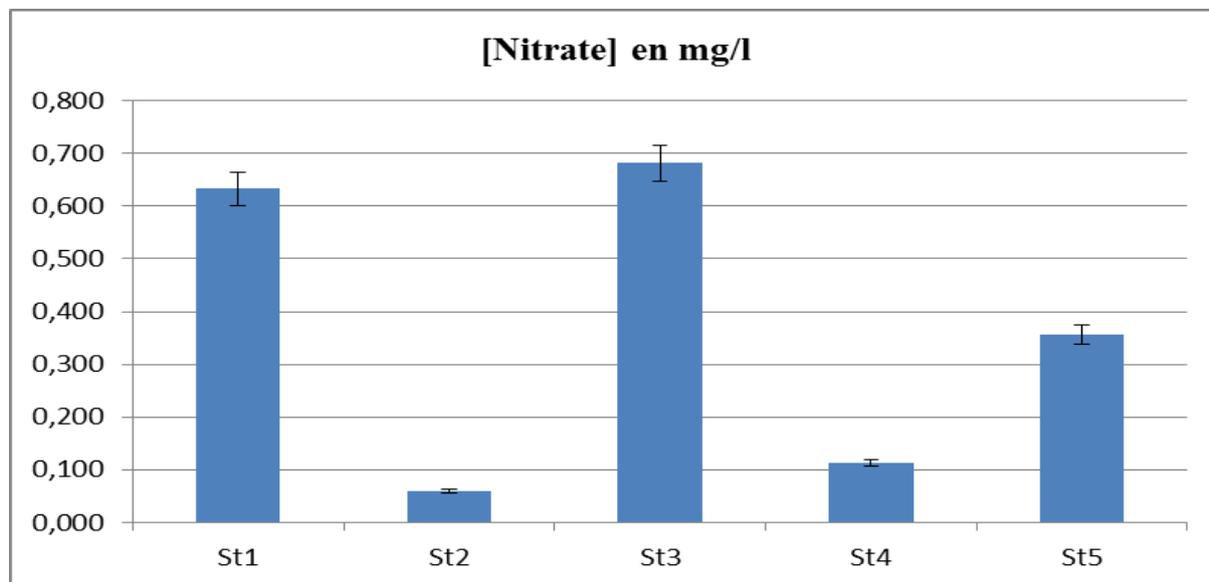


Figure IV.24: Variation des teneurs en nitrates des eaux de barrage de Beni Haroun.

Montre une légère variation entre 0.059 mg/l dans (St2) et 0.682 mg/l dans (St3), cela peut être lié aux différences des teneurs en matière organique enregistrées pour les cinq stations. On remarque que les valeurs faibles dans (St2, St1, St4 et St5) sont expliquées soit par leur transformation en ammoniac soit par leur consommation par le phytoplancton et les algues. Ces valeurs de nitrate ne dépassent pas les normes nationale et internationale selon la grille de la qualité des eaux superficielles (ABH, 2009).

IV.1.6. Les orthophosphates (PO₄⁻³) (mg/L)

Dans les eaux naturelles et les eaux usées, le phosphore se trouve sous différentes formes de phosphates telles que les orthophosphates, ou « phosphore réactif », les phosphates hydrolysables et les phosphates organiques, lesquelles peuvent être de forme dissoute ou particulaire. Les orthophosphates sont les phosphates qui peuvent être dosés sans hydrolyse ou sans digestion oxydante. Le phosphore dans les eaux naturelles provient principalement de l'utilisation des détergents ainsi que du drainage des terres agricoles fertilisées. En général, le phosphore n'est pas toxique pour l'homme, les animaux ou les poissons et c'est principalement pour ralentir la prolifération des algues dans les milieux aquatiques que la concentration en phosphore doit être limitée (CDAEQ, 2016).

Les teneurs en phosphates des eaux prélevées à partir des différentes stations varient entre 0,007mg/L et 0,028 mg/L. Le graphique de représentation des résultats (**Figure IV.25**)

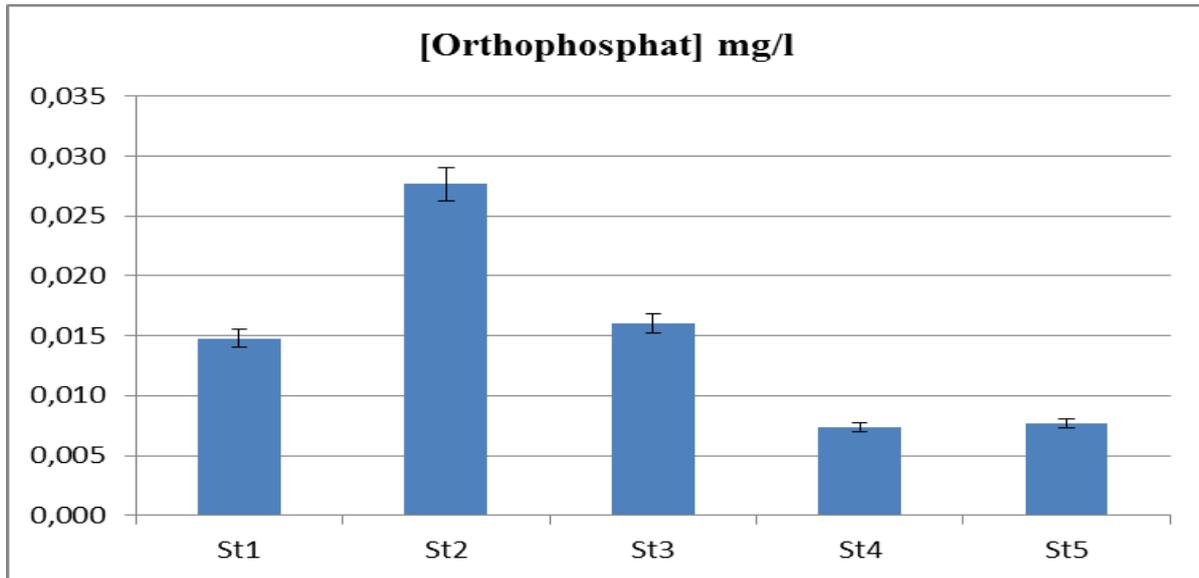


Figure IV.25 : Variation des teneurs en orthophosphates des eaux de barrage de Beni Haroun.

Montre que la deuxième station (St2) a enregistré la valeur supérieure par rapport aux autres stations, 0,028 mg/L. Ces teneur faibles des orthophosphates sont probablement dues à l'assimilation de cette forme de phosphate par les végétaux aquatiques (algues), c'est-à-dire qu'elles utilisent uniquement la forme minérale dissoute

IV.1.7. La demande chimique en oxygène (DCO (mg/L))

La demande chimique en oxygène (DCO) est la quantité d'oxygène consommé par les matières existant dans l'eau et oxydables dans des conditions opératoires définies. En fait-la mesure correspond à une estimation des matières oxydables présentes dans l'eau, quelle que soit leur origine organique ou minérale (fer ferreux, nitrites, ammonium, sulfures et chlorures). Ce test est particulièrement utile pour l'appréciation du fonctionnement des écosystèmes aquatiques. La DCO étant fonction des caractéristiques des matières présentes, de leurs proportions respectives, des possibilités de l'oxydation, etc., il est bien évident que la reproductibilité des résultats et leur interprétation ne pourront être satisfaisantes que dans des conditions de méthodologie bien définies et strictement respectées (RODIER et al. 2009).

Les valeurs de la demande chimique en oxygène obtenus durant cette étude, au niveau des cinq stations varient entre 16.5 mg/L et 78.65 mg/L (**Figure IV.26**).

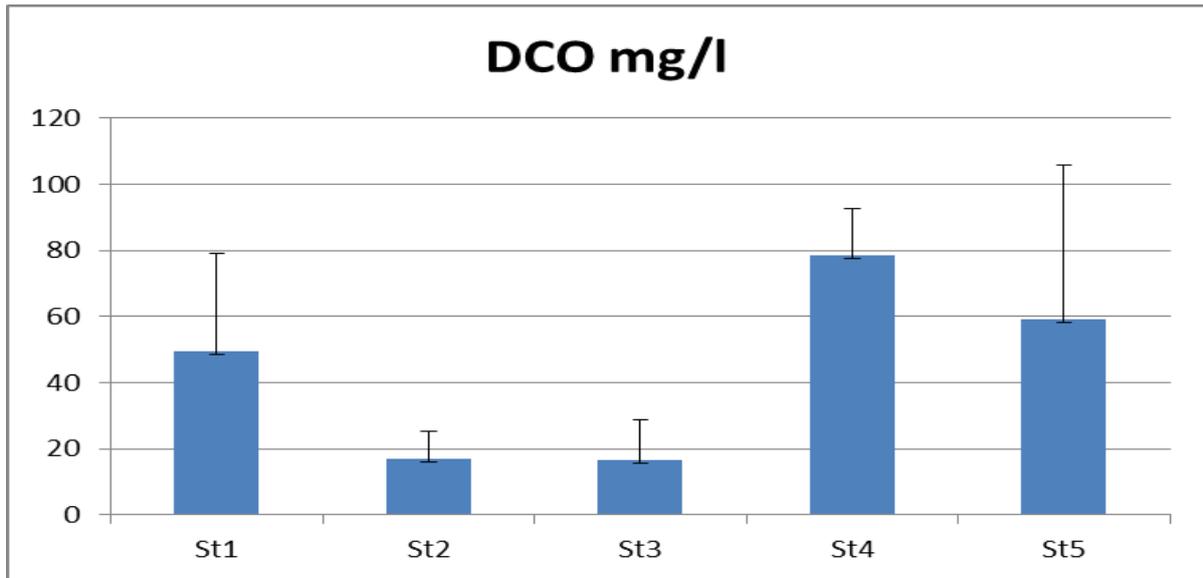


Figure IV.26: Variation des teneurs de la DCO des eaux de barrage de Beni Haroun.

L'histogramme montre que la quatrième station (St4) est marquée par la valeur supérieure par rapport aux autres stations.

Ces valeurs de DCO ne dépassent pas les normes nationale et internationale selon la grille de la qualité des eaux superficielles (ABH, 2009).

IV.1.7. Demande biochimique en oxygène (DBO)

Le paramètre DBO5 est un test conventionnel utilisé pour établir un classement qualitatif des eaux et définir l'altération des milieux par les matières organiques biodégradables, il est influencé par la nature et la quantité de microorganisme présentes (Rodier et al., 2009).

Dans notre étude les valeurs de la DBO des eaux de barrage de Beni Haroun varient entre 15 mg/l dans (St2) et 37,5mg/l (St1) (Figure IV. 27).

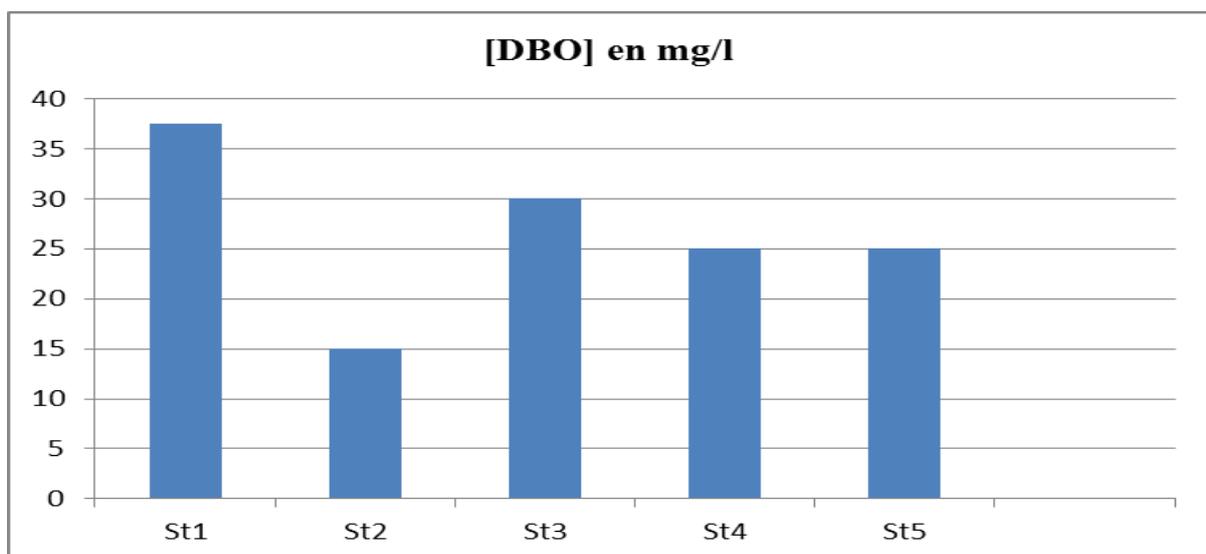


Figure IV.27 : Variation des teneurs de la DBO des eaux de barrage de Beni Haroun.

Les plus fortes valeurs observées au niveau (St1) sont sans doute liées à la décomposition des macrophytes dans le barrage.

La DBO5 exprime la quantité d'oxygène nécessaire à la dégradation biologique de la matière organique d'une eau. Elle est sensiblement proportionnelle à la teneur de l'eau en matière organique biodégradable et donc à la quantité de micro-organismes et inversement proportionnelle à la teneur en oxygène dissous. Elle dépend entre autre de la nature des matières organiques dissoutes, de la présence ou de l'absence d'éléments inhibiteurs de la flore microbienne (métaux lourds, hydrocarbures, détergents...). Selon Eckenfelder (1982), la DBO5 est une mesure du carbone organique biodégradable, et dans certaines conditions, des formes azotées réduites dans l'eau usée.

Dans notre étude les eaux d barrage de Beni Haroun sont de qualité mauvaise en termes des teneurs de la DBO selon la grille de (l'ABH, 2009).

IV.2. Résultats des analyses des paramètres Biochimiques

IV.2.1. Etude biométrique chez *Abramis brama* et *Barbus callensis*

Les résultats moyens des paramètres biométriques mesurées pour 16 individus de *Abramis brama* et 17 individus de *Barbus callensis* sont rapporté sur le tableau au-dessus :

Tableau IV.9 : Résultats des paramètres biométriques (poids et longueur).

Espèces	Longueur (cm)	Poids (g)
<i>Barbus callensis</i>	29,5±2,22	421,47±85,01
<i>Abramis brama</i>	21,11±0,94	154,22±19,34

IV.2.2. les concentrations des protéines dans *Abramis Brama* et *Barbus callensis* :

La concentration des protéines totales dans les tissus de foie de deux espèces sont variés entre une valeur minimale de 7.19 g/ml obtenue pour le brème *Abramis brama* et une valeur maximale de 7.88 mg/ml obtenue pour le barbeau *Barbus callensis*.

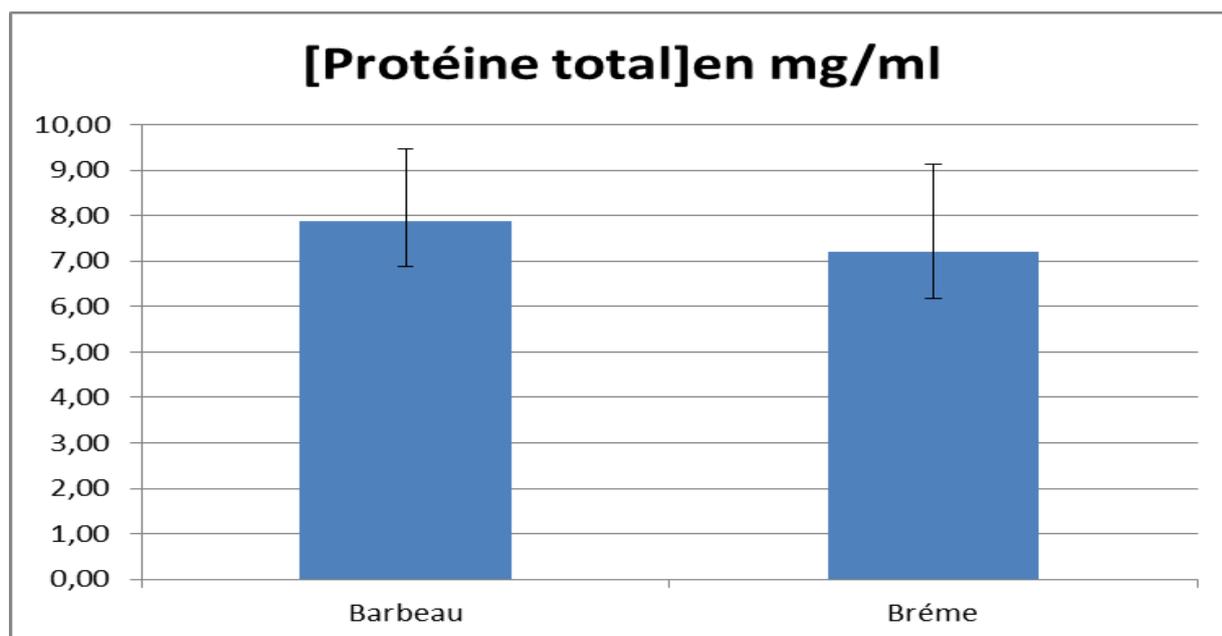


Figure IV.28 : le taux des protéines totaux (mg/ml) de foie des *Abramis brama* et *Barbeau Barbus callensis*.

IV.2.3. Activité de Catalase

La catalase (CAT), est une enzyme antioxydant intracellulaire impliquée dans le système de défense contre les radicaux générés par les polluants oxydants environnementaux. C'est une hydroperoxidase péroxysomale qui dégrade l' H_2O_2 en H_2O et O_2 (Baumard et al., 1999).

Cette enzyme est largement utilisée comme un biomarqueur impliqué dans la défense primaire contre les dommages oxydatifs (Bergayou et al., 2009). L'activité de la CAT n'est pas spécifique à un groupe de contaminants, mais au stress oxydatif et peut être induite par une large gamme de contaminants organiques dont les xénobiotiques et les métaux lourds (Livingstone, 2001; Akcha et al., 2000; Roméo et al., 2003 ; Rajkumar et Tennyson, 2013).

Dans notre étude l'activité de la CAT varie entre 6,567 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine, pour l'espèce *Abramis brama* et 8,121 $\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéine, pour l'espèce *Barbus callensis*, donc la valeur maximale à été obtenue pour le foie des *Abramis brama*, (Figure IV. 29)

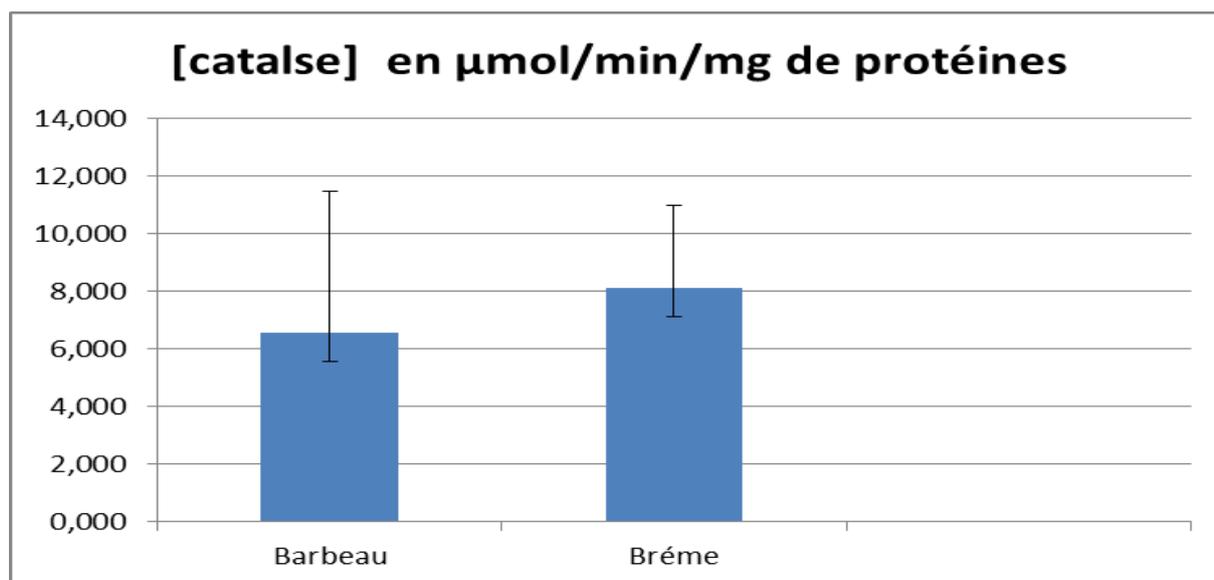


Figure IV.29 : L'activité de catalase ($\mu\text{mol}/\text{min}/\text{mg}$ de protéines) de foie des *Abramis brama* et *Barbeau Barbus callensis*.

Nos résultats montrent une faible activité de catalase chez les deux espèces, par rapport aux études de **Bouzenda (2018)** et **Pereira (2010)**. La réduction de cette activité serait due au flux des radicaux superoxydes qui empêchent l'activité de l'enzyme catalase (**Stanic et al., 2005**)

IV.2.4. Le taux de MDA chez *Abramis brama* et *Barbeau Barbus callensis*:

Il est admis aujourd'hui que l'ampleur de l'augmentation de stress oxydant est attestée par l'augmentation de malondialdéhyde (MDA) dans les membranes. En effet, il apparaît clairement que l'oxydation des lipides joue un rôle majeur dans la propagation du stress oxydant. La peroxydation lipidique constitue en effet une phase importante dans la seconde vague de stress produite par les ROS (**Haton, 2005**). Le MDA est un produit des réactions de peroxydation lipidique qui se forme lors de l'attaque des lipides polyinsaturés (de la famille n-6) par des espèces réactives de l'oxygène générées dans certaines conditions de stress, en particulier avec des contaminants organiques (HAP, PCB, pesticides) et inorganiques (métaux de transition). Ce produit peut affecter la fluidité des membranes et l'intégrité des autres biomolécules associées (**Almroth et al., 2005**).

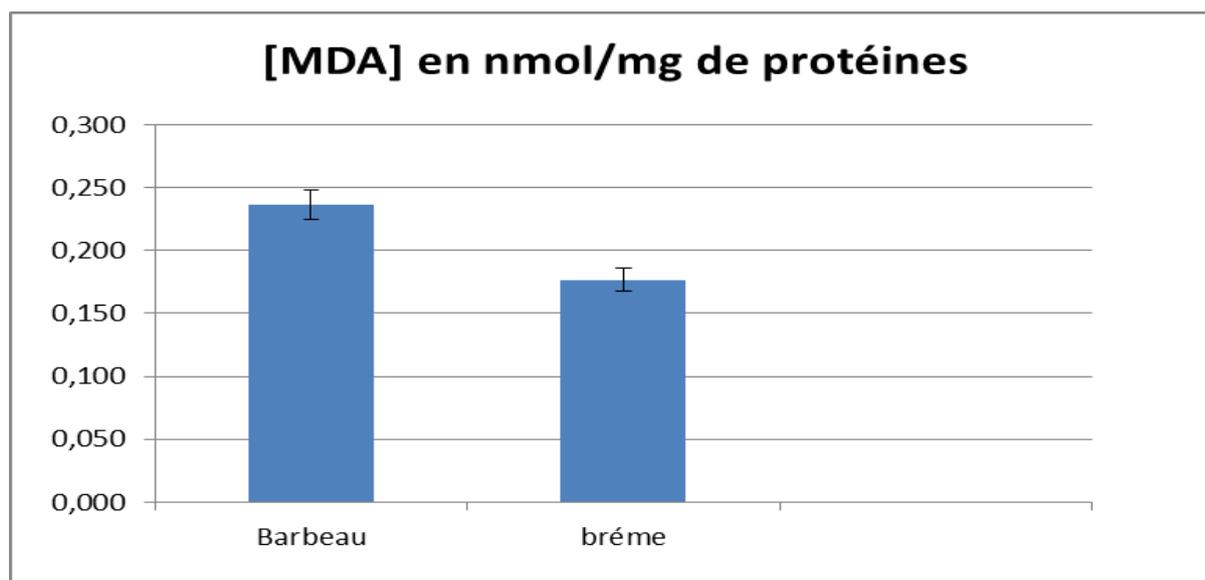


Figure IV.30 : L'activité de MDA (nmol/mg de protéines) de foie des *Abramis brama* et *Barbeau Barbus callensis*.

Les valeurs de MDA observée dans les tissus de foie, sont comprises entre (0,236) nmol/mg, chez le *Barbeau Barbus* et (0,177) nmol/mg chez *Abramis brama*. L'histogramme illustre que la concentration de MDA chez le *Barbeau* a présenté la valeur supérieure par rapport *Abramis brama*. Les résultats obtenus dans notre étude concernant la partie du stress oxydatif montrent des faibles concentrations du MDA hépatique chez les poissons étudiés. Ces résultats peuvent être expliqués par l'absence ou le faible effet de stress abiotique qui peut déclencher une peroxydation lipidique de la membrane plasmique (SAKA *et al.*, 2011).

IV.2.5. L'activité de Glutathion-S-Transférase chez *Abramis brama* et *Barbeau Barbus callensis*

Les glutathion S-transférases (GST) représentent une famille supergène des enzymes de phase II qui offrent une protection cellulaire contre les effets toxiques d'une variété de produits chimiques de l'environnement (conseil *et al.*, 1997). Les Mécanismes de détoxification impliquent la conjugaison substrat catalytique et la réduction de l'oxydant avec le glutathion réduit (GSH) (Mannerevik *et Daneilson*, 1988 ; juliena *et al.*, 2005).

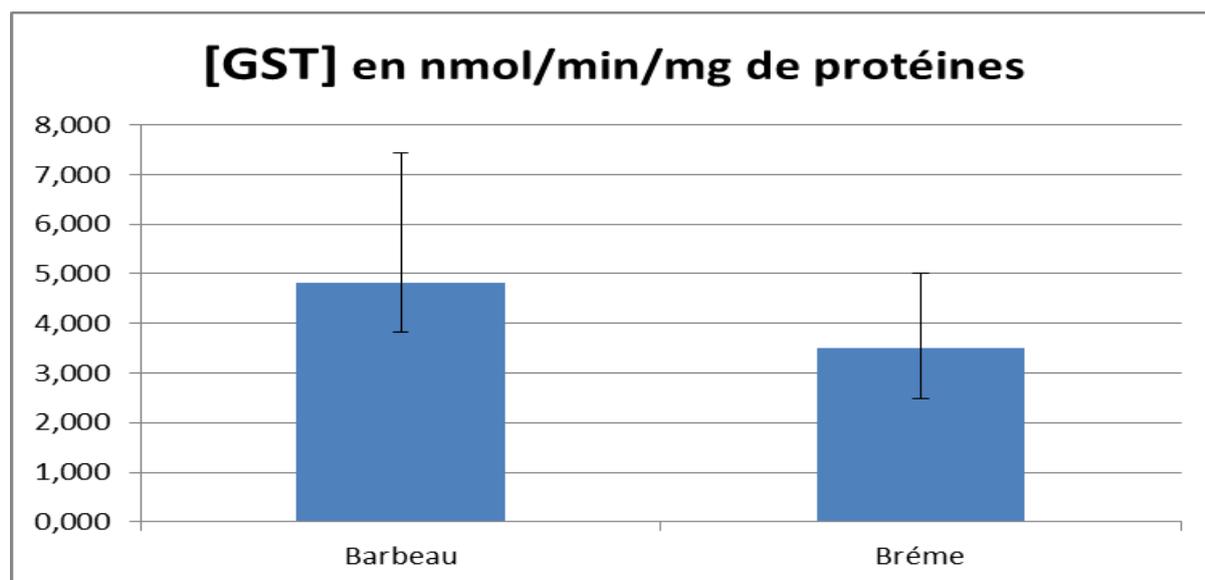


Figure IV.31 : L'activité de GST (nmol/min/mg de protéines) de foie des *Abramis bramaet* Barbeau *Barbus callensis*

Les valeurs de GST observée dans les tissus de foie sont comprises entres (4 ,831) nmo1/min/mg de protéine, chez le *Barbeau Luciobarbus* et(3 ,496) nmol/min/mg de protéine chez *Abramis brama*. Ces valeurs de GST sont faibles par rapport aux résultats obtenus par **Bouzenda (2018)**, **Pereira (2010)** et **Dautremepuits, et al,(2009)**.

L'histogramme montre que le taux de GST chez le *Barbeau Barbus* est marqué par la valeur supérieure par rapport *Abramis brama*.

IV.2.6.Taux du Glutathion (GSH)

Le glutathion réduit est considéré comme l'un des plus importants agents anti oxydants impliquée dans la protection de la membrane cellulaire en agissant comme un piègeur des radicaux libres oxygénés (**Juliana et al., 2005 ; Penty et al., 2003**). En outre, le glutathion est un cofacteur de nombreuses enzymes catalysant la détoxification et l'excrétion d'un grand nombre des composés toxiques (**Paula, 2004**). Les Variations dans le niveau de glutathion cellulaire sont considérées comme un indicateur du degré et de la durée d'exposition des poissons aux polluants oxydants présents dans les milieux aquatiques (**Dautremepuits et al, 2009**).

Les teneurs en GSH dans le foie varient entre une valeur minimale (2,817) nmol/min/mg de protéine, chez *Abramis bramaet* une valeur maximale (3,401) nmol/min/mg de protéine chez *Barbeau Barbus callensis* (**figure IV.32**).

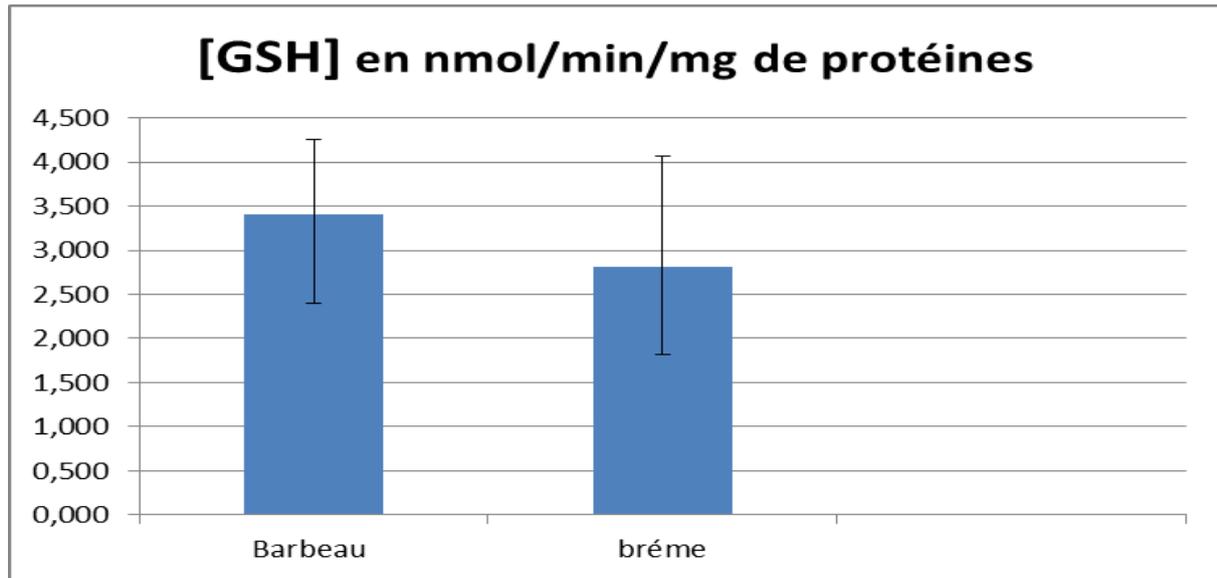


Figure IV.32 : L'activité de GSH (nmol/min/mg de protéines) de foie des *Abramis brama* et Barbeau *Barbus callensis*

Nos résultats montrent des faibles teneurs en glutathion réduit (GSH) hépatique mais de façon moins importante des deux espèces par rapport aux concentrations trouvées par **Bouzenda (2018)**, **Pereira (2010)** et **Dautremepuits et al, (2009)**.

D'une manière générale, les résultats obtenus au cours de cette étude sont comparables à plusieurs études et recherches effectuées sur des poissons prélevés à partir des milieux naturelles (**Barrilet et al, 2006**). On peut expliquer ces faibles concentrations d'une part, par l'absence ou le faible effet de stress abiotique lié au condition physico-chimique de milieu, et d'autre part, par une diminution de la synthèse du GSH ou une augmentation de sa dégradation au cours du stress oxydant (**LOVEN et al., 1986**) puisqu'il participe dans les réactions de détoxification des ROS (**MOSAAD et ABD-ALLAH., 2004**). Il est alors transformé en sa forme oxydée (GSSG) sous l'effet du glutathion peroxydases (GPX), ceci entraîne la consommation du GSH qui est la raison de sa diminution (**BAYNES et al. 1999 ; LIU P T et al., 1993**) suggéré que l'augmentation du stress oxydatif, résultant d'une augmentation significative dans les produits aldéhydiques de la peroxydation lipidique a probablement diminué le contenu hépatique de GSH.

Conclusion

Conclusion

Le barrage de Beni Haroun est l'un des plus grands projets réalisés en Algérie, il alimente une grande proportion de la population de six wilayas de l'Est du pays. Ce barrage mobilise les eaux d'Oued Rhumel et Oued Endja qui servent d'exutoire à un grand nombre des rejets domestiques et industriels.

Dans le but d'évaluer la qualité des eaux du barrage Beni Haroun et d'étudier l'impact écotoxicologie de la pollution aquatique de ce barrage par l'utilisation de deux espèces de poissons comme modèle biologique ; une autochtone le Barbeau *Barbus callensis* et l'autre introduite la brème *Abramis brama*.

Nous avons effectué une caractérisation des paramètres physico-chimiques des eaux autel que : Le potentiel hydrogène (pH) ; la conductivité électrique (CE) en $\mu\text{S}/\text{cm}$, les matières en suspension (MES) en mg/L, les nitrites (NO_2) en mg/L, les nitrates (NO_3) ; les orthophosphates en mg/L (PO_4), la demande chimique d'oxygène (DCO) en mg/L ; la demande biochimique en oxygène en mg/L (DBO5).

Les résultats obtenus pour ces analyses des paramètres physico-chimiques n'ont pas dépassé les normes nationale et internationale exigées pour une eau de surface à l'exception de la demande biochimique en oxygène DBO 37.5 mg/l.

Afin d'évaluer l'impact écotoxicologues des eaux de barrage de Beni Haroun sur les deux espèces de poissons les plus abondants : *Abramis brama* et *Barbus callensis* Nous avons effectué le dosage des biomarqueurs du stress oxydatif dans le foie des espèces. De ce fait, une méthodologie allant de la collecte des échantillons en passant par une étude biométrique, une dissection, une identification du sexe, une préparation des extraits jusqu' au dosage des paramètres de stress oxydatif a été appliquée.

D'une manière générale, les résultats obtenus pour les paramètres de stress oxydative dans la présente étude sont faibles par comparaison avec d'autres études. La comparaison des valeurs des biomarqueurs pour les deux modèles biologiques n'a pas montré des différences entre l'espèce autochtone *Barbus callensis* et l'espèce introduite *Abramis brama*.

*Références
bibliographiques*

Les références

Aarab N., Lemaire-Gony S., Unruh E., Hanson P.D., Larsen B.K., Andersen O.K., Narbonne J.F., (2006). Étude préliminaire des réponses chez les moules (*Mytilus edulis*)

Ahmad SM., Yusafzai F., Bari T., et al. (2014). Évaluation des métaux lourds dans les eaux de surface de la rivière PanjkoraDir Lower, KPK Pakistan. *J Bio et Env Sci.* 5 : 144-52.

Akcha F., Izuel C., Venier P., Budzinski H., Burgeot T., Narbonne J-F. (2000). Enzymatic biomarker measurement and study of DNA adduct formation in benzo [a]pyrene contaminated mussels, *Mytilus galloprovincialis*. *Aquat. Toxicol.*, 49 : 269-287.

Alexandra S., Guasch H., Admiraal W., Van Der Geest H G., Van Beusekom S A M. (2010). Influence of phosphorus on copper sensitivity of fluvial periphyton: the role of chemical, physiological and community-related factors, *Ecotoxicology* 19 (4).

Almroth BC. Sturve J., Berglund A., Fortin L. (2005). Oxidative damage in eelpout (*Zoarces viviparus*), measured as protein carbonyls and TBARS, as biomarkers. *Aquat Toxicol*,73, p :171-80.

Al-Sabti K., Metcalfe C.D. (1995). Micronoyaux de poissons pour l'évaluation de la génotoxicité dans l'eau. *Mutat. Res.*343, 121-135.

Anjos D C., Hernandez F F F., Banuelos G S., Dangi S R., Tirado-Corbal R., da Silva F N., Filho P F M. (2018) Microbial community and heavy metals content in soils along the Curu River in Cear_a, Brazil, *Geoderma Reg.* 14.

Argudo M., Gich F., Bonet B., Espinosa C., Guti_errez M., Guasch H. (2020). Responses of resident (DNA) and active (RNA) microbial communities in fluvial biofilms under different polluted scenarios, *Chemosphere* 242.

Arkhipchuk V.V., Garanko N.N. (2005). Utilisation du biomarqueur nucléolaire et du test du micronoyau sur des cellules de nageoires de poisson in vivo. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*62, 42-52.

Armstrong D.T., (1990).Stress environnemental et fonction ovarienne. *Biol. Reprod.*34, 29-39.

Azeroual A., Crivelli A.J., Yahyaoui A et Dakk M. (2000). L'ichtyofaune des eaux continentales du Maroc. *Cybi*, 24. P. 17-22.

Baghdad OUDDANE. (2016). Contaminants organiques en milieux Aquatiques : Développements analytiques, techniques et applications.

Références bibliographiques

Banni M., Jebali J., Daubeze M., Clerandau C., Guerbej H., Narbonne JF., Bousetta H. (2005). Surveillance de la pollution sur les côtes tunisiennes : application d'une échelle de classification basée sur des marqueurs biochimiques. *Biomarqueurs* ; 10 : 105–116.

Barillet S., Buet A., Adem C., Devaux A. (2006) Bioaccumulation, oxydative stress, and neurotoxicity in danio rerio exposed to different isotopic compositions of uranium. *Environnement toxicology and chemistry*, 26, No. 3, p :459.

Barsiene J., Lehtonen K.K., Koehler A., Broeg K., Vuorinen P.J., Lang T., Pempkowiak J., Šyvokien J., Dedonyte V., Rybakovas A., Repeka R., Vuontisjärvi H., Kopecka, J. (2006). Réponses des biomarqueurs chez le flet (*Platichthys flesus*) et la moule (*Mytilus edulis*) dans la région de Klaipeda-Baltique (mer Baltique). *Mar. Poll. Bull.* 53, 422-436.

Bartram J., Ballance R. (1996) Water quality monitoring: A practical guide to the design and implementation of freshwater quality studies and monitoring programmes. CRC Press.

Batel R., Vukmirovic M., Jacsic Z., Bihari N. (1994). Impact de la pollution sur la fragmentation de l'ADN chez les invertébrés marins. Utilisation des invertébrés aquatiques comme outils de surveillance des risques environnementaux. 109-117.

Battin T J., Kaplan L A., Newbold J D., Hansen C M E. (2003). Contributions of microbial

Baumard P., Budzinski H., Garrigues P., Burgeot T., Michel X., Bellocq J., (1999). Polycyclic aromatic hydrocarbon (PAH) burden of mussels (*Mytilus* sp) in different marine environments in relation with sediment PAH contamination, and bioavailability. *Mar. Environ. Res.*, 47 : 415-439.

BAYNES J W., THORPE S R. (1999) Rôle of Oxidative Stress in Diabetic Complications A New Perspective on an Old Paradigm. *Diabetes*. Vol. 48 (9): 1-9.

Bebiano M-J., Geret F., Hoarau P., Serafim MA., Coelho M-R., Gnassia-Barelli M., Romeo M. (2004) Biomarkers in *Ruditapes decussata* : a potential bioindicator species. *Biomarkers*, 9: 305-330.

Behrens A, Segner H. (2005). Induction du cytochrome P4501A chez la truite brune exposée à de petits cours d'eau d'une zone urbanisée : résultats d'une étude de cinq ans. *Environ Pollut* 136:231- 242.

Références bibliographiques

Bergayou H., Mouneyrac C., Pellerin j., Moukrim A. (2009). Oxidative stress responses in bivalves (*Scrobicularia plana*, *Cerastoderma edule*) from the Oued Souss estuary (Morocco). *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, 72 : 765-769.

Berniyati T. (2020). Biomarqueur Toksisitas : Papan Logam Tingkat Molekuler , Airlangga University Press.

Berrebi P. (1994). Hybridation entre les barbeaux français *Barbus barbus* et *B. meridionalis*. Portée et importance du phénomène. *Collecter. Enquêtes Dossiers*, vol.13 (2): p. 4-11.

Berrebi P. et Valiushok D. (1998). Divergence génétique entre les morphotypes de barbeaux du lac Tana (Ethiopie). *Biol. J. Limn. Soc.* vol 64 (3): p. 369-384.

Berrebi P., Cattaneo-Berribi G., et Le Brun N. (1993). Hybridation naturelle de deux espèces de barbeaux tétraploïdes : *Barbus meridionalis* et *Barbus barbus* (osteichthyes, Cyprinidae) dans le sud de la France. *Biol. J.LINN. Soc.*,vol .48,(4): p. 319-333.

Berrebi P., et Rab P. (1998). Le troupeau d'espèces de *Barbusintermedius* du lac Tana (éthiopie) : données cytogénétiques et génétiques moléculaires. *Ital. J. Zool.* vol 65: p. 15-20.

Binelli A., Ricciardi F., Riva C., Provini A. (2006). Nouvelles preuves pour les anciens biomarqueurs : effets de plusieurs xénobiotiques sur les activités EROD et AChE chez la moule zébrée (*Dreissena polymorpha*). *Chemosphere* 62:510-519.

biofilms to ecosystem processes in stream mesocosms, *Nature* 426 (6965).

Blanchard E. (1866). Les poissons des eaux douces de la France: anatomie, physiologie, description des espèces, mœurs, instincts, industrie, commerce, ressources alimentaires, pisciculture, législation concernant la pêche. Baill, p. 656.

Bleeker PM., Schat H., Vooijs R., Verkleij J., Ernst WHO . (2003) Mechanisms of arsenate tolerance in *Cytisus striatus* *New Phytol* 157(10):33–38.

Bolognesi C., Landini E., Roggeri P., Fabbri R., Viarengo A. (1999). Biomarqueurs de génotoxicité dans l'évaluation des effets des métaux lourds sur les moules : études expérimentales. *Environ. Mol. Mutagen.*33, 287-292.

Bonanno G., Veneziano V., Piccione V. (2020). The alga *Ulva lactuca* (Ulvaceae, Chlorophyta) as a bioindicator of trace element contamination along the coast of Sicily, Italy. *Science of The Total Environment* , 699, 134329.

Bouhadad R. (1993). Distribution des espèces du genre *Barbus* en Algérie. *Cah.Ethol.*, 13, p. 185- 188.

Références bibliographiques

- BOUZIANI M. (2000).** L'eau de la pénurie maladie. Edition. I BN-KHALDOUN., Oran : 59- 64. Bureau d'étude et de réalisation des ouvrages U.R.T.O, PADV de Hassi ben Abdellah Phase 1 : rapport d'orientation : p 1.
- Boyd C.E. (1970).** Chemecalanalyse of some vascular aquaic plants. P.50.
- Bozcaarmutl A., Sapmaz C., Aygun Z., Arinc E. (2009).**Assessment of pollution in the West Black Sea Coast of Turkey using biomarker responses in fish. Marine Environmental Research. 67, p :167-176.
- Bradford M.(1976).** A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein dye binding. *Anal biochem.* **72**: 248-254.
- Brahmia S. (2016).** Ecologie parasitaire des Cyprinidés du lac Oubeira (Nord-Est Algérien). Thèse de doctorat, Université Badji Mokhtar, Annaba, p. 148.
- Bridgman Howard A. (2001).** Encyclopedia of Global Change : Pollution . Ed. Andrew S. Goudie. Oxford University Press.
- Broeg K ., Westernhagen HV ., Zander S ., Körting W ., Koehler A. (2005).**Le « bioeffect assessment index » (Bai) : un concept de quantification des effets de la pollution marine par une approche intégrée de biomarqueurs Mar. Pollut. Taureau. , 50 (5) , p. 495 – 503.
- Bruslé J et Quignard J.P. (2001).** Biologie des poissons d'eaux douces européens. Lavoisier Tec et Doc, Paris,p. 625.
- Cairns J., Pratt J R. (1993).** A history of biological monitoring using benthic macroinvertebrates. *Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates*, 10, 27.
- Cajaraville MP, Cancio I., Ibabe A., Orbea A. (2003).** Prolifération des peroxysomes comme biomarqueur dans l'évaluation de la pollution environnementale. *Microsc. Rés. Technologie.* 61, 191-202.
- Catherine Riaux-Gobin., Andrzej Witkowski., Yenny Risjani.,Yunianta V., _eronique Berteaux- Lecellier., et al. (2022)** *Upsilococconeis dapalistriata* gen. nov. & comb. nov. (Bacillariophyta)a pantropical marine member of Cocconeidaceae, *Int. J. Oceans Oceanogr. Hydrobiol.*
- Chapman PM., Wang FY. (2001).** Évaluation de la contamination des sédiments dans les estuaires. *Toxicologie et chimie environnementales*, 20(1), 3-22.
- Chiaramonte A et Monnier Y. (2014).** Atlas des espèces piscicoles de la Drôme en milieunaturel. La Fédération de la Drôme pour la pêche et la protection du milieu aquatique, p. 78-81.

Références bibliographiques

Ciliberti A., Chaumot A., Recoura-Massaquant R., Chandesris A., François A., Coquery M., Ferr_eol M., Geffard O. (2017) Caged Gammarus as biomonitors identifying thresholds of toxic metal bioavailability that affect gammarid densities at the French national scale, *Water Res.* 118.

Claiborne. (1985). Catalase activity, In: Greenwald R .A.(Ed),CRC handbook of méthodes for

Conseil P G., Baker R T., Chelvonayagam G., Jermier L S. (1997). Une nouvelle classe de Glutathion-S-Transferase dans une gamme d'espèces de plantes à l'homme, *Biochem*, 328, pp929-935.

Cooper NL., Bidwell JR. (2006). Inhibition de la cholinestérase et impacts sur le comportement de la palourde asiatique, *Corbicula fluminea*, après exposition à un insecticide organophosphoré. *Aquat Toxicol*; 76 : 258–267.

Corcoran E., Nellemann C., Baker E., et al. (2010). L'eau malade ? Le rôle central de la gestion des eaux usées dans le développement durable. Une évaluation de réponse rapide Programme des Nations Unies pour l'environnement.

Cosson RP., Amiard JC. (2000).Utilisation des métallothionéines comme biomarqueurs de l'exposition aux métaux. In: Lagadic L, Caquet T, Amiard J-C, Ramade F (Eds). *Use of Biomarkers for Environmental Quality Assessment (Utilisation de biomarqueurs pour l'évaluation de la qualité de l'environnement)*. Scientific Publs, Inc, Enfield, UAS, Plymouth, UK, pp. 79-111.

Crespin L., Berrebi P et Lebreto N J. (1999). Introgression asymétrique dans une zone hybride de poissons d'eau douce révélée par un indice morphologique d'hybridation. *Biol. J. Linn. Soc*,vol 67 (1): p. 57-72.

Crespin L., Berrebi P. (1994). L'hybridation naturelle entre le barbeau commun et le barbeau meridional en France : compte rendu de dix années de recherche. *Bull. Fr. Pêche Piscic.* (334) : p. 177-189.

Crochet SE., Gallagher EP., Batley GE. (2014). Le rôle des biomarqueurs dans l'évaluation de la santé des écosystèmes aquatiques *Environ intégré. Évaluer. Géré.* , 10 (3) , p. 327 – 341.

Currie J., Joshua GZ., Katherine M., et al. (2013). Quelque chose dans l'eau : eau potable contaminée et santé infantile. *Revue canadienne d'économie.* 46(3): 791-810.

Références bibliographiques

Dautremepuits C., Betoulle S., Paris-Palacios S., Vernet G. (2009) Humoral immune factors modulated by copper and chitosan in healthy or parasitized carp (*Cyprinus carpio* L.) by *Ptychobothrium* sp. (Cestoda). *Aquat Toxicol*;68:325–38.

Debieche T H. (2002) Évolution de la qualité des eaux (salinité, azote et métaux lourds) sous l'effet de la pollution agricole et industrielle. Thèse de doctorat en hydrogéologie de l'environnement. Université de Franche- Comté.

Di Giulio RT., Benson WH., Sanders BM., Van held PA. (1995). Mécanismes biochimiques : métabolisme, adaptation et toxicité. In : Rand G, Ed. *Fundamentals of Aquatic Toxicology. Effects, Environmental Fate and Risk Assessment*. Taylor & Francis, Londres, 1995.

Diamond M. (1985). Quelques observations sur le frai du gardon, *Rutilus rutilus* L., et de la brème, *Abrama brama* L., et leurs implications pour la gestion. *Aquacult. Fish. manag*, 16: p. 359- 367.

Doadrio I. (1994). La faune piscicole d'eau douce d'Afrique du Nord et sa biogéographie. *Ann. Mus. R. Afr. Cent., Sci. Zool* 275, p. 21-34.

Drenovsky R E., Steenwerth K L., Jackson L E., Scow K M . (2010) Land use and climatic factors structure regional patterns in soil microbial communities, *Global Ecol. Biogeogr.* 19 (1) 27e39.

Ernst WHO . (2003). Trace Metals and other Contaminants in the Environme Chapter 12. The use of higher plants as biological indicators. 6: 423-463.

Everall N.C., Johnson M.F., Wood P., Paisley M.F., Trigg D.J., Farmer A. (2019). Macroinvertebrate community structure as an indicator of phosphorus enrichment in rivers, *Ecol. Indicat.* 107

Ewaid S.H., Abed S.A. (2017). Water quality index for Al-Gharraf river, southern Iraq. *Egypt. J. Aquatic Res.* 43 (2), 117–122.

Farombi EO., Adelowo OA., Ajimoko YR. (2007). Biomarqueurs du stress oxydatif et des niveaux de métaux lourds comme indicateurs de la pollution environnementale chez le poisson-chat africain (*Clarias gariepinus*) du Nigeria Ogun River. *Int J Environ Res Public Health*; 4 : 158–165.

Froese R., Pauly D. (eds.). (2021). *Abramis brama* (Linnaeus, 1758). *Fish Base*. <https://www.fishbase.se/summary/378>.

Références bibliographiques

Frostegård Å., Tunlid A., Bååth E. (2011). Use and misuse of PLFA measurements in soils, *Soil Biol. Biochem.* 43 (8).

GAAMOUNE S. (2010). Thèse magister. Le rôle des biofilms d'algues dans les traitements biologiques des eaux. Université Farhat Abbas –Sétif.

Gao Y., Luo Y. (2005). Earthworms as biological indicators of soil pollution and their potential for remediation of contaminated soils. EPA, NCEA, HERO 42:

Gérard G. (1999). L'eau, Volume 1, éditions Quae, ISBN : 9782759211975.

Gerhardt A. (2002). Biological indicators species and their use in bio monitoring Environmental Monitoring I. Encyclopedia of life support systems. UNESCO ed. Oxford (UK): Eolss Publisher.

Gerhardt A. (2002). Bioindicator species and their use in biomonitoring. Environmental Monitoring, 1, 77-123.

Ghisi N C., Oliveira E C., Guiloski I C., de Lima S B., Silva H C., Longhi S J., Prioli (2017). Multivariate and integrative approach to analyze multiple biomarkers in ecotoxicology: a field study in Neotropical region, *Sci. Total Environ.* 609.

Girotti S., Maiolini E., Bolelli L., Ghini S., Ferri E., Barile N., Medvedeva S. (2008) Analytical techniques and bioindicators in environmental control: honeybees, mussels, Bioluminescent bacteria: rapid immunoassays for pesticide detection, in: *Soil Chemical Pollution, Risk Assessment, Remediation and Security*, Springer Netherlands, , pp.

Gul S., Belge-Kurutas E., Yildiz E., Sahan A., Doran F. (2004) Pollution correlated modifications of liver antioxidant systems and histopathology of fish (Cyprinidae) living in Seyhan Dam lake, Turkey. *Environ. Int.*, 30: 605-609.

Habig H W., Pabst M J., Jakoby W B. (1984) Glutathion S-Transferases. The First Enzymatic Step in Mercapturic Acid Formation. *J. Biol. Chem.* 249: 7130-7139.

Halder JN., Islam MN. (2015). La pollution de l'eau et son impact sur la santé humaine. *Revue de l'environnement et de l'humain.* 2(1):36-46.

Hanson N., Förlin L., Larsson A. (2009). L'évaluation des données de biomarqueurs à long terme de la perche (*Perca fluviatilis*) dans la mer Baltique suggère une exposition croissante aux polluants environnementaux. *Environ. Toxicol. Chim.* 28 (2) , p. 364 – 373.

HASLAY C., LECLERC H. (1993). Microbiologie des eaux d'alimentation, Ed. Lavoisier, 495 p.

Références bibliographiques

Hasselbach L., Ver Hoef JM., Ford J., Neitlich P., Crecelius E., Berryman S., Wolk B., Bohle T. (2005) Spatial patterns of cadmium and lead deposition on and adjacent to National Park Service lands in the vicinity of red dog mine, Alaska. *Sci Total Environ* 348:211–230

Haton C. (2005) Effets des rayonnements ionisants sur la structure et la fonction de la cellule épithéliale intestinale. *Thèse de doctorat, Université Paris VI, Pierre et Marie Curie, France*, p : 147.

Haux C., Björnsson B.T., Förlin L., Larsson Å., Deftos L.J., (1988). Influence de l'exposition au cadmium sur le calcium plasmatique, la vitellogénine et la calcitonine chez la truite arc-en-ciel vitellogène. *Mar. Environ. Res.*24, 199-210.

He Z L., Yang X E., Stoffella P J. (2005) Trace elements in agroecosystems and impacts on the environment, in: *Journal of Trace Elements in Medicine and Biology*, vol. 19, Elsevier GmbH, , pp. 125e140.

Hee S. Q. (1993). *Biological monitoring: An introduction.* John Wiley & Sons.

Hernández F., Bakker J., Bijlsma L., de Boer J., Botero-Coy AM., Bruinen de Bruin Y., Fischer S., Hollender J., Kasprzyk-Hordern B., Lamoree M., López FJ., te Laak TL., vanLeerdam J.V., Sancho J.V., Schymanski EL., Voogt P., Hogendoorn EA.(2019).Le rôle de la chimie analytique dans la science de l'exposition : focus sur le milieu aquatique *Chimiosphère* , vol. 222, Elsevier Ltd , p. 564 – 583.

Hernández-Allica J., Becerril M., Zárate O., Garbisu C. (2006) Assessment of the efficiency of a metal phytoextraction process with biological indicators of soil health. *Plant Soil* 281:147–158.

Hinojosa-Garro D., Rendón-von Osten J., Dzul-Caamal R. (2020). Banded tetra (*Astyanax aeneus*) as bioindicator of trace metals in aquatic ecosystems of the Yucatan Peninsula, Mexico: Experimental biomarkers validation and wild populations biomonitoring. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 195, 110477.

Holt E.A., Miller S. W. (2011) Bioindicators: Using Organisms to Measure Environmental Impacts. *Nature Education Knowledge* 2(2):8.

Holt E.A., Miller S.W. (2010) Biological indicators using organisms to measure environmental impacts. *Nature*. 3:8–13.

Hosmani SP. (2013) Fresh aquatic algae as indicators of aquatic quality. *Univers J Environ Res Technol* 3:473–482

Références bibliographiques

Hunt P.C. et Jones J.W. (1975). Étude de la population de *Barbus barbus* L. dans la rivière Severn. Angleterre. III. Growth. *J. Fish. Biol.*, 7: p. 361-376.

Hussain Q A. (2019) Bacteria: the natural indicator of environmental pollution, in: *Freshwater Microbiology: Perspectives of Bacterial Dynamics in Lake Ecosystems*, Elsevier, pp. 220e393.

Hyne RV., Maher WA. (2003). Biomarqueurs d'invertébrés : liens avec la toxicose qui prédisent le déclin de la population Écotoxicologie et sécurité environnementale, vol. 54, Academic Press, p. 366 – 374.

J. Trace Elem. Méd. Biol. : Orgue Soc. Min. Oligoéléments (GMS), 54, p. 226 – 231.

Jabeen SQ., Mehmood S., Tariq B., et al. (2011). Impact sur la santé causé par le manque d'eau et d'assainissement dans le district d'Abbottabad. *J Ayub Med Coll Abbottabad.* 23(1):47-50.

Jain A., Singh BN., Si S., Singh H., Singh S. (2010) Exploring biodiversity as biological indicators for aquatic pollution National Conf. On biodiversity, development and poverty alleviation; Uttar Pradesh. Uttar Pradesh State Biodiversity Board, Lucknow (India).

Jansen M. (2007) Monitoring the effect of chemicals on biological communities. The biofilm as an interface, *Anal. Bioanal. Chem.* 387 (4) 1425e1434.

Jeng H. (2007). *Encyclopedia of Cancer and Society*. Ed. Graham Colditz. , Los Angeles: Sage Publications Inc. 2: 695-697.

Joanna B. (2006) Biological indicators: types, development, and use in ecological assessment and research. *Environ Bio-indicators* 1:22–39.

Johnson R K., Wiederholm T., Rosenberg D M. (1993) Freshwater biomonitoring using individual organisms, populations, and species assemblages of benthic macroinvertebrates. In D.M.Rosenberg & V. H. Resh (eds.), *Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates* (pp. 40-158). Chapman & Hall.

Jönsson M.E., Gao K., Olsson J.A., Goldstone J.V., et Brandt I. (2010). Modèles d'induction de nouveaux gènes CYP1 chez la truite arc-en-ciel exposée à l'environnement. *Toxicologie aquatique* 98, 311-321.

Juliana S P., Almeida, aulo C., Meletti., Claudia et Martinez. (2005). Acute effects of sediments taken from an urban stream on physiological and biochemical parameters of the neotropical fish *Prochilodus lineatus*, *Comparative Biochemistry and Physiology*, Universidade Estadual de Londrina, Elsevier. 140, p :356- 363.

Références bibliographiques

Juvigny-Khenafou N P D., Piggott J J., Atkinson D., Zhang Y., Macaulay S J., Wu N., Matthaei C D. (2021) Impacts of multiple anthropogenic stressors on stream macroinvertebrate community composition and functional diversity. *Ecology and Evolution*, 11(1), 133-152.

Kadim M K., Sudaryanti S., Yuli E H. (2013) Pencemaran Residu Pestisida di Sungai Umbulrejo Kecamatan Dampit Kabupaten Malang (pollution of pesticide Residues in the Umbulrejo river District Dampit, Malang), *Jurnal Manusia Dan Lingkungan* 20 (3) 262e268.

Kamble SM. (2014). Pollution de l'eau et problèmes de santé publique dans la ville de Kolhapur, dans le Maharashtra. *Revue internationale de publications scientifiques et de recherche*. 4(1):1-6.

Karels A., Soimasuo M., Lappivaara J., Leppänen H., Aaltonen T., Mellanen P., Oikari A., (1998). Effets des effluents de l'usine de kraft blanchi sur les stéroïdes reproducteurs et l'activité MFO du foie dans les populations de perches et de gardons. *Ecotoxicologie* 7, 123-132.

Khatri N., Tyagi S. (2015) Influences of natural and anthropogenic factors on surface and ground aquatic quality in rural and urban areas. *Front Life Sci* 8: 23–39

Kim J., Kim Y.S., Kumar V. (2019). Toxicité des métaux lourds : une mise à jour des stratégies thérapeutiques chélatrices

Kime D.E. (1995). Les effets de la pollution sur la reproduction des poissons. *Rev. Fish Biol. Fish.* 5, 52-96.

Kono Y., Fridovich I. (1982) Superoxide radical inhibits catalase. *J. Biol. Chem.*, 257(1-4): 575.

Kraiem M.M. (1983). Les poissons d'eau douce de Tunisie. Inventaire commenté et répartition géographique. *Bull. Inst. Nat. Sci. Tech. Ocanogr. Pêche Salambô*, 10 : p. 107 - 124.

Krishnan S., Indu R. (2006). Contamination des eaux souterraines en Inde : Discuter des processus physiques, de la santé et des dimensions sociocomportementales. *IWMI-Tata, Programmes de recherche sur les politiques de l'eau*, Anand, Inde.

Kryk A., Witkowski A., Ribeiro L., Kociolek J P., Mayama S., Wr_obel R J., Risjani Y., Bemiasa J., Bemanaja E. (2021). Novel Diatoms (Bacillariophyta) from tropical

Références bibliographiques

and temperate marine littoral habitats with the description of *Catenulopsis* gen. nov., and two *Catenula* species, *Diatom Res.* 36 (3).

Laetz CA., Baldwin DA., Collier TK., Herbert V., Stark JD et Schol NL. (2009). La toxicité synergique des mélanges de pesticides: implications pour l'évaluation des risques et la conservation du saumon du Pacifique en voie de disparition. *Perspective de santé environ*; 117:348–353.

Lebrun J.D., Geffard O., Urien N., François A., Uher E., Fechner L.C. (2015) Seasonal variability and inter-species comparison of metal bioaccumulation in caged gammarids under urban diffuse contamination gradient: implications for biomonitoring investigations, *Sci. Total Environ.* 511 501e508.

Lei M., Li Y., Zhang W., Niu L., Wang L., Zhang H. (2020) Identifying ecological processes driving vertical and horizontal archaeal community assemblages in a contaminated urban river, *Chemosphere* 245 125615,

Li L., Zheng B., Liu L. (2010). International Conference on Ecological Informatics and Ecosystem Conservation (ISEIS 2010) Biomonitoring and bioindicators used for river ecosystems: definitions, approaches and trends. *Procedia Environmental Science*, 2, 1510-1524.140-148.

Lin Q., Zhang Y., Marrs R., Sekar R., Luo X., Wu N. (2020) Evaluating ecosystem functioning following river restoration: The role of hydromorphology, bacteria, and macroinvertebrates. *Science of The Total Environment* , 743, 140583.

LIU P T., IOANNIDES C., SYMONS A M., PARKE D V. (1993) Role of tissue glutathione in prevention of surgical trauma. *Xenobiotica*. Vol. 23: 899-905

Livingstone D.R. (2001). Contaminant-stimulated reactive oxygen species production and oxidative damage in aquatic organisms. *Mar. Pollut. Bull.*, 42: 656–666.

Livingstone DR. (2001). Production d'espèces réactives de l'oxygène stimulées par les contaminants et dommages oxydatifs chez les organismes aquatiques. *Taureau Mar Pollut.* ; 42 (8):656–666.

Long Y., Jiang J., Hu X., Hu J., Ren C., Zhou S. (2021) The response of microbial community structure and sediment properties to anthropogenic activities in Caohai wetland sediments, *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 211.

Références bibliographiques

LOVEN D., SCHEDL H., WILSON H., DIEKUS M. (1986) Effect of insulin and oral glutathione on glutathione levels and superoxide dismutase activities in organs of rats with streptozotocin induced diabetes. *Diabète*. Vol. 35(5): 503-514

Lowe D., Pipe R.K. (1985). Réponses cellulaires de la moule *Mytilus edulis* après exposition à des émulsions d'huile diesel: cellules reproductrices et cellules de stockage des nutriments. *Mar. Environ. Res.*17, 234-237.

Luís de Sá Salomão A., Hauser-Davis RA., Marques M. (2020). Lacunes critiques dans les connaissances et variables pertinentes à prendre en compte lors de la réalisation d'essais d'écotoxicité aquatique *Écotoxicologie et sécurité environnementale*, vol.203, Presse universitaire, p. 110941

Majone F., Brunetti R., Fumagalli O., Gabriele M., Levis A.G. (1990). Induction de micronoyaux par la mitomycine C et la colchicine chez la moule marine *Mytilus galloprovincialis*. *Mutat. Res.*244, 147-151.

Margoum C., Morin S., Mazzella N. (2015) Potential toxicity of pesticides in freshwater environments: passive sampling, exposure and impacts on biofilms: the PoToMAC project, in: *Environmental Science and Pollution Research*, vol. 22, Springer Verlag.

Martin-Skilton R., Lavado R., Thibaut R., Minier C., Porte C. (2006). Preuve d'une altération endocrinienne chez le rouget, *Mullus barbatus* de la Méditerranée Nord-Ouest. *Environ. Pollut.*141, 60-8.

Mebarki A. (1982) Le bassin du Kébir- Rhumel(Algérie). Hydrologie de surface et aménagement des ressources en eau ; thèse doctorat de 3ème cycle. Université de Nancy II ; édition

MEBARKI A. (1984) Ressources en eau et aménagement en Algérie. Le bassin du Kébir- Rhumel. Office des Publications Universitaires.

Meinck F., Stooff H., Kohlschutter H. (1977). Les eaux résiduaires industrielles, 2ème édition MASSON.

Minier C., Levy F., Rabel D., Bocquené G., Godefroy D., Burgeot T., Leboulenger, F. (2000). L'état de santé de la limande en baie de Seine. Une étude multibiomarqueurs. *Mar. Environ. Res.*50, 373-377.

MOSAAD A A., ABD-ALLAH Y. (2004) Evaluation of some biochemical changes in diabetic patients. *Clinica Chimica Acta*. Vol. 346: 161-170

Mousleh M. (1984). Les plans d'eau à salmonidae du moyen-atlas marocain-approche piscicole et écologique, référence. polytech. toulouse, p. 150.

Références bibliographiques

Muhammad F. (2002). Penentuan toksisitas air limbah dengan indikator Ikan Tombro (Cyprinus carpio), *Majalah Ilmiah Biologi BIOMA* 4 (2) 54e58.

Munn RE. (2012) Encyclopedia of Global Environmental Change, Volume 5: Social and Economic Dimensions of Global Environmental Change. Wiley.

Nel LH., Markotter W. (2009). Maladies infectieuses d'origine hydrique nouvelles et émergentes. *Encyclopédie du système de support de vie.* 1:1-10.

Nelson J.S. (1994). Poissons du monde. 3e éd. John Wiley and Sons, New York,p.600.

Nichlsa E., Larsen B T., Spectora S., Davise AL., Escobar CF., Favilad M., Vulinece K .

Nsikak Benson. (2008). Encyclopedia of Global Warming and Climate Change. Ed. S. Philander. Vol 3. Thousand Oaks. CA: Sage Publications Inc .3 :813-817.

Nummelin M., Lodenius M., Tulisalo E Hirvonen H., Alanko T. (2007) Predatory insects as bioindicators of heavy metal pollution. *Environ Pollution* 145: 339–

Olivier A. (2005) .Chimie et pollution des eaux souterraines, Tec et Doc Lavoisier.

Orbea A., Cajaraville MP. (2006). Prolifération des peroxysomes et enzymes antioxydantes chez les moules transplantées de quatre estuaires basques présentant différents niveaux de pollution par les hydrocarbures aromatiques polycycliques et les biphényles polychlorés. *Environ. Toxicol. Chim.* 25, 1616-1626.

Orwin K H., Dickie I A., Holdaway R., Wood J R. (2018) A comparison of the ability of PLFA and 16S rRNA gene metabarcoding to resolve soil community change and predict ecosystem functions, *Soil Biol. Biochem.* 117 27e35.

Ozmen M., Gu ngo rdu A., Kucukbay F.Z. ., Guier E.R. (2006). Monitoring the effects of water pollution on Cyprinus carpio in Karakaya Dam Lake, Turkey. *Ecotoxicol.* 15, p :157 169.

Palmer BD, Palmer SK. (1995). Induction de la vitellogénine par les œstrogènes xénobiotiques chez la grenouille africaine à oreilles rouges. *Environ Health Perspect* 103(Suppl.4) :19-25, 1995.

Pandey S., Parvez S., Sayeed 1., Haque R., Bin-Hafeez B., Raisuddin S. (2003) Biomarkers of oxidative stress: a comparative study of river Yamuna fish Wallgo attu (Bl. & Schn.). *Sei Total Environ* , 309, P:105-15.

Références bibliographiques

Parente T., Hauser-Davis R. (2013). L'utilisation des biomarqueurs de poissons dans l'évaluation de la pollution de l'eau Pollution et santé des poissons dans les écosystèmes tropicaux , CRC Press , pp. 164 - 181

Paul MJ., Meyer JL. (2001). Ruisseaux dans le paysage urbain. Revue annuelle d'écologie et de systématique, 32(1), 333-365.

Paula D B., Adamisa., D'eбора S., Gomesa, Maria Lucia C., Pintob., Anita D., Paneka., Elis C A et Eleutherioa (2004).The role of glutathione transferases in cadmium stress/Toxicology Letters. 154, P: 81-88.

Pellegrin J. (1921). Les poissons des eaux douces de l'Afrique du Nord française (Maroc, Algérie, Tunisie, Sahara). Institut scientifique chérifien. Maroc, 1(1), p. 1-217.

Pellegrin J. (1939). Les barbeaux de l'Afrique du nord Française : description d'une espèce nouvelle. Bul. soc. sci. nat. du Maroc, 19, p. 1-10.

Petrovic S., Ozretic B., Krajnovic-Ozretic M., Bobinac D. (2001). Stabilité de la membrane lysosomale et métallothionéine dans la glande digestive des moules (*Mytilus galloprovincialis* Lam.) en tant que biomarqueurs dans une étude de terrain. Mar Pollut Bull 42:1373-1378.

Phillipart J.C. (1975). Dynamique des populations de poissons d'eau douce non exploitées. In LAMOTTE et BOURLIERE (Ed). Problèmes d'écologie ; la démographie des populations de Vertébrés. Masson et Cie. Paris : p. 443.

Phillipart J.C. (1982). Mise au point de l'alevinage contrôlé du *Barbus barbus* (L.) en Belgique. Perspective pour le repeuplement des rivières. Cah. Ethol. Appliquée 2 (2) : p. 173-202.

Poncin P. (1994). Quatre années de recherche sur le comportement reproducteur et l'hybridation de *barbus barbus* (L, 1758) à *Barbus meridionalis* (Risso, 1826). Bull. Fr. Pech piscic.n°334: p. 169-176.

Poncin P., Melard C.H. et Phillipart J.C. (1987). Utilisation de la température et de la photopériode pour contrôler la maturation sexuelle en captivité de trois espèces de poissons cyprinidés européennes : *Barbus barbus* (L), *Leuciscus cephalus* (L) et *Tinca Tinca* (L). Résultats préliminaires. Bull. Fr. Pêche Piscic. 304: p. 1-12.

POWERS S K., JACKSON M J. (2008) Exercise-induced oxidative stress: cellular mechanisms and impact on muscle force production. *Physiol Rev.* Vol. 88: 1243-1276

Prazeres M., Martínez-Colón M., Hallock P. (2020). Foraminifera as bioindicators of water quality: The FoRAM Index revisited. *Environmental Pollution*, 257, 113612.

Références bibliographiques

Puntmann Vo. (2009). Guide pratique sur les biomarqueurs : définitions, validation et applications des biomarqueurs avec des exemples tirés des maladies cardiovasculaires Journal médical postdoctoral, vol. 85, The Fellowship of Postgraduate Medicine , pp. 538 – 545.

Rajkumar J.S.I et Tennyson S. (2013). Acute effects of chromium on bioaccumulation and biochemical profile of Mugil cephalus (Linnaeus, 1758). International Journal of Advanced Life Sciences (IJALS), IJALS, 6 (2) : 107-115.

Ramade F. (2002). Dictionnaire encyclopédique de l'écologie et des sciences de l'environnement. 2ème Ed. DUNOD. Paris. 1075 p.

Ramchandra TV., Rishiram R .,Karthik B. (2006) Zooplanktons as Biological Indicators: Hydrobiological investigation in selected Bangalore Lakes. Technical report 11.

Ratningsih N. (2008). Uji toksisitas molase pada respirasi ikan mas (Cyprinus carpio L.), J. Biotika 6 (1) 22e33.

Risjani Y., Loppion G., Couteau J., Yunianta Y., Widowati I., Hermawati A., Minier C. (2020) Genotoxicity in the rivers from the Brantas catchment (East Java, Indonesia): occurrence in sediments and effects in *Oreochromis niloticus* (Linnaeus 1758), Environ. Sci. Pollut. Res. 27 (17) 21905e21913.

Risjani Y., Mutmainnah N., Manurung P., Wulan S N., Yunianta. (2021) Exopolysaccharide from *porphyridium cruentum* (purpureum) is not toxic and stimulates immune response against vibriosis: the assessment using zebrafish and white shrimp *Litopenaeus vannamei*, Mar. Drugs 19 (3) 133.

Risjani Y., Santoso D R., Couteau J., Hermawati A., Widowati I., Minier C. (2020) Impact of anthropogenic activity and lusi-mud volcano on fish biodiversity at the Brantas Delta, Indonesia, in: IOP Conference Series: Earth and Environmental Science, vol. 493, IOP Publishing, p. 12007. No. 1.

Risjani Y., Yunianta., Couteau J., Minier C. (2014). Cellular immune responses and phagocytic activity of fishes exposed to pollution of volcano mud, Mar. Environ. Res. 96 73e80.

Roberts Stephen M., Munson John W., Lowney Yvette W et Ruby Michael V. (2007). Relative oral bioavailability of arsenic from contaminated soils measured in the cynomolgus monkey Toxicologicalsciences . 95(1) : 281–288.

Rodier J. (2009). Analyse de l'eau ; Eaux. Ed. DUNODBordas, Paris, 9ème édition, 1526 p.

Références bibliographiques

RODIER J., LEGUBE B., MERLET N ET AL. (2009). The Water analyze. 9th Edition. DUNOD, Paris. 1085-1528p.

Rodolph P. (1990). Le grand livre de l'eau, la manufacture, Cité des sciences. Paris, 160 –370.

Rodriguez-Fuentes G., Gold-Bouchot G. (2004). Caractérisation de l'activité cholinestérase de différents tissus du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*). Mar. Environ. Rés. 58, 505-509.

Roeva N., Sidorov AV., Yurovitskii YG. (1999). Métallothionéines, protéines liant les métaux lourds chez les poissons. Biol Bull 26:617-622.

Roméo M., Hoarau P., Garello G., Gnassia-Barelli M., Girard J.P. (2003). Mussel transplantation and biomarkers as useful tools for assessing water quality in the NW Mediterranean. Environ. Pollut., 122 (3) : 369-378.

Ronci L., Meccoli L., Iannilli V., Menegoni P., Matthaeis, Setini. (2016). Comparison between active and passive biomonitoring strategies for the assessment of genotoxicity and metal bioaccumulation in *Echinogammarus veneris* (Crustacea: Amphipoda), Ital. J. Zool. 83.

Rybak M., Witkowski A., Peszek L., Kocielek J P., Risjani Y., Nguy H D., Zhang J., Yunianta Y., Nguy_en V D., Gastineau R., Duong T.T., Rosa P., Meleder V. (2021) Marine and brackish Lenticular D.G.Mann (Bacillariophyta) species from the Java sea and South China sea coasts with the description of three new species, PhytoKeys.

Sabater S., Guasch H., Ricart M., Romaní A., Vidal G., Klünder C., Schmitt-

Saber M., Hoballah E., Ramadan R., El-Ashry S., Zaghloul AM. (2016a) Kinetic assessment of potential toxic elements desorption from contaminated soil ecosystems irrigated with low quality aquatic. Inter J Soil Sci 11:71–78.

Saber M., Soad El-Ashry., Nizinski J., Montoroi JP., Zaghloul AM. (2015a). Chemical characterization of sewage effluent repetitively used in arid soils irrigation. 12th Inter Phytotechnology Conf, Manhattan, Kansas, USA, 27-30 September (2015).

SAKA S., BAHY A., AOUACHERI W. (2011) L'effet du stress oxydant induit par l'acétate de plomb sur le système enzymatique du glutathion chez les rats. Ann Toxicol Anal. Vol. 23(3): 139-145.

Références bibliographiques

Salibián A., Ferrari L. (2007).Évaluation de l'impact de la pollution sur les biomarqueurs d'effet d'un poisson d'eau douce. *Chimiosphère* ; 68(8): 1582-90.

Scarpato R., Migliore L., Alfinito-Cognetti G., Barale R. (1990). Induction de micronoyaux dans le tissu branchial de *Mytilus galloprovincialis* exposé à des eaux marines polluées. *Mar. Pollut. Bull.*21, 74-80.

Smith V.H. (2003). L'eutrophisation des écosystèmes marins d'eau douce et côtiers est un problème mondial. *Sciences environnementales et recherche sur la pollution*, 10(2), 126-139.

Spies R.B., Stegeman J.J., Rice D.W., Jr., Woodlin B., Thomas P., Hose J.E., Cross J.N., Prieto M. (1990). Réponses sublétales de *Platichthys stellatus* à la contamination organique dans la baie de San Francisco, en particulier en ce qui concerne la reproduction. In : McCarthy, J. F., Shugart, L. R. (Eds.), *Biomarkers of Environmental Contamination*. CRC Press, Boca Raton, FL, pp. 87-122.

Stanic B., Andric N., Zoric S., Grubor-Lajsic G., Kovacevic R. (2005). Assessing pollution in the Danube River near Novi Sad (Serbia) using several biomarkers in sterlet (*Acipenser ruthenus* L.). *Ecotoxicol. Environ. Safety*, 65(3): 395- 402.

Station météorologique du barrage de Beni Haroun. (2008). Agence Nationale des Barrages et Transferts (ANBT) – Algérie.

Stein E A. (1998). Prevention of heart disease: is LDL reduction the outcome of choice? Absolutely yes. *Value Health*. 1(2): 120-4.

Sturm A., da Silva de Assis HC., Hansen PD. (1999). Cholinestérases des poissons téléostéens marins : caractérisation enzymologique et utilisation potentielle dans la surveillance de la contamination neurotoxique. *Mar. Environ. Rés.* 47, 389-398.

Sudarso J., Wardiatno Y., Setiyanto D D., Anggraitoningsih W. (2013) Pengaruh Aktivitas Antropogenik di Sungai Ciliwung Terhadap Komunitas larva Trichoptera, *J. Manusia Dan Lingkungan* 20 (1) 68e83.

Sumampouw O J., Risjani Y. (2014) Bacteria as indicators of environmental pollution: review, *Int. J. Ecosys.* 4 (6) 251e258,

Taylor AM., Maher WA. (2010). Établissement de relations exposition-dose-réponse aux métaux chez les organismes marins: Illustration par une étude de cas de la toxicité du cadmium chez *Tellina deltoidalis*. In: Martorino L, Puopolo K, éditeurs. *New Oceanography Research Developments; Marine Chemistry, Ocean Floor Analyses, and Marine Phytoplankton*; Nova Science Publishers; Hauppauge, New York, USA: pp. 1–57.

Références bibliographiques

Thakur RK., Jindal R., Singh UB., Ahluwalia AS. (2013) Plankton diversity and aquatic quality assessment of three fresh aquatic lakes of Mandi (Himachal Pradesh, India) with special reference to planktonic indicators. *Environ Monit Assess* 185:8355–8373

Trevors J.T et Saier Jr M.H. (2007). Regulation of Pollution . *Water Air Soil Pollution*.

Tugiyono N., Nurcahyani R., Supriyanto S., Hadi. (2011). Biosurveillance des effets suite à l'exposition des poissons aux effluents des sucreries *Mod. Appl. Sci.* , 5 (5) , p. 39 – 45

Tylianakis J., Veddeler D., Lozada T., López RM., Benítez P., Klein AM., GHJ K., Olschewski R., Veldkamp E., Navarrete H., Onore G., Urbini A., Sparvoli E., Turillazzi S. (2006) Social paper wasps as bioindicators: a preliminary research with *Polistes dominulus* (hymenoptera: Vespidae) as a trace metal accumulator. *Chemosph.* 64:697–703

Ullah S., Javed MW., Shafique M., et al. (2014). Une approche intégrée pour l'évaluation de la qualité de l'eau potable à l'aide du SIG : Une étude de cas de Lower Dir. *Journal des sciences de la Terre himalayenne.* 47(2):163-74.

Valavanidis A., Vlachogianni T., Dassenakis E., Scoullou M. (2006). Biomarqueurs moléculaires du stress oxydatif chez les organismes aquatiques en relation avec les polluants environnementaux toxiques. *Ecotoxicol Environ Safety* 46:178-189.

Van der Oost R., Beyer J., Vermeulen N.P.E. (2003). La bioaccumulation des poissons et les biomarqueurs dans l'évaluation des risques environnementaux : une revue. *Environ. Toxicol. Pharmacol.* 13, 57-149.

Viarengo A. (1989). Métaux lourds chez les invertébrés marins: mécanismes de régulation et de toxicité au niveau cellulaire. *CRC Critical Reviews in Aquatic Science* 1, 295–317.

Viarengo A., Bettella E., Fabbri R., Burlando B., Lafaurie M. (1997). Inhibition par les métaux lourds de l'activité EROD dans les microsomes hépatiques du bar *Dicentrarchus labrax* exposés à des xénobiotiques organiques : rôle du GSH dans la réduction des effets des métaux lourds. *Mar. Environ. Rés.* 44, 1-11.

Viarengo A., Burlando B., Dondero F., Marrò A., Fabbri R. (1999). La métallothionéine comme outil dans les programmes de biosurveillance. *Biomarqueurs* 4, 455-466.

Références bibliographiques

Wang F et al. (2019) Environmental risk assessment of metal pollution in the water and sediment of the Three Gorges Reservoir, China. *Environmental Science and Pollution Research*, 26(12), 11635-11645.

Wang Y P., Shi J Y., Wang H., Lin Q., Chen X C., Chen YX. (2007) The influence of soil heavy metals pollution on soil microbial biomass, enzyme activity, and community composition near a copper smelter, *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 67(1) 75e81.

Weckbecker G., Cory J G. (1988). Ribonucleotide reductase activity and growth of glutathion-depleted mouse leukemia L 1210 cells *in vitro*. *Cancer Letter.* 40: 257-264.

Wheeler A. (1992) Cyprinid Fishes of the World. London: Fishing News Books.

Witt K. (1996). Changements de parcelles d'espèces à partir de la cartographie répétée d'atlas d'oiseaux nicheurs dans le sud de Berlin, 1980 et 1990. *Acta Ornithologica* , 31 (1), 81-84.

Zannatul F., Muktadir AKM. (2009) A review: potentiality of zooplankton as biological indicators. *Am J Appl Sci* 6:1815–1819.

Zhang L., Wang WX. (2005). Effets de la pré-exposition au Zn sur la bioaccumulation des ions Cd et Zn et sur les niveaux de métallothionéine chez deux espèces de poissons marins. *Aquat Toxicol* 73:353-369.