

N°Ref :.....



Centre Universitaire Abdelhafid BOUSSOUF-Mila

Institut des Sciences et de la Technologie

Département des Sciences de la Nature et de la Vie

Mémoire préparé En vue de l'obtention du diplôme de **Master**

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biologie Appliquée et Environnement

Option : Gestion et Fonctionnement des Ecosystèmes Aquatiques et Forestiers

Thème :

**Etude comparée des paramètres de croissance et de pollution
chez deux espèces de poissons issues de barrage de Beni
Haroune : la brème (*Abramis brama*) et la carpe commune
(*CYprinus carpio*)**

Présenté par : REDDAD Sakina

TABBANI Riheb

Devant le jury composé de :

Mr BOUNAMOUS. A
Mme MLIKI. F
Mr TOUMI. ML

MCA
MAAB
MCB

Président
Examinatrice
Promoteur

Année Universitaire: 2015/2016

Remerciements

Nous tenons tout d'abord à remercier « Allah » qui nous éclaire le bon chemin et qui nous a donné la force pour mener à bien l'étude de ce projet.

Nousexprimons nos profondsremerciements à notre encadreur Mr. Toumi. M.L. pour ses judicieux conseils et ses précieuses orientations et pour tous les efforts qu'il a déployés dans ce sujet, ainsi que de sa compréhension et de sa patience pendant la réalisation et la mise en forme de ce travail

Nous tenons à remercier très vivement les membres du jury :

- Mr. Bounamous A. de bien vouloir examiner ce travail et présider le jury.*
- Mme.Mliki F. d'avoir accepté d'examiner notre travail.*

Nous adressons également nos remerciements, à tous nos enseignants, qui nous ont donné les bases de la science.

Nos sincères gratitudes et notre profonde reconnaissance à Mr. Bendjeddou A. le responsable de la direction de pêche- Mila, et Mr. Ahmed le pêcheur pour leurs aides et leurs conseils

Nous remercions aussi le directeur de l'ADE d'Annaba pour son aide.

Nous tiens à présenter nos vifs remerciements et exprimer notre gratitude à tous ceux qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicace

Je dédie ce travail :

À ma mère et mon père je vous dis

Merci pour votre encouragement

A mon frère Abd El-Raouf, et mes

sœurs Manar et Soundous

A mes grands-mères et mes grands-

pères

A mes cousines Amira, Aya, Chaima,

Halima, Imen, Latifa, Lamis, Maroua

Et mon cousin Zine El-dinne

A mes chères collègues Sakina, Habiba,

Khawla, Selma, Radja, Rokia, Sara,

Amira, Imen, Hadjer

A tous mes oncles et mes tontons et

toute la famille

Avec tous mes sentiments de

reconnaissance et de Gratitude

Riheb

Dédicace

Je dédie ce travail :

*À ma mère et mon père je vous dis Merci pour
votre encouragement*

*A mes sœurs : Siham, Chakra, Heyte, Nassima
et son mari Hakim et ses enfants Abd El-Rahim,
Houssam Eddinne, Akram*

*A mes frères : Ali et son épouse Sara et ses
enfants Youssef, Mehdi, Wael, Shiraze.*

*A mon frère Nourddine et son épouse Nihad et
son fille Alaâ El-Rahmen*

A mon petit frère Fares

*A mes chères collègues Rihab, Imare, Selma,
Hadjer, Khawla, Sara, Amira, Habiba, Radja,
Rokia, Radia, et surtout mon amie houssam
Eddine*

*Avec tous mes sentiments de reconnaissance et de
Gratitude .*

Sakina

Résumé

La présente étude expérimentale comparative vise à déterminer les relations entre la croissance, la capacité de détoxification hépatique et la qualité physicochimique du milieu en fonction des saisons chez deux espèces de poissons issus du barrage de Beni Haroun : la brème et la carpe commune. Un échantillonnage des poissons et de l'eau à deux prises (automnale et hivernale) a été effectué au site Gharslim (Est). Les poissons ont été ensuite soumis à une mensuration biométrique et pondérale pour déterminer leur croissance. Le foie, en tant qu'organe central de détoxification, a été disséqué hors de la cavité abdominale, pesé puis homogénéisé pour le dosage des substances réactives à l'acide thiobarbiturique (TBARS). Une analyse physicochimique concomitante de l'eau du barrage a été complétée. Nos résultats ont montré des changements morphométriques intra- et interspécifiques en fonction des deux saisons, avec une croissance allométrique positive chez la brème et une croissance allométrique négative chez la carpe commune. Le rapport hépato-somatique (RHS) a été significativement diminué en hiver chez la brème seulement, une chute précédée par une mauvaise indication automnale du facteur de condition K. Par contre, chez la carpe commune, le RHS a été stable avec une bonne indication du facteur K au cours des deux saisons. La teneur hépatique en TBARS a été similaire chez les deux espèces durant la période d'étude, avec une grande variabilité interindividuelle. Par ailleurs, l'analyse de l'eau a indiqué que l'écosystème étudié est défavorable en ce sens qu'il abrite un taux considérable de xénobiotiques organiques. Pris ensemble, nos résultats mettent en évidence une mal adaptation de la brème à son milieu de vie, témoignant d'une grande vulnérabilité par rapport à la carpe commune. Néanmoins, il semble que la susceptibilité générale des deux espèces à une pollution occasionnelle aux xénobiotiques ne dépendrait pas nécessairement d'un stress oxydatif hépatique.

Mots clés : Barrage de Beni Haroun ; Brème, Carpe Commune ; Croissance ; Biométrie ; Foie ; Détoxification ; Saison.

Abstract

The current experimental and comparative study aims at determining the relationships between the growth, the hepatic detoxification ability and the physicochemical quality of milieu in function of seasons in two species of fish from the barrage of Beni Haroun : the bream and the common carp. A sampling of fishes and freshwater was made at the site of Gharslim (East) in autumn and winter. The fishes were submitted to biometric and weight measurements to determine their growth. The liver, as a central organ of detoxification, was dissected out of the abdominal cavity, weighed then homogenized in order to measure the rate of thiobarbituric acid-reactives substances (TBARS). A concomitant physicochemical analysis of the freshwater was completed. Our results pointed out intra- and interspecific morphometric changes in function of the seasons, with a positive allometric growth in the bream and a negative allometric growth in the common carp. The hepatosomatic index (HSI) was significantly decreased in winter in the bream only, a decline that was preceded by a poor indication of the condition factor K during autumn. On the contrary, in the common carp, the HSI was stable with a good indication of factor K throughout these seasons. The hepatic rate of TBARS was similar in both species during the study period, with a high inter-subject variability. Otherwise, the freshwater analysis has indicated that the ecosystem studied is unfavorable because it contains a considerable amount of organic xenobiotics. Taken together, our results provide evidence about a maladaptation of the bream to its living environment, proving that this species is highly vulnerable compared with the common carp. Nevertheless, it seems that the overall susceptibility of both species to an occasional pollution by xenobiotics may not necessarily depend of a hepatic oxidative stress.

Keywords: Barrage of Beni Haroun; Bream; Common Carp; Growth; Biometry; Liver; Detoxification; Season.

ملخص

تهدف هذه الدراسة التجريبية للمقارنة و تحديد العلاقة بين النمو ووظيفة إزالة السموم من الكبد، والجودة الفيزيوكيميائية للوسط بحسب الفصول عند نوعين من الأسماك من سد بني هارون: سمك الأبراميس و الشبوط الشائع. وقد تم أخذ عينات من الأسماك و المياه على جرعتين (الخريف و الشتاء) من واد غار سليم (شرق). ثم أخضعت الأسماك لقياسات الطول و الوزن لتحديد نموها. باعتبار الكبد عضو رئيسي للتخلص من السموم، تم تشريحه خارج التجويف البطني، ووزنه، ومجانسته لمعايرة المواد المتفاعلة مع حمض التيوباربيتوريك (TBARS). ويصاحب ذلك تحليل فيزيوكيميائي كامل لمياه السد. أظهرت النتائج المتحصل عليها تغيرات مظهرية ضمن وبين الأنواع حسب الموسمين، مع نمو في الوزن عند سمك الأبراميس و نمو في الطول عند الشبوط الشائع. انخفاض ملحوظ في وزن الكبد (RSH) عند الأبراميس في فصل الشتاء على خلاف فصل الخريف، مع سوء مؤشر عامل الحالة K في الخريف. والعكس لدى الشبوط الشائع، وزن الكبد (RSH) مستقر مع مؤشر جيد للعامل K خلال الموسمين. محتوى الكبد لـ TBARS متماثل لدى كل من النوعين خلال فترة الدراسة مع تفاوت كبير بين الأفراد. من جهة أخرى أشار تحليل المياه أن النظام البيئي المدروس غير ملائم لأنه يحتوي على كمية معتبرة من مواد سامة عضوية. تبرز النتائج سوء و ضعف التكيف لسمك الأبراميس في وسط عيشها مقارنة بالشربوط الشائع. مع ذلك يظهر أن حساسية كل من النوعين للتلوث البيولوجي بسبب المواد السامة لا يعتمد بالضرورة على الإجهاد التأكسدي الكبدي.

الكلمات المفتاحية : سد بني هارون، الأبراميس، الشبوط الشائع، النمو، القياسات الحيوية، الكبد، إزالة السموم، الفصل.

Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Limites de la wilaya de Mila	04
2	Situation du barrage de Beni Haroun	06
3	La carpe commune <i>Cyprinus carpio</i>	08
4	La carpe royale <i>Cyprinus carpio carpio</i>	09
5	La carpe argentée <i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	09
6	La carpe à grande bouche <i>Aristichthys nobilis</i>	10
7	Le barbeau <i>Barbus barbus</i>	11
8	Le carassin <i>Carassius carassius</i>	12
9	La brème <i>Abramis brama</i>	12
10	Morphologie de <i>Cyprinus carpio</i>	14
11	Morphologie d' <i>Abramis brama</i>	17
12	Anatomie externe d'un poisson osseux	20
13	Anatomie interne d'un poisson osseux	21
14	Schéma récapitulatif du métabolisme des xénobiotiques	27
15	Le plan de travail de l'étude	30
16	Le filet voile et ses mailles	31
17	Les espèces capturées	31
18	Les différentes mensurations biométriques	32
19	La mensuration biométrique et la pesée corporelle	33
20a	Les étapes de dissection : fixation du poisson, incision superficielle (ano-operculaire et ventro-dorsale) et exposition des organes internes	34

Liste des figures (suite)

N°	Titre	Page
20b	Les étapes de dissection (suite) : localisation et prélèvement du foie	35
21	La boîte et les sachets de conservation du foie prélevé	35
22	Valeurs biométriques relatives à la longueur totale (LT) en automne et en hiver chez la brème et la carpe commune	42
23	Relation longueur totale (LT)/longueur maxillaire-fourche (LJFL) chez la brème (A) et la carpe commune (B)	43
24	Relation longueur totale (LT)/longueur cavité oculaire-fourche (EOFL) chez la brème (A) et la carpe commune (B)	44
25	Relation longueur totale (LT)/longueur dorsale-fourche (DFL) chez la brème (A) et la carpe commune (B)	45
26	Relation longueur totale (LT)/longueur pectorale-fourche (PFL) chez la brème (A) et la carpe commune (B)	46
27	Relation longueur totale (LT)/longueur pectorale-dorsale (PDL) chez la brème (A) et la carpe commune (B)	47
28	Rapport hépato-somatique (RHS) en automne et en hiver chez la brème et la carpe commune	48
29	Relation poids corporel (PC)-longueur totale (LT) chez la brème (A) et la carpe commune (B)	49
30	Relation poids corporel (PC)-poids hépatique (PH) chez la brème (A) et la carpe commune (B)	50
31	Teneur hépatique en TBARS en automne et en hiver chez la brème et la carpe commune	52

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1	Données météorologiques mensuelles (température et précipitation) pendant l'année 2015	05
2	Caractéristiques générales du barrage de Beni Haroun	07
3	Classification de <i>Cyprinus carpio</i>	13
4	Classification d' <i>Abramis brama</i>	16
5	Paramètres estimatifs de la relation poids corporel (PC)-longueur totale (LT) et facteur de condition (K) chez la brème et la carpe commune	51
6	Paramètres physicochimiques de l'eau du barrage de Beni Haroun	52

Liste des abréviations

ADN : Acide désoxyribonucléique

ANOVA : Analyse de variance

ATP : Adénosine triphosphate

DFL : Longueur dorsale-fourche

EOFL : Longueur cavité oculaire-fourche

GSH : Glutathion réduit

GST : Glutathion S-transférase

LJFL : Longueur maxillaire-fourche

LT : Longueur totale

MDA : Malondialdéhyde

PDL : Longueur pectorale-dorsale

PFL : Longueur pectorale-fourche

RHS : Rapport hépato-somatique

ROS : Espèces réactives de l'oxygène

SEM : Erreur standard de moyenne

TBA : Acide thiobarbiturique

TBARS : Substances réagissant avec l'acide thiobarbiturique

Introduction

L'eau est un composant majeur du monde minéral et biologique mais aussi le vecteur de la vie et de l'activité humaine. Elle joue un rôle crucial dans la vie des habitats et dans la survie des écosystèmes naturels. Les eaux sont très irrégulièrement réparties à la surface de la planète : 97 % du volume total s'accumule dans les océans, 2 % sur les continents, 0,6 % en phase solide dans les inlandsis polaires et les glaciers, et une part très modeste en phase gazeuse dans l'atmosphère. L'eau douce est essentielle à nos besoins, ne représentant que 1% de la totalité des mers et des océans présents sur terre (**Mebarkia, 2011**).

L'eau est un élément de base des écosystèmes naturels notamment les écosystèmes aquatiques. A cet égard, la notion du milieu aquatique englobe des types très variés d'écosystèmes qui comprennent aussi bien des eaux courantes (sources, ruisseaux, torrents, rivières, fleuves et canaux), des zones humides (marais, tourbières) et des eaux stagnantes (mares, étangs, gravières, ballastières, lacs et barrages) (**Grosclaude, 1999**). Les barrages sont caractérisés par la présence de différents types d'espèces notamment les poissons d'eau douce qui vivent à l'origine dans les rivières, les lacs, les fleuves et les retenues collinaires. Ces poissons jouent un rôle fondamental dans l'écosystème en ce sens qu'ils sont de bons indicateurs du milieu. Par exemple, la carpe est un excellent poisson d'élevage à caractère indicateur de la pollution (**Billard, 1995**).

La pollution aquatique est un facteur majeur du stress oxydatif de la faune aquatique et en particulier chez les poissons (**Yildirim et al., 2011**). En effet, tant que l'organisme fonctionne bien, il y a un équilibre entre la production des espèces réactives de l'oxygène (*ROS, reactive oxygen species*) due aux xénobiotiques et leur détoxification (système oxydant) (**Ahmed et al., 2000**). En cas d'une pollution ou une défavorisation environnementale, cet équilibre peut être rompu en faveur du système pro-oxydant, provoquant ainsi un état de stress oxydatif (**Aït-Aïssa et al., 2003**). Comme les mammifères, les poissons possèdent un système d'antioxydants qui comprend des enzymes antioxydantes comme la glutathion-S-transférase (GST), la glutathion réductase (GR), le superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT) et la glutathion peroxydase (GPx) (**Almeida et al., 2002 ; Nordberg et Arner, 2001 ; Pandey et al., 2003**).

L'hépatotoxicité induite par un xénobiotique est associée à un stress oxydatif, caractérisé par une accumulation des ROS et de produits dérivant de lipides membranaires

endommagés tels que les substances réactives à l'acide thiobarbiturique (*TBARS*, *thiobarbituricacid-reactives substances*) et les diènes conjugués (**Boyer et Petersen, 1991 ; Goldlin et Boelsterli, 1991 ; Kloss et al., 1983**). Ces marqueurs de stress oxydatif reflètent le stade de peroxydation des lipides membranaires (**Amiard et Amiard-Triquet, 2008**).

Comme tous les vertébrés, ces poissons ont la capacité de détoxifier les molécules polluantes (xénobiotiques) par la fonction du foie, un organe-clé qui a un rôle de nettoyeur d'une grande partie des substances exogènes contenu dans l'organisme. Il est ainsi capable d'éliminer ces substances par un système de détoxification efficace.

Cette détoxification représente l'ensemble des réactions biochimiques bi-phasiques dont le but est de faciliter la biotransformation et l'excrétion des substances toxiques endogènes et exogènes hors de l'organisme à travers deux phases essentielles : la phase I durant laquelle les xénobiotiques subissent l'oxydation, la réduction, et l'hydrolyse, et la phase II qui favorise leur conjugaison avec des constituants endogènes. Par exemple, la GST utilise le glutathion réduit (GSH) comme composé endogène pour conjuguer principalement les époxydes et les dérivés nitrés (**Khellil-Bendjemana, 2008**).

Cependant, ce système est très sensible aux polluants qui peuvent l'altérer en influant sur la capacité hépatique à promouvoir la croissance. Par conséquent, la présence de xénobiotiques toxiques en grande quantité dans le milieu environnant pourrait avoir des répercussions sur la croissance ou la reproduction du poisson (**Little et Edwards, 2005**).

La croissance chez les poissons est représentée par un accroissement progressif en taille et/ou en poids, qui peut être étudiée par l'analyse des fréquences (taille et poids corporel). La détermination de la biométrie et du poids des poissons est très utile pour le calcul des coefficients de condition et l'établissement des lois de croissance.

La croissance des poissons est influencée par le milieu extérieur, car le système de relations entre une espèce et son environnement est très diversifié en milieu aquatique et intègre de nombreux facteurs environnementaux (température, salinité, pH, oxygène, ...etc.). Ces conditions, à travers le fonctionnement de l'écosystème, influent sur la croissance des poissons. Lorsqu'il y a une perturbation, elles affectent la croissance, ce qui est reflété d'une manière négative sur la longueur et le poids corporel des animaux.

Le site d'investigation expérimentale de la présente étude est un écosystème aquatique continental représenté par un lac artificiel : le barrage de Beni Haroun. Ce

barrage présente une richesse halieutique non négligeable caractérisée par la présence des espèces de poissons de la famille des Cyprinidés. Notre travail porte sur l'étude comparative de deux espècesensemencées dans ce barrage depuis sa mise en place : la brème (*Abramis brama*) et la carpe commune (*Cyprinus carpio*). Ce sont les espèces les plus répandues dans ce barrage.

L'objectif de cette étude est de contribuer à une meilleure connaissance du pouvoir d'adaptation et de la capacité de croissance chez ces espèces en deux saisons successives, à savoir l'automne et l'hiver. Ceci a été réalisé par un protocole comparatif associant les mesures biométriques et pondérales à la fonction détoxifiante hépatique.

1. Présentation de la région de Mila

1.1. Localisation géographique

La wilaya de Mila se situe au Nord-Est de l'Algérie à 464 m d'altitude. La wilaya est située aussi dans la partie Est de l'Atlas tellien, une chaîne de montagnes qui s'étend d'Ouest en Est sur l'ensemble du territoire nord du pays (A.N.D.I, 2013). Elle occupe une superficie totale de 3.480,54 Km² soit 0,14% de la superficie du pays (Zouaidia, 2006). La population de la wilaya en décembre 2011 est estimée à 810370 habitants, soit une densité de 90,75 habitants par km² (Chaâlal, 2012).

La wilaya de Mila se compose de 13 Daïras et de 32 communes issues du dernier découpage administratif de 1984 (R.G.P.H, 2008). Elle est limitée par les wilayas suivantes (Figure 1):

- ❖ Au Nord par la wilaya de Jijel ;
- ❖ Au Nord-Est par la wilaya de Skikda ;
- ❖ A l'Est par la wilaya de Constantine ;
- ❖ A l'Ouest par la wilaya de Sétif ;
- ❖ Au Sud par la wilaya d'Oum El-Bouaghi.

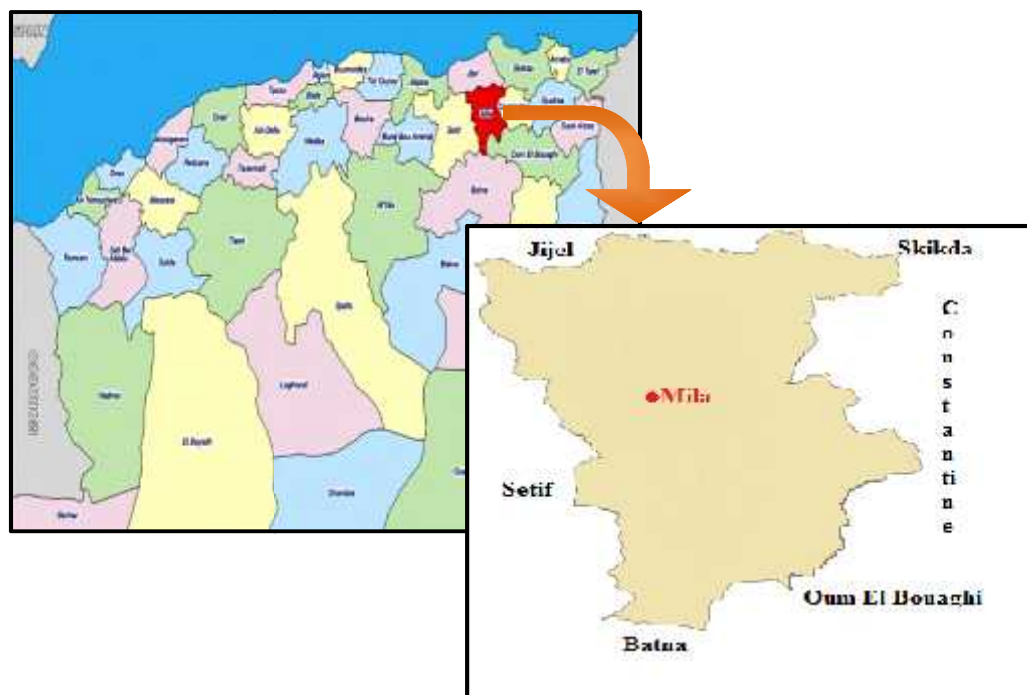


Figure 1. Limites de la wilaya de Mila.

1.2. Cadre climatique

Le climat de la wilaya de Mila est un climat typiquement méditerranéen. Il est caractérisé par un hiver doux et pluvieux s'étendant de novembre à avril et une période estivale longue chaude et sèche qui se prolonge du mois de mai au mois d'octobre avec une variation saisonnière et spatiale. La région est caractérisée par une température méditerranéenne modérée durant les mois de l'automne, l'hiver et le printemps. Pendant l'été la température augmente rapidement, surtout à l'intérieur de la wilaya. Le régime pluviométrique est caractérisé par une irrégularité intra - et interannuelle. La concentration des pluies est sur une part assez courte de l'année (**Soukehal, 2010**). Les précipitations sont naturellement cantonnées dans le semestre frais qui débute en novembre et se termine en mars, mais d'une manière générale, elles décroissent du Nord au Sud de la région (**Zouaidia, 2006**). Un aperçu de quelques données météorologiques durant l'année 2015 est récapitulé ci-dessous (Tableau 1) :

Tableau 1. Données météorologiques mensuelles (température et précipitation) pendant l'année 2015 (D'après la S.M.A.T, 2015).

Mois	T° moyenne (°C)	Précipitation (mm)
Janvier	7,33	216
Février	7,33	191,5
Mars	10,29	65,7
Avril	13,57	9,5
Mai	17,82	39,2
Juin	22,91	1,3
Juillet	26,68	0,2
Aout	25,76	30,9
Septembre	21,63	30,4
Octobre	18,11	69,7
Novembre	12	73,7
Décembre	8,23	1,1
		Total = 729,2

2. Présentation de la zone d'étude : le barrage de Béni Haroun

2.1. Situation géographique

Le barrage de Béni Haroun est situé à environ 40 kilomètres au Nord de la ville de Constantine et à 350 kilomètres à l'Est d'Alger. Il est situé au Nord-Est du chef-lieu de la wilaya de Mila, à l'extrémité amont de la gorge de Beni Haroun, à environ 4 km du confluent de Oued Rhumel à l'Est et de Oued Endja à l'ouest (A.N.B.T, 2010). Il est implanté dans la commune de Hamala, Daïra de Grarem Gouga (M.T.W.M, 2008) (Figure 2).

Le barrage est considéré comme la plus grande zone humide superficielle algérienne et la seconde du continent africain (après le barrage de Al Sad El Alli en Egypte). Il couvre une superficie de 5328 km², avec une réserve de 1 milliard de m³ d'eau atteinte en février 2012, répartis sur 3 900 hectares (Direction des ressources en eau de la wilaya de Mila). L'ouvrage constitue la clé du projet de transfert des ressources en eaux mobilisées par le barrage de Beni Haroun vers les six Wilayas suivantes : Batna, Kenchela, Mila, Oum El-Bouaghi, Constantine et Jijel (A.N.B.T, 2010).



Figure 2. Situation du barrage de Beni Haroun (Google Maps data, 2016).

2.2. Caractéristiques générales

Le Tableau ci-dessous résume les caractéristiques principales du barrage :

Tableau 2. Caractéristiques générales du barrage de Beni Haroun (A.N.B.T, 2010).

Caractéristiques	
Année de construction	1996
Année de mise en eau	2003
Capacité initiale	997 Hm ³
Capacité dernier levé (2004)	996 Hm ³
Apport moyen annuel	435 Hm
Envasement annuel	06 Hm/an
Surface du bassin versant	7725 m ²
Hauteur	180 m
Longueur	710 m

2.3. Climat local

Notre zone d'étude est caractérisée par un climat de type méditerranéen (**Boulbair et Soufane, 2011**), la température maximale est enregistrée durant le mois d'août où elle atteint 29,18°C. Le mois de janvier est le mois le plus froid avec une température minimale de 11,07°C (**S.M.B.B.H, 2011**). La région d'étude est l'une des régions les plus arrosées, les précipitations sont également variables et irrégulières d'une année à l'autre (**Meftah et Moussa, 2012**).

2.4. Faune piscicole

Le barrage de Beni Haroun contient 7 espèces de poissonsensemencées (**DPM, 2015**) :

A. La carpe commune

🚩 **Nom scientifique** : *Cyprinus carpio* ;

🚩 **Taille** : 50 - 60 cm ;

🚩 **Poids maximum** : 28 kg ;

🚩 **Caractéristiques** :

- ✓ **Couleur** : brune à reflets dorés, avec ventre plus clair ;
- ✓ **Corps** : allongé ;
- ✓ **Tête** : conique portant des barbillons.

- ✚ **Période de ponte** : mai - juillet ;
- ✚ **Régime alimentaire** : omnivore ;
- ✚ **Répartition** : barrage de Beni haroun, barrage Grouz, barrage réservoir, retenue collinaire Oued Gueloun, mini barrage Oued Taourit.

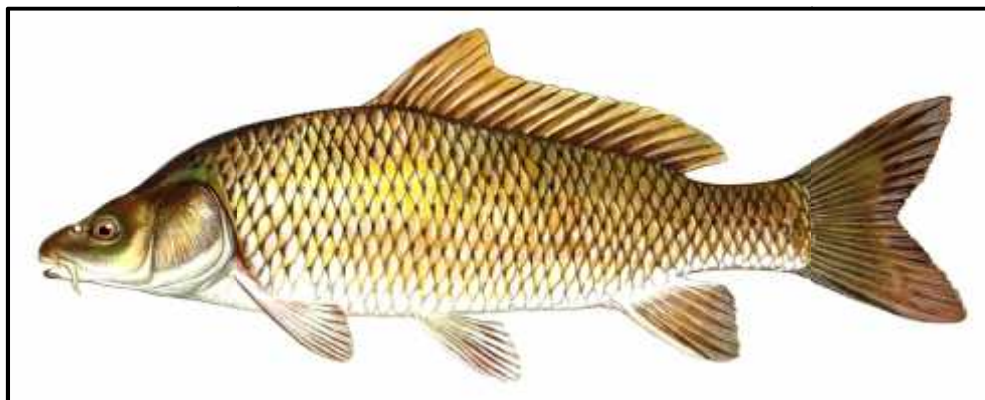


Figure 3. La carpe commune *Cyprinus carpio*.

B. La carpe royale

- ✚ **Nom scientifique** : *Cyprinus carpio carpio* ;
- ✚ **Taille** : 50 - 60 cm ;
- ✚ **Poids maximum** : 28 kg ;
- ✚ **Caractéristiques** :
 - ✓ **Couleur** : brune à reflets dorés, avec ventre plus clair ;
 - ✓ **Corps** : allongé ;
 - ✓ **Tête** : conique portant des barbillons.
- ✚ **Période de ponte** : mai - juillet ;
- ✚ **Régime alimentaire** : omnivore ;
- ✚ **Répartition** : barrage de Beni haroun, barrage Grouz, Barrage réservoir, retenue collinaire Oued Gueloun, mini barrage Oued Taourit.



Figure 4. La carpe royale *Cyprinus carpio carpio*.

C. La carpe argentée

- 🚩 **Nom scientifique** : *Hypophthalmichthys molitrix* ;
- 🚩 **Taille** : 1 m ;
- 🚩 **Poids maximum** : 40 kg ;
- 🚩 **Caractéristiques** :
 - ✓ **Couleur** : gris cendré ;
 - ✓ **Corps** : massif, la ligne latérale bien visible s'incurve vers le bas ;
 - ✓ **Tête** : grosse tête, portant deux petits yeux tournés vers le bas.
- 🚩 **Régime alimentaire** : omnivore ;
- 🚩 **Période de ponte** : mai- juin ;
- 🚩 **Répartition** : barrage de Beni haroun.



Figure 5. La carpe argentée *Hypophthalmichthys molitrix*.

D. La carpe à grande bouche

- 🚩 **Nom scientifique** : *Aristichthys nobilis* ;
- 🚩 **Taille** : 1,2 m ;
- 🚩 **Poids maximum** : 40 kg ;
- 🚩 **Caractéristiques** :
 - ✓ **Couleur** : grisâtre ;
 - ✓ **Corps** : massif ;
 - ✓ **Tête** : grosse tête, de large bouche. Portant deux petits yeux tournés vers le haut ;
- 🚩 **Régime alimentaire** : omnivore ;
- 🚩 **Période de ponte** : mai - juillet ;
- 🚩 **Répartition** : barrage de Beni haroun.

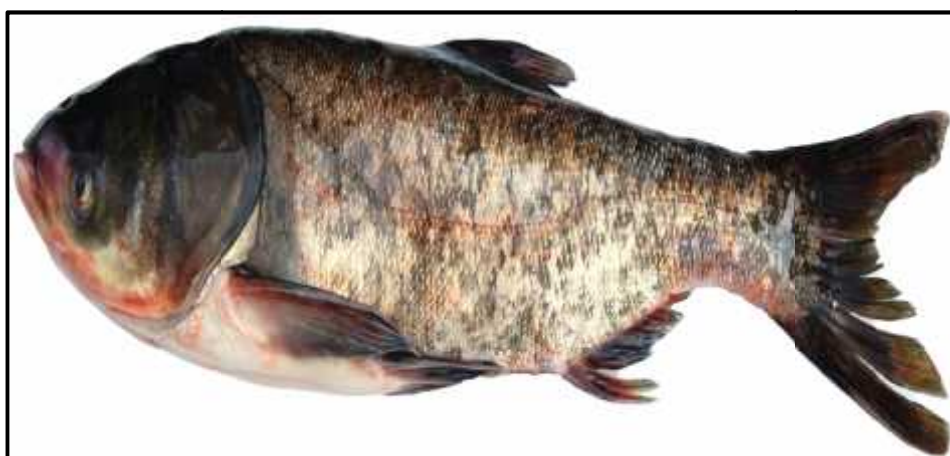


Figure 6. La carpe à grande bouche *Aristichthys nobilis*.

E. Le barbeau

- 🚩 **Nom scientifique** : *Barbus barbus* ;
- 🚩 **Taille** : 30 - 40 cm jusqu'à 1m ;
- 🚩 **Poids maximum** : 12 kg ;
- 🚩 **Caractéristiques** :
 - ✓ **Couleur** : brune à vert bronze, avec reflets dorés caractéristiques, ventre crème ou jaunâtre ;
 - ✓ **Corps** : fuselé mais massif, au pédoncule caudal épais ;
 - ✓ **Tête** : conique, pointue, 4 barbillons caractéristiques.
- 🚩 **Période de ponte** : mai - juillet ;

- 🚩 **Régime alimentaire** : détritivore ;
- 🚩 **Répartition** : barrage de Beni haroun, barrage Grouz.

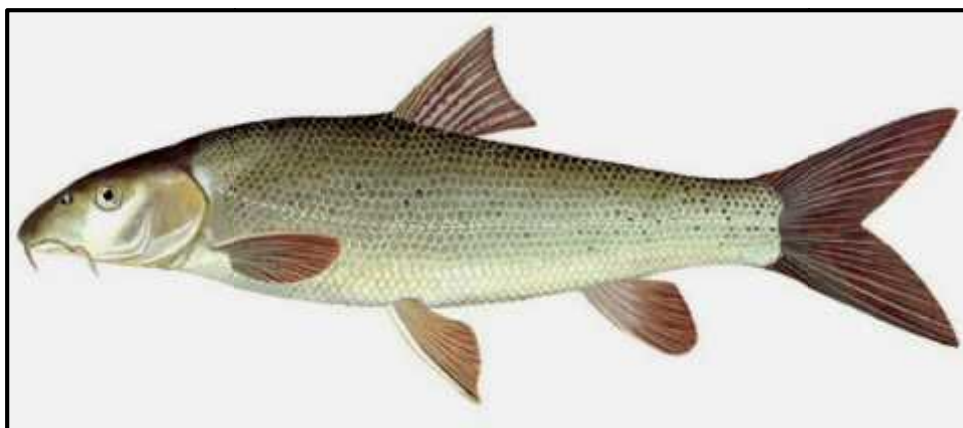


Figure 7. Le barbeau *Barbus barbus*.

F. Le carassin

- 🚩 **Nom scientifique** : *Carassius carassius* ;
- 🚩 **Taille** : 20 - 35 cm ;
- 🚩 **Poids maximum** : 1.5 kg ;
- 🚩 **Caractéristiques** :
 - ✓ **Couleur** : brune, dos foncé et flancs à reflets dorés ;
 - ✓ **Corps** : arrondi, assez bossu à grosse écailles très visible ; pédoncule caudale épais ;
 - ✓ **Tête** : conique, massive bouche petite.
- 🚩 **Régime alimentaire** : omnivore ;
- 🚩 **Période de ponte** : mai - juin ;
- 🚩 **Répartition** : barrage de Beni haroun, barrage Grouz, barrage réservoir, mini barrage Oued Touarit.



Figure 8. Le carassin *Carassius carassius*.

G. La brème

- 🚩 **Nom scientifique** : *Abramis brama* ;
- 🚩 **Taille** : de 30 - 40 cm jusqu'à 70 cm ;
- 🚩 **Poids maximum** : 3 kg ;
- 🚩 **Caractéristiques** :
 - ✓ **Couleur** : grise, assez terne ;
 - ✓ **Corps** : ovoïde, comprimé latéralement ; dos bossu ;
 - ✓ **Tête** : petite, à bouche peu fondu.
- 🚩 **Régime alimentaire** : omnivore ;
- 🚩 **Période de ponte** : mai - juin ;
- 🚩 **Répartition** : barrage de Beni haroun.

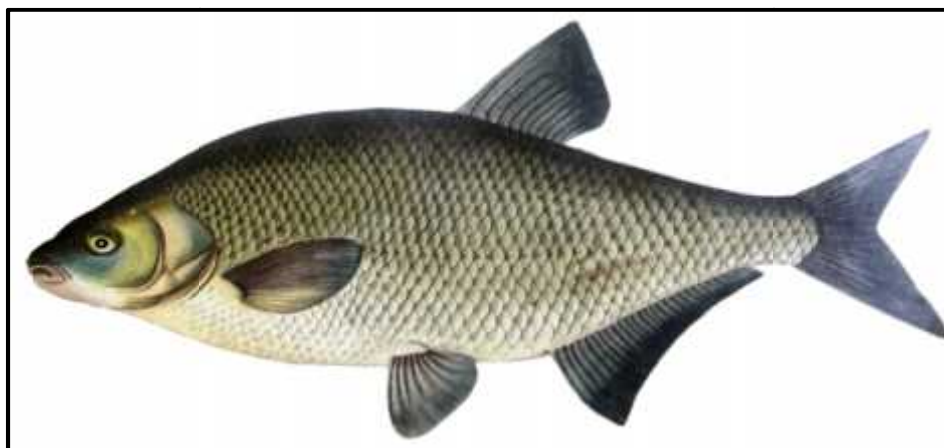


Figure 9. La brème *Abramis brama*.

3. Espèces étudiées et adaptation à l'environnement

3.1. Particularités biologiques des espèces étudiées

Les poissons forment un groupe biologique très varié qui peut contenir plus de 25000 espèces (Khelil, 1994). Ce sont les premiers vertébrés apparus au Cambrien, il y a plus de 505 à 550 millions d'années (Bourdial, 2000). Parmi les poissons qui vivent dans les eaux douces, on trouve environ 52 espèces au Maghreb dont une vingtaine en Algérie, classées dans 21 genres et 14 familles. En Algérie, ces poissons peuplent les oueds, les rivières, les lacs, les barrages. Ils appartiennent systématiquement à la classe des Ostéichthyens, la sous-classe des Actinoptérygiens et au Supra-ordre des Téléostéens. Ce dernier regroupe la quasi-totalité des espèces actuelles (Bourdial, 2000).

Dans la wilaya de Mila, les poissons d'eau douce sont assez rares, on les retrouve globalement dans les barrages dont les plus connus sont la carpe commune et la brème commune qui peuvent utiliser toutes les niches écologiques du milieu, tolérant des températures entre 18 et 30°C. Ce sont des animaux qui peuvent s'adapter et résister aux changements climatiques de notre région.

3.1.1. La carpe commune *Cyprinus carpio*

3.1.1.1. Systématique

La classification de *Cyprinus carpio* est présentée comme suit (Tableau 3) :

Tableau 3. Classification de *Cyprinus carpio* (D'après Linnaeus, 1758).

Classification	
Embranchement	Chordata
Sous embranchement	Vertebrata
Super classe	Poissons
Classe	Ostéichtyens
Sous classe	Actinoptérygiens
Super ordre	Téléostéens
Ordre	Cypriniformes
Sous ordre	Cyprinoidae
Famille	Cyprinidae
Genre	<i>Cyprinus</i>
Espèce	<i>Carpio</i>

3.1.1.2. Description morphologique

Cyprinus carpio présente un corps ovale, à peau couverte d'écailles cycloïdes plus ou moins grandes (Belaud, 1996). La tête porte les yeux, la bouche et les narines. Les yeux n'ont généralement pas de paupières. Le dos est relativement élevé, gris noirâtre ou brunâtre. La bouche, située à la face ventrale de la tête, est extensible et entourée par quatre barbillons bien remarquables. La carpe commune possède une nageoire dorsale longue comportant un premier rayon épais et dentelé. Les nageoires ventrales sont situées en arrière des nageoires pectorales. Elle est entièrement recouverte de 35 à 40 grandes

écailles sur la ligne latérale (**Duborgel, 1955**). La coloration est brune à reflets dorés, avec un ventre plus clair (du blanc crème au jaunâtre) (**Muus et Dahlstrom, 1991**).

Cette espèce de poissons est caractérisée par :

- ✧ La nageoire dorsale est située le long de la ligne médiane du dos ;
- ✧ La nageoire caudale est située à l'extrémité de la queue ;
- ✧ La nageoire anale est située sur la ligne latérale du ventre entre l'anus et la queue ;
- ✧ Le corps porte deux paires de nageoires latérales:
 - La nageoire pectorale, qui est habituellement placée sur les flancs, derrière les fentes branchiales ;
 - La nageoire pelvienne qui se trouve sur le ventre, entre la tête et l'anus (**El-Hadef, 2005**).

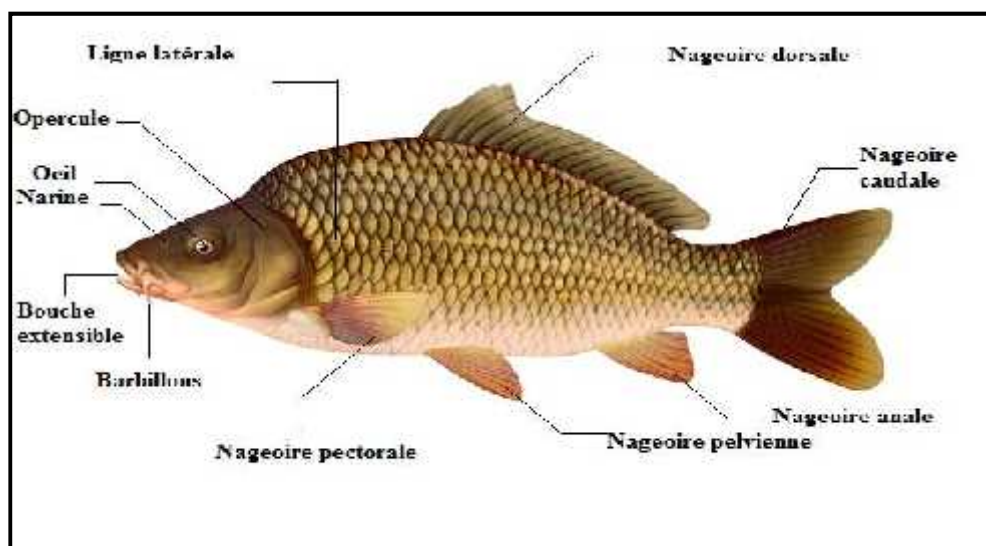


Figure 10. Morphologie de *Cyprinus carpio*.

3.1.1.3. Mode de vie

A. Régime alimentaire

La carpe commune est une espèce omnivore (polyphage) à forte tendance carnivore (**Michel et Oberdorff, 1995**). Elle fouille jusqu'à 15cm au fond vaseux ; elle utilise ses barbillons comme des organes sensoriels pour la recherche de nourriture (**Dostat et al., 1996**). Le régime alimentaire est extrêmement diversifié. Les Cyprinidés s'alimentent à tous les niveaux trophiques: proies animales et végétaux benthiques (crustacés, mollusques, escargots, vers oligochètes, larves et pupes d'insectes, algues chlorophycées et cyanophycées), phytoplancton, zooplancton, bactéries fixées sur des détritux divers.

Plusieurs caractères morphologiques et physiologiques sont liés à cette diversité et versatilité dans le régime alimentaire aidant à la capture, la réduction et la digestion des proies. (Billard, 1995).

B. Reproduction

La reproduction de la carpe commune se déroule de mars à août à une température de 18-20°C (Crivelli, 1981). Ce sont des animaux ovipares ; la femelle dépose environ 150000 ovocytes/kg du poids frais de la femelle (Osse et Van der, 1995) avec un diamètre de 1,20 à 1,86 mm qui augmente avec l'âge des femelles (Nikolsky, 1963). Chaque femelle déposant ses œufs en 2 à 3 fois sur une période de 10 à 14 jours (Balon, 1995). La maturité sexuelle est de 2 à 5 ans pour les mâles et de 3 à 6 ans pour les femelles (Crivelli, 1981 ; Hollebecq et Harray, 1994). Le développement embryonnaire est indirect ; les larves dès l'éclosion doivent impérativement trouver une alimentation de petite taille (ciliés, rotifères puis petit crustacés) qui ne se trouve en quantité suffisante que lorsque la température de l'eau augmente (Billard, 1995).

C. Habitat

La carpe commune fréquente les eaux tièdes ou chaudes, stagnantes (lacs, étangs, réservoirs) ou lentes (cours d'eau inférieurs dans la zone à brème), à fonds sablonneux ou vaseux riches en végétation aquatique. Sa très grande tolérance vis-à-vis des facteurs environnementaux (température > 30°C, salinité maximale de 14-15 mg/L, faible concentration en oxygène : valeurs létales < 1mg/L) explique son grand succès de colonisation des milieux les plus divers (Jacques et Jean-Pierre, 2013).

3.1.2. La brème commune *Abramis brama*

3.1.2.2. Systématique

La classification d'*Abramis brama* est présentée comme suit (Tableau 4) :

Tableau 4. Classification de *Abramis brama* (D'après Linnaeus, 1758).

Classification	
Embranchement	Chordata
Sous Embranchement	Vertebrata
Super classe	Osteithynes
Classe	Actinopterygii
Sous Classe	Neopterygii
Infra-classe	Téléostei
Super-ordre	Ostariophysi
Ordre	Cypriniformes
Super-famille	Cyprinoidae
Famille	Cyprinidae
Genre	<i>Abramis</i>
Espèces	<i>Brama</i>

3.1.2.3. Description morphologique

Abramis brama possède un corps haut, plat et comprimé latéralement (A.E.P.D.M.N, 2014) dont le dos bombé est de couleur brunâtre voir grisâtre (F.P.C.O, 2015). Ses flancs sont en revanche plus clairs. Sa peau est recouverte de grandes et larges écailles à reflets argentés et le ventre est blanchâtre, avec une ligne latérale de 51 à 61 écailles et énormément de mucus, ce qui rend sa manipulation délicate (D.E.P.C.B, 2014). Les poissons d'un certain âge tendent à devenir bien plus foncés avec des flancs dorés ou cuivrés (Anonyme #1, 2016). Cette espèce est aussi caractérisée par une tête de petite taille en proportion (F.P.C.O, 2015) dont la bouche est largement protractile sans barbillons (A.E.P.D.M.N, 2014). Le diamètre de l'œil inférieur à la distance entre le bord de l'œil et l'extrémité du museau (Anonyme #2, 2011).

La brème commune possède des nageoires grises qui permettent la locomotion :

- ✦ Une haute nageoire dorsale à rayons mous ;
- ✦ Une longue nageoire anale qui porte 24 à 30 rayons mous ;
- ✦ Une nageoire caudale dont le lobe inférieur est plus long que le lobe supérieur ;
- ✦ Une paire de nageoires pelviennes ;

- ↗ Une paire de nageoires pectorales repliées qui atteignent l'attache des nageoires ventrales (D.E.P.C.B, 2014).

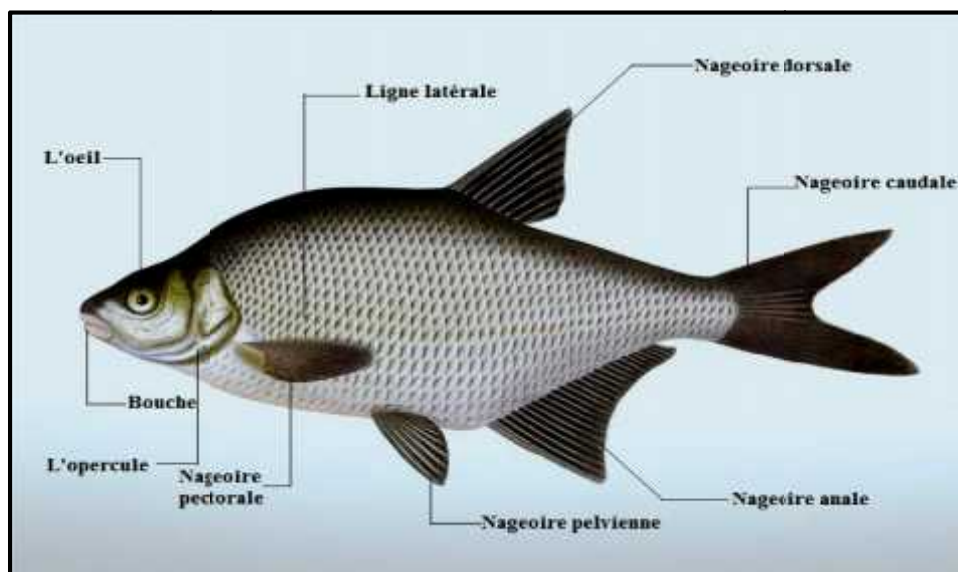


Figure 11. Morphologie de *Abramis brama*.

3.1.2.4. Mode de vie

A. Régime alimentaire

La brème commune est un poisson fouisseur et omnivore. Elle parcourt les fonds vaseux à la recherche de proies animales comme les vers et larves d'insectes (F.B.R.P.P.M.A, 2016). Elle peut aussi être un consommateur de débris de plantes aquatiques (algues filamenteuses et macrophytes) parfois mélangés à des particules de sédiments (sable, vase) (Michel et Oberdorff, 1995). Elle utilise sa bouche protractile pour rechercher sa nourriture sur le fond et pour filtrer les aliments. Les alevins se nourrissent de zooplancton jusqu'à la taille de 7,5 cm. Par la suite, ils se nourrissent de benthos voir de petits poissons pour les individus les plus vieux (Dunbar, 2005). Dans les cas des réservoirs, le système branchial et pharyngé de la brème est adapté à une alimentation plutôt animale, faite de zooplancton et de larves de chironomes qui sont consommés dans toute la colonne d'eau (Tadajewska, 1998).

B. Reproduction

Ce sont des animaux ovipares, leur reproduction s'effectue durant les mois avril-mai-juin dans des zones peu profondes et riches en végétation submergée (bordure de rivière ou herbiers, de fonds denses). La brème effectue des migrations pour trouver des sites de

poncte favorables (**F.B.R.P.P.M.A, 2016**). La température idéale de reproduction est entre 12 à 16°C. Les femelles déposent leurs nombreux œufs adhésifs (le nombre d'œufs est d'environ 30 000 à 40 000 œufs/kg du poids corporel avec un diamètre de 1,5 à 2 mm) sur des plantes aquatiques ou des branchages auxquels ils adhèrent (**Jacques et Jean-Pierre, 2013**).

C. Habitat

La Brème commune occupe le cours inférieur des grandes rivières. Elle se développe bien dans les lacs de barrages et supporte également les eaux saumâtres. Elle hiverne en grand nombre dans les zones profondes. Une de ses particularités est qu'elle supporte de larges variations de salinité (**F.B.R.P.P.M.A, 2016**). Cette espèce se dirige vers des zones dites « à brème » et les eaux stagnantes riches en substances nutritives où elle cherche les rives riches en végétation (**D.E.P.C.B, 2016**).

3.2. Anatomie générale des poissons

Les poissons sont des vertébrés aquatiques à sang froid, c'est à dire que leur métabolisme dépend de la température de l'eau qui les entoure. Ils respirent par des branchies et se déplacent grâce à des nageoires. Cependant, ils constituent un groupe très hétérogène du point de vue de leur morphologie et de leur anatomie. La taille des espèces varie de quelques millimètres à plus de dizaine de mètres. En plus de la classe des Agnathes (vertébrés primitifs sans mâchoire), les poissons regroupent deux classes importantes : les Chondrichthyens (ou poissons cartilagineux) et les Ostéichthyens (ou poissons osseux). Les espèces étudiées dans le présent ouvrage scientifique, à savoir la carpe commune et la brème commune, font partie des poissons osseux.

3.2.1. Anatomie externe

On énumère ci-dessous les principaux indices de l'anatomie externe des poissons (Figure 12) :

- ✚ **Les écailles** : Le corps des poissons est recouvert d'écailles, mais celles-ci ne constituent pas la partie la plus externe du corps : elles sont enchâssées dans le derme et recouvertes par une couche de cellules vivantes transparentes et fragiles. Ces écailles poursuivent leur croissance pendant toute la vie du poisson. Les écailles peuvent jouer un rôle protecteur contre les morsures en raison de leur

épaisseur et de leur solidité (**Boch, 2004 ; Jacques et Jean-Pierre, 2004 ; Pierre-Paul, 2000**).

✚ **Les nageoires** : Elles sont considérées comme le système hydrodynamique de l'animal (**Boch, 2004**) :

- ✓ **La nageoire caudale** : représente l'appareil locomoteur essentiel, ses mouvements s'exercent par les muscles de la queue qui permettent au poisson d'avancer ou de reculer ;
- ✓ **La nageoire dorsale** : située sur son dos, elle sert à stabiliser et/ou propulser le poisson ;
- ✓ **La nageoire anale** : située au niveau de son anus, elle sert à stabiliser le poisson ;
- ✓ **Les nageoires pectorales et pelviennes** : correspondent aux membres des autres vertébrés. Pour s'arrêter, l'animal étale ses nageoires paires ; pour changer de direction, il lui suffit d'éteindre la pectorale du côté où il veut tourner.

✚ **La ligne latérale** : C'est un système sensoriel observé chez les poissons. Elle est composée de ganglions, de nerfs et de neuromastes, arrangés selon un certain schéma sur la surface du corps. Les neuromastes sont des cellules ciliées qui sont sensibles à des stimuli mécaniques (**Takashima et Hibiya, 1995**). Il existe deux types de neuromastes : des neuromastes libres superficielles présents sur toute la surface du corps et des neuromastes enfoncés dans des dépressions épithéliales ou enfermés dans des canaux, visibles extérieurement par deux lignes parcourant la peau des deux faces latérales de l'animal (**Roberts, 2001**).

✚ **L'opercule** : C'est une lame rigide paire recouvrant et protégeant les branchies du poisson (**Philippe, 2003**).

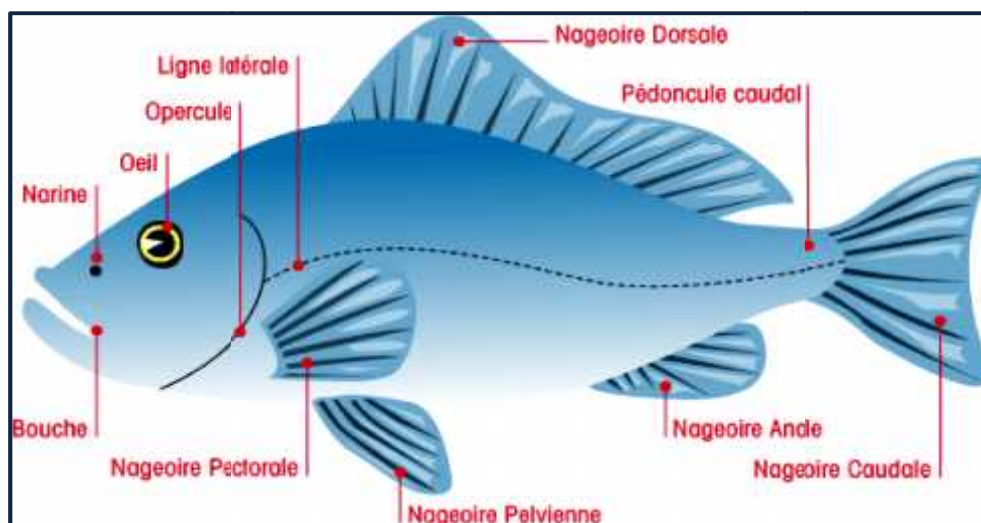


Figure 12. Anatomie externe d'un poisson osseux (Anonyme #3, 2004).

3.2.2. Anatomie interne

On décrit ci-dessous la localisation et le fonctionnement physiologique des principaux organes internes des poissons (Figure 13) :

- ✚ **Les branchies** : Les poissons n'ont pas de poumons mais des branchies qui leur permettent d'absorber l'oxygène contenue dans l'eau (Philippe, 2003). Elles sont protégées par une plaque osseuse, l'opercule. Les branchies sont des structures lamellaires extrêmement plissées, Leur rôle est de capter le dioxygène (O_2) et de rejeter le dioxyde de carbone (CO_2) selon de processus aspiration-expiration (Anonyme #4, 2003).
- ✚ **La vessie natatoire (gazeuse)** : C'est un organe rempli de gaz qui contribue à la capacité d'un poisson à contrôler sa flottabilité, et donc de rester à la profondeur voulue dans l'eau sans avoir à gaspiller de l'énergie dans la nage (natation). Elle est située entre l'intestin et la colonne vertébrale (Muus et Dahlstrom, 1991), pouvant constituer jusqu'à 7% du volume corporel (Moyle et Cech, 2004).
- ✚ **Le cœur** : C'est un organe de pompage sanguin, situé sous et derrière les arcs branchiaux (Philippe, 2003).
- ✚ **L'intestin** : L'intestin s'étend de l'estomac jusqu'à l'anus et comprend le duodénum, l'intestin antérieur et postérieur, et le rectum. Les limites entre les différents segments peuvent être difficiles à percevoir (Takashima et Hibiya, 1995). Sa longueur est à relier au régime alimentaire ; il est long chez les espèces herbivores et court chez les carnivores (Moyle et Cech, 2004).

- 🌈 **La rate :** La rate est située à proximité de la grande courbure de l'estomac. Sa surface est recouverte d'une capsule fibreuse comprenant des fibres musculaires lisses, mais ne possède pas de trabécules denses s'infiltrant dans le parenchyme comme chez les mammifères. La rate reçoit du sang de l'artère splénique, et intervient dans le contrôle du volume sanguin circulant (**Roberts, 2001**).
- 🌈 **Le rein :** Les reins sont des organes vitaux. Leur rôle est de purifier le sang : ils éliminent les déchets qui proviennent du fonctionnement de l'organisme et maintiennent l'équilibre chimique du sang (**Hoarau, 2011**). Le rein est un organe situé ventralement à la colonne vertébrale. Il est à la fois un organe lymphoïde secondaire (siège de la réaction immunitaire) et le site d'origine des lymphocytes B (**Roberts, 2001**).
- 🌈 **Le foie :** C'est la plus volumineuse des glandes digestives. Chez un grand nombre de poissons, il est appelé « hépatopancréas » parce qu'il associe les fonctions hépatique et pancréatique connues chez les vertébrés. Sa surface est couverte d'une membrane séreuse, et certaines fibres conjonctives de sa capsule s'enfoncent dans le parenchyme. Il possède une artère hépatique et une veine porte amenant du sang de l'intestin (**Takashima et Hibiya, 1995**). De ce fait, il est considéré comme un organe prédominant de métabolisme.

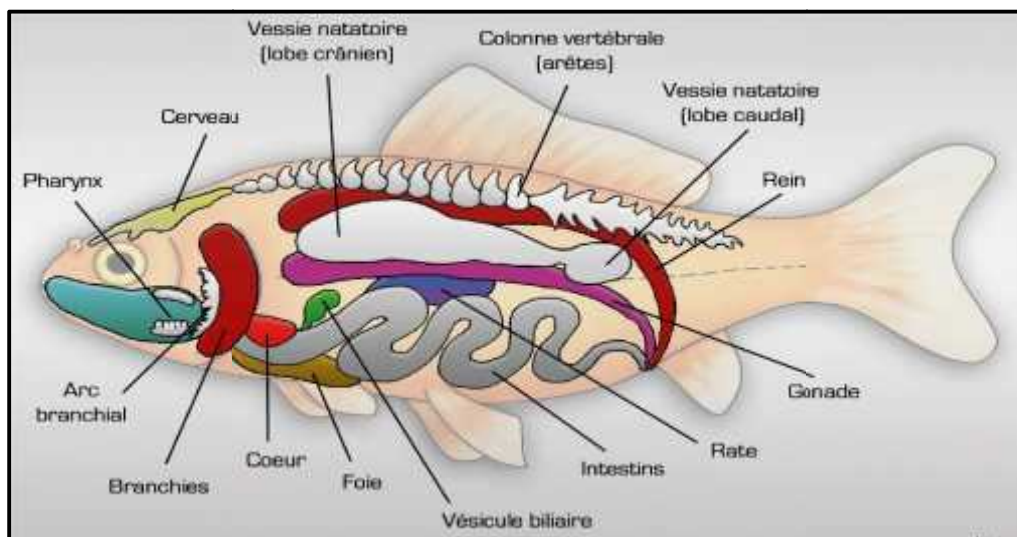


Figure 13. Anatomie interne d'un poisson osseux (Anonyme #5, 2015).

3.3. Rôle de foie dans l'adaptation environnementale

Le foie est un organe plein situé dans la cavité abdominale. Il est entouré par une capsule conjonctive qui s'invagine dans le parenchyme hépatique permettant de déterminer des lobes (**Martin et al., 2007**).

Le foie du poisson est un organe relativement volumineux. Chez les poissons sauvages, il est habituellement brun rougeâtre chez les carnivores et brun clair chez les herbivores. Le foie peut être un organe localisé dans l'abdomen antérieur, ou peut chez certaines espèces, avoir des protubérances le long de l'abdomen ou être étroitement appliqué aux autres viscères. Dans quelques espèces, c'est un organe composé sous forme d'hépatopancréas. L'histologie du foie des poissons diffère de celle des mammifères par le fait que les hépatocytes ont moins tendance à former les cordes distinctes ou les lobules (**Leclercq-Smekens et Hérin, 2004**).

Le foie est une glande endocrine et exocrine qui est séparée en deux lobes, il est possible de retrouver les mêmes fonctions essentielles dans la plupart des êtres vivants. En effet, tous les aliments absorbés au niveau intestinal passent par le foie. Il filtre, transforme et répartit les différents éléments au sein de l'organisme. Le foie joue un rôle essentiel dans l'apport d'énergie aux organes périphériques et le maintien de l'homéostasie en régulant la synthèse ou le stockage de diverses molécules. Il est groupé avec la vésicule biliaire pour agir dans la digestion et la production d'enzymes digestives. Il détruit les globules rouges vieillissants, synthétise l'urée afin d'excréter les déchets azotés, intervient dans le métabolisme et dans le stockage des vitamines. Il produit aussi entre autres des substances protectrices et antitoxiques, qui vont capturer, transformer et rendre inoffensifs les toxiques ingérés ou inhalés (**Molette, 2008**).

Le foie assure trois fonctions vitales : la dépuration, la synthèse et le stockage. C'est l'organe qui effectue le plus grand nombre de transformations chimiques. De ce fait, il est considéré comme l'usine métabolique de l'organisme. Le foie a un rôle dans le métabolisme des glucides et des lipides. Il stocke les vitamines liposolubles et le glycogène. Il possède également un rôle dans le métabolisme des protéines et intervient efficacement dans la détoxification des toxines et xénobiotiques (**Lerebours, 2009**).

Une des principales fonctions du foie est la sécrétion de bile. Elle est synthétisée dans les hépatocytes et est libérée dans les canalicules biliaires extracellulaires. Ces

canalicules sont collectés dans des canaux biliaires. Par ailleurs, beaucoup de poissons possèdent une vésicule biliaire qui permet un stockage de la bile (**Roberts, 2001**).

Le foie est constitué de 4 types de cellules : les hépatocytes (60% des cellules), les cellules endothéliales, les cellules de Küpffer, et les cellules étoilées.

- ✚ **Les hépatocytes** : Ce sont des cellules épithéliales tout à fait particulières mais qui ne sont pas organisées (**Martin et al., 2007**). Ils s'arrangent de manière concentrique autour des capillaires, formant des cordons cellulaires, caractéristiques de l'architecture hépatique. Ils jouent un rôle important dans le métabolisme des protéines, des lipides et des glucides. Ils servent également à détoxifier les xénobiotiques, et à stocker certains nutriments (les lipides et surtout le glycogène) qui sont visibles sous la forme de vacuoles dans leur cytoplasme (**Takashima et Hibiya, 1995**). Les hépatocytes de poissons possèdent les mêmes caractéristiques que ceux des mammifères mais en diffèrent par de grandes variations dans le contenu de leurs inclusions glycogéniques et surtout lipidiques (**Leclercq-Smekens et Hérin, 2004**).
- ✚ **Les cellules endothéliales** : Ces cellules impliquées dans la modulation de la prolifération hépatocytaire bordent les sinusoides et présentent la particularité d'être fenestrées et dépourvues de membrane basale, ce qui favorise les échanges entre les hépatocytes sous-jacents à la barrière endothéliale et le liquide interstitiel (**Malik et al., 2002**).
- ✚ **Les cellules de Küpffer** : Elles sont situées à la surface luminale des cellules endothéliales et ont des fonctions de macrophages. Elles sont en particulier impliquées dans la phagocytose des hématies âgées et dans la dégradation de l'hémoglobine (**Martin et al., 2007**).
- ✚ **Les cellules étoilées (stellaires ou de Ito)** : Elles sont localisées dans l'espace de Disse entre les hépatocytes et les sinusoides hépatiques; ces cellules stockent de nombreux globules lipidiques riches en vitamine A. Elles jouent un rôle majeur dans le développement de fibroses hépatiques et sont généralement impliquées dans la régulation de la croissance hépatique (remaniement de la matrice extracellulaire, synthèse de facteurs de croissance, et production de cytokines) (**Malik et al., 2002**).

3.3.1. Importance métabolique du foie

Le métabolisme est l'ensemble des réactions chimiques qui se déroulent au sein d'un être vivant pour lui permettre notamment de se maintenir en vie, de se reproduire, de se développer et de répondre aux stimuli de son environnement. Le foie est le siège de certains processus métaboliques qui sont :

A. Le métabolisme glucidique

Le foie prélève dans le plasma le glucose et les autres monosaccharides. Le glucose est ensuite stocké sous forme d'un autre polysaccharide, le glycogène, ou transformé en acides gras (**Koolman et Rohm, 2004**). Chez tout être vivant, il est critique de maintenir le niveau de glucose dans le sang dans une gamme très étroite. Le maintien du taux de glucose sanguin que ce soit sur une courte ou une longue période est une fonction importante du foie. Les hépatocytes contiennent des douzaines d'enzymes qui s'autorégulent ou se régulent entre-elles afin de permettre d'augmenter ou de diminuer le taux de glucose pour rester à un taux normal. En cas d'excès de glucose, notamment après une prise alimentaire, le glucose est rapidement pris en charge par le foie et va être séquestré sous la forme de glycogène. Il s'agit de la glycogénèse. Quand le taux de glucose commence à diminuer, le foie active d'autres voies métaboliques qui vont mener à la dépolymérisation du glycogène. Il s'agit de la glycogénolyse. Le glucose ainsi formé va être exporté du sang pour aller vers d'autres tissus. Quand les réserves de glycogène sont vides, le foie a aussi la capacité de synthétiser du glucose à partir d'acides aminés et des carbohydrates, il s'agit de la gluconéogenèse (**Molette, 2008**).

B. Le métabolisme lipidique

Dans le métabolisme des graisses, le foie a différents rôles. Par exemple, il a un rôle majeur dans l'oxydation des triglycérides pour produire de l'énergie. En effet, il décompose de nombreux acides gras, plus que ce dont les hépatocytes ont besoin. Les acides gras vont donner des acéto-acétates qui vont être exportés en grande quantité vers le sang où ils seront répartis ainsi dans l'organisme pour intervenir dans d'autres voies métaboliques comme la lipogenèse. Le foie est aussi capable de synthétiser des lipoprotéines et de nouveaux acides gras. Les acides gras ainsi formés vont se complexer via la lipoprotéine lipase en triglycérides et seront soit sécrétés soit stockés (**Molette, 2008**).

C. Le métabolisme protéique

Le foie a encore un rôle important. Il permet la désamination et la transamination des acides aminés pour permettre de former du glucose et des lipides. Il joue aussi un rôle dans la synthèse des acides aminés non-essentiels. Les hépatocytes sont responsables de la synthèse de la plupart des protéines plasmatiques comme l'albumine (**Molette, 2008**).

3.3.2. Détoxification des xénobiotiques

Le milieu aquatique est un vecteur majeur pour la dispersion des polluants au niveau planétaire. La quantité et la diversité des xénobiotiques présents dans les eaux n'ont cessé d'augmenter ces dernières décennies.

De par notre environnement, les poissons sont exposés à une grande variété de substances exogènes d'origines diverses, rassemblées sous le terme de xénobiotiques (du grec *xenos* qui veut dire *étranger*). Il peut s'agir de produits naturels ou des polluants de l'environnement (toxines végétales et animales, herbicides, pesticides). Ces xénobiotiques sont généralement des substances hydrophobes, peu volatiles et peu précipitables. Ces propriétés rendent difficiles leur élimination urinaire. Ils ont une tendance naturelle à s'accumuler dans les phases lipidiques des membranes cellulaires, engendrant ainsi une toxicité. Pour éviter cette accumulation, tous les organismes vivants ont développé, au cours de l'évolution, des systèmes enzymatiques de biotransformation et de détoxification. Le processus de détoxification représente l'ensemble des réactions biochimiques que subissent les substances endogènes et exogènes (xénobiotiques) dans le but de faciliter leur biotransformation et leur excrétion hors de l'organisme (**Khellil-Bendjemana, 2008**).

La biotransformation est un processus qui a pour objectif d'accélérer l'élimination des polluants introduits dans l'organisme. Plusieurs tissus participent au métabolisme des substances actives, mais ce processus se réalise surtout au niveau du foie. La biotransformation consiste à augmenter l'hydrosolubilité du polluant, autrement dit sa capacité à se dissoudre. Ainsi, le polluant est éliminé plus rapidement par le foie (à travers la bile) et par les reins (à travers l'urine) (**Pierrick, 2015**).

Un xénobiotique subit donc plusieurs étapes de biotransformations simultanées ou successives dont les principaux sites sont les tissus situés à l'interface entre l'organisme et le milieu extérieur, à savoir le tube digestif, l'appareil respiratoire, le rein et le foie. Ce dernier étant fonctionnellement le plus important. Ce métabolisme voit un caractère

biphasique comportant une phase I de « fonctionnalisation » et une phase II de « conjugaison ». Les deux phases réactionnelles principales constituant les étapes de détoxification, qui ne sont possibles que par l'intervention de systèmes enzymatiques spécifiques. Étant donné la grande diversité des xénobiotiques auxquels l'organisme est exposé, il existe une multitude d'enzymes présentant des spécificités variées (**Khellil-Bendjemana, 2008**).

3.3.2.1. Les réactions de la phase I

Les réactions de cette phase, ou « métabolisme du premier passage », sont des réactions de dégradation et de fonctionnalisation représentées essentiellement par des oxydations microsomaux hépatiques. Elles consomment du NADPH (nicotinamide phosphate réduit) et de l'oxygène moléculaire en passant par les cytochromes P₄₅₀.

D'une façon générale, les réactions de la phase I aboutissent à un substrat plus hydrophile qu'au départ en ajoutant au substrat hydrophobe une fonction (**Khellil-Bendjemana, 2008**).

Les réactions de réduction sont beaucoup moins fréquentes et moins bien explorées. La réduction n'intervient pas exclusivement au niveau hépatique mais également dans l'intestin via la flore bactérienne. Par ailleurs, l'hydrolyse est une voie métabolique banale qui intervient dans le foie, dans différents tissus et même dans le plasma. Les enzymes du type estérase sont le plus souvent non spécifiques.

L'oxydation, la réduction et l'hydrolyse sont des biotransformations regroupées sous le terme de « métabolisme de phase I » qui conduit à des dérivés dont les groupements fonctionnels sont le plus souvent des hydroxyles (-OH), des amines (-NH₂) ou des carboxyles (-COOH).

3.3.2.2. Les réactions de la phase II

À la suite du processus métabolique de la phase I, certains substrats seront excrétés car ils ont atteint leur stade final de biotransformation. D'autres substrats peuvent être conjugués avec des composés endogènes et subir ainsi une réaction de la phase II. Les réactions de la phase II se définissent par la conjugaison du xénobiotique ou de son métabolite avec des constituants endogènes, succédant aux oxydations si celles-ci n'ont pas suffi à éliminer le xénobiotique. Elles sont catalysées par des transférases microsomaux ou

cytosoliques qui augmentent le plus souvent l'hydrosolubilité du substrat et aboutissent en général à des composés biologiquement inactifs.

Il existe différents types de transférases, classées selon le type de composé endogène utilisé et le type de substrat conjugué. Par exemple, la glutathion S-transférase (GST) utilise le glutathion réduit (GSH) comme composé endogène pour conjuguer principalement les époxydes et les dérivés nitrés, alors que la N-acétyltransférase (NAT) utilise l'acétyl-coenzyme A (acétyl-CoA) pour conjuguer des arylamines (Khellil-Bendjemana, 2008).

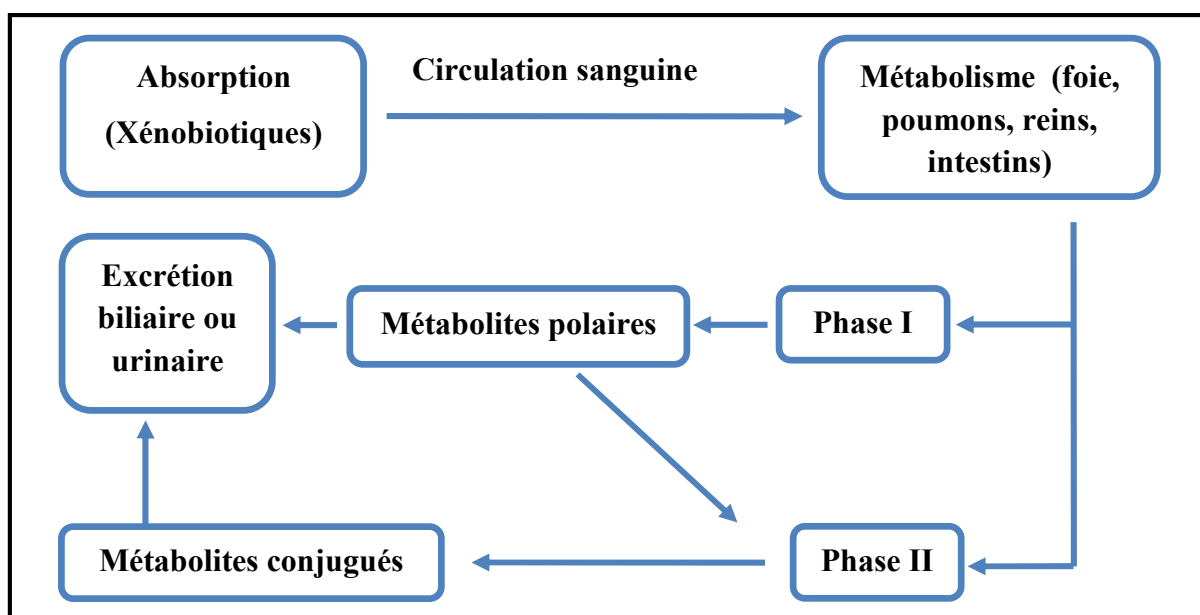


Figure 14. Schéma récapitulatif du métabolisme des xénobiotiques (D'après Khellil-Bendjemana, 2008).

Lorsque l'organisme fonctionne bien, il y a un équilibre constant entre la production des espèces réactives de l'oxygène (ROS) due aux xénobiotiques et les mécanismes de leur élimination (système antioxydant) (Ahmed et al., 2000). Cet équilibre, en cas d'une pollution environnementale où les conditions du milieu ne sont pas favorables, l'organisme peut être troublé en faveur du système pro-oxydant, instaurant ainsi un état de stress oxydatif (Aït-Aïssa et al., 2003). De ce fait, pour neutraliser les effets toxiques des radicaux libres, les poissons comme les mammifères possèdent un système d'antioxydants (Almeida et al., 2002 ; Nordberg et Arner, 2001 ; Pandey et al., 2003) qui comprend des enzymes comme la glutathion-S-transférase (GST), la glutathion réductase (GR), la superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT) et la glutathion peroxydase (GSH-Px) (Yildirim et al., 2011).

Des études préliminaires (**Boelsterli et al., 1993 ; Bouis et Boelsterli, 1990 ; Evans, 1983**) ont montré que la toxicité hépatique induite par un xénobiotique est associée à un stress oxydatif, caractérisé par une accumulation des ROS et de produits dérivant de lipides membranaires endommagés tels que les substances réactives à l'acide thiobarbiturique (TBARS) et les diènes conjugués (**Boyer et Petersen, 1991 ; Goldlin et Boelsterli, 1991 ; Kloss et al., 1983**). Les TBARS sont des marqueurs du stress oxydatif reflétant le stade de peroxydation des lipides membranaires. Ils traduisent le taux de malonaldehyde (MDA) libre, qui correspond au majeur produit de dégradation des acides gras polyinsaturés (**Amiard et Amiard-Triquet, 2008**). **Ait Alla et al. (2006)** ont montré que les niveaux de peroxydation lipidique en milieu aquatique (et en particulier marin) peuvent être soumis à l'action de polluants environnementaux de différentes natures.

3.3.3. Relation entre la fonction hépatique et la croissance du poisson

Les poissons, en tant qu'organismes aquatiques, accumulent dans leurs tissus certains contaminants, en particulier les lipophiles (**Markert et al., 2003**). Le foie est l'un des organes les plus touchés, dans lequel les contaminants ont tendance à se loger rapidement, parce qu'il représente un passage obligatoire des polluants absorbés et leur centre principal de détoxification. En plus de sa fonction métabolique, le foie a un rôle de nettoyeur et reçoit ainsi une grande partie des substances exogènes contenu dans l'organisme. Il fait aussi partie du système hormonal par sécrétion de certaines hormones de croissance (comme la somatotropine). Chez les poissons, ce système est très sensible aux polluants qui peuvent l'altérer en influant sur la capacité du foie à promouvoir la croissance. D'un point de vue écotoxicologique, la présence de xénobiotiques toxiques en grande quantité dans le milieu environnant pourrait inciter le poisson à éviter un habitat et s'établir dans un autre de moins bonne qualité, ce qui pourrait avoir des répercussions sur sa croissance ou sa reproduction (**Little et Edwards, 2005**). Ceci peut arriver d'une manière plus prononcée si la capacité détoxifiante du foie est faible, causant ainsi une perturbation des fonctions métabolique et hormonale de cet organe. Par conséquent, l'aptitude détoxifiante du foie joue un rôle primordial dans l'élimination des xénobiotiques toxiques hors de l'organisme afin de lui permettre de croître d'une manière harmonieuse. Cette aptitude est à la base de l'adaptation des poissons à leur environnement.

4. Intérêt écologique de l'étude

Notre étude est d'un intérêt écologique incontournable. En fait, l'évaluation de la vulnérabilité des espèces de poissons vis-à-vis de leur écosystème requiert l'association des indices biométriques de croissance avec le fonctionnement du foie en tant qu'organe majeur d'adaptation environnementale. Qu'il soit favorable ou défavorable, le milieu aquatique influence principalement la fonction hépatique qui détermine à son tour l'état de bien-être des poissons. C'est ainsi que l'adaptation de ceux-ci à leur biotope dépend de la capacité du foie à résister aux fluctuations abiotiques, notamment par une fonction détoxifiante efficace, tout en maintenant une croissance adéquate. Bien entendu, en réponse à une pollution occasionnelle du milieu, une bonne fonction hépatique est cruciale en ce sens qu'elle permet au poisson de résister à l'excès toxique des xénobiotiques et de croître d'une manière appropriée, alors qu'une mauvaise fonction hépatique aurait des conséquences négatives qui se révèlent en une croissance défectueuse.

Matériel et Méthodes

1. Matériel biologique

Nous avons utilisé un matériel biologique constitué de poissons osseux issus du barrage de Beni Haroun. Les poissons sont pêchés à l'aide d'un pêcheur professionnel agréé par la direction de pêche (Antenne de Mila). La pêche s'effectue en deux prises : automnale (en décembre) et hivernale (en janvier). Chaque prise est accompagnée d'un prélèvement d'un certain volume de l'eau du barrage pour l'analyse physicochimique. La pêche est réalisée dans l'endroit Oued Gharslim.

Nous avons apporté 14 poissons d'une manière aléatoire (indépendamment du sexe et de l'âge), appartenant à la famille des Cyprinidés et répartis comme suit : 5 individus de l'espèce *Cyprinus carpio* (la carpe commune), et 9 individus de l'espèce *Abramis brama* (la brème). Ce choix est justifié par leur abondance dans notre zone d'étude et leur importance commerciale. Ces espèces sont présentes tout au long de l'année dans le site où elles se développent en atteignant une taille suffisante qui permet d'offrir un volume adéquat de tissus pour les analyses (Figure 17).

Le plan de travail complet de notre étude est récapitulé dans la Figure 15.

2. Méthode de pêche

L'échantillonnage a été réalisé par une technique de pêche passive en utilisant une barque motorisée et un filet de type voile. Ce dernier est de 500m de longueur et 7 m de largeur, avec des mailles de 50 cm (Figure 16). Le filet est déposé verticalement dans l'eau, et est constitué d'une seule nappe, cette dernière à des mailles de petite taille (5×5 cm). Ces mailles permettent la capture des poissons de petite ou grande taille. Le poisson qui essaie de franchir le filet engage sa tête dans une maille et reste maillé d'où l'appellation. Le filet voile est composé de différentes parties :

- 🐟 **Les flotteurs** : se situent en haut de filet, reliés entre eux par des fils;
- 🐟 **Les bouées** : se situent en haut à l'extrémité de filet;
- 🐟 **Les lests** : se situent en bas de filet, reliés entre eux par des fils.

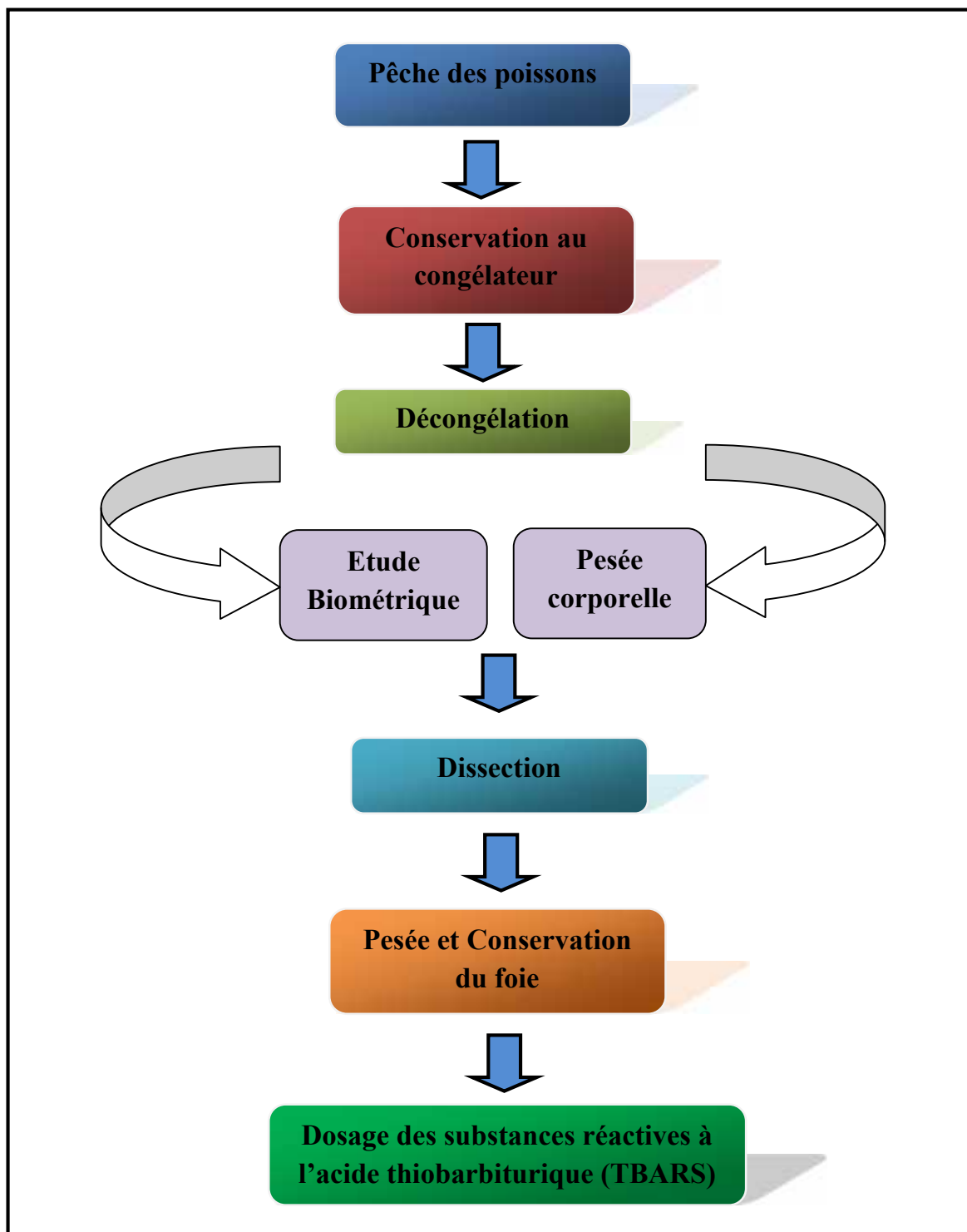


Figure 15. Le plan de travail de l'étude.

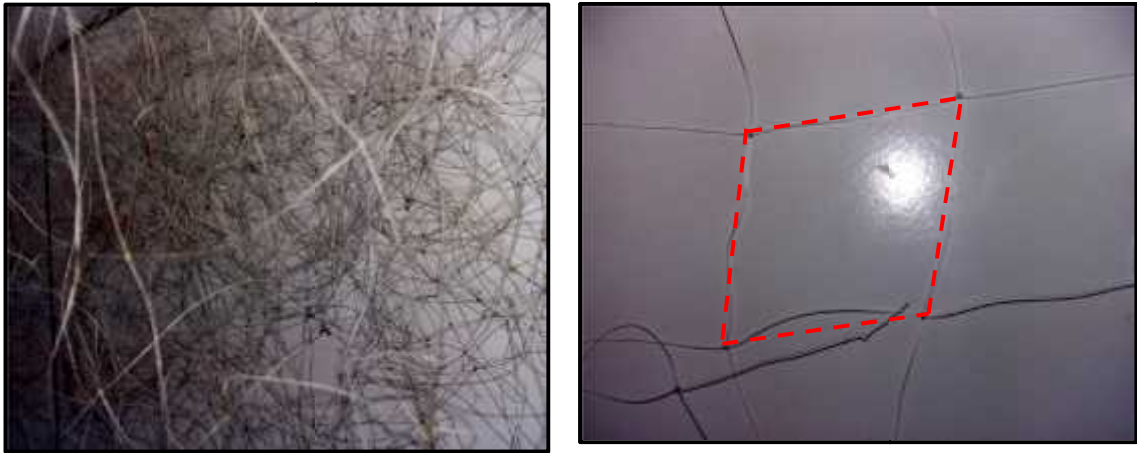


Figure 16. Le filet voile et ses mailles.



Figure 17. Les espèces capturées (a : *Cyprinus carpio* ; b : *Abramis brama*).

3. Manipulations au laboratoire

3.1. Conservation des poissons

Les poissons ont été transportés au laboratoire et placés dans un congélateur (Thermo SCIENTIFIC) à une température d'environ -20 à -50°C pendant une période allant de quelques jours à un mois. Ils ont été retirés du congélateur 24h avant le recours à l'étude biométrique, la pesée corporelle et la dissection.

3.2. Etude biométrique

La mensuration de longueur s'effectue par la fixation d'un mètre ruban à l'aide d'un ruban adhésif sur une payasse bien nettoyée; le poisson est ensuite mis en parallèle

avec le mètre ruban. Dans notre étude, nous nous sommes intéressés aux différentes mensurations suivantes (Miyake, 1990) (Figure 18) :

Longueur totale (LT) : La longueur en projection horizontale de la pointe du rostre à la fourche caudale ;

Longueur maxillaire-fourche (LJFL) : La longueur en projection horizontale de la pointe de la mandibule inférieure à la fourche caudale ;

Longueur cavité oculaire-fourche (EOFL) : La longueur en projection horizontale de l'angle postérieur de la cavité oculaire à la fourche caudale ;

Longueur dorsale-fourche (DFL) : La longueur en projection horizontale de la jonction antérieure de la nageoire dorsale à la fourche caudale ;

Longueur pectorale-fourche (PFL) : La longueur en projection horizontale de la jonction antérieure de la nageoire pectorale à la fourche caudale ;

Longueur pectorale-dorsale (PDL) : La longueur en projection horizontale de la jonction antérieure de la nageoire pectorale à la jonction postérieure de la nageoire dorsale.

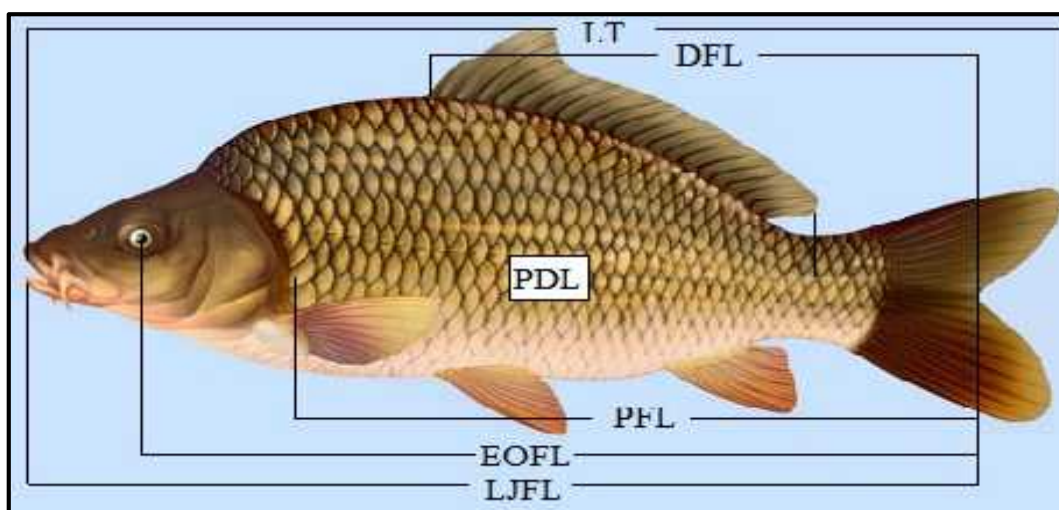


Figure 18. Les différentes mensurations biométriques.

3.3. Pesée corporelle

Après la mensuration des longueurs, nous avons déterminé le poids corporel de chaque individu à l'aide d'une balance analytique (KERN 572-37) selon les étapes suivantes (Figure 19):

- 🔍 Allumer la balance analytique ;
- 🔍 Découper un morceau de papier aluminium et le mettre sur la balance ;
- 🔍 Appuyer sur le bouton TARE pour l'équilibration à 0.00 g puis peser le poisson.



Figure 19. La mensuration biométrique et la pesée corporelle.

3.4. Dissection et prélèvement du foie

La dissection a été faite selon les étapes suivantes (Figures 20a et 20b) :

- ✎ Fixer le poisson sur le dos.
- ✎ A l'aide d'une pince et un ciseau, faire ouvrir le poisson à partir de l'anus qui se situe en avant de la nageoire anale vers l'opercule (faire attention car le foie se situe au-dessous de la paroi abdominale).
- ✎ Avec un ciseau, ouvrir latéralement le poisson au niveau de l'extrémité postérieure de l'ouverture ventrale jusqu'à ce que le muscle dorsal apparaisse.
- ✎ Pratiquer la même incision juste en arrière de l'opercule.
- ✎ À l'assistance d'une pince, bien soulever le pan de la peau lors de l'incision pour éviter de toucher les organes (une incision de 1 cm dans le muscle dorsal a été faite tout le long de l'ouverture) et rabattre le pan de peau vers le haut pour dégager l'ouverture, puis faire sortir les organes internes du poisson.
- ✎ Avec une lame et une pince fine, retirer le foie délicatement.

Le foie de chaque individu a été ensuite pesé avec une balance analytique (KERN 572-37) en suivant les mêmes étapes de la pesée du poids corporel, puis conservé au congélateur dans un morceau de papier aluminium, lequel a été identifié par une étiquette (nom du poisson, la prise, la dissection). Les échantillons ont été rassemblés dans des sachets de conservation bien identifiés, mis dans une boîte hermétique et gardés à basse température (-4°C) jusqu'au dosage des TBARS (Figure 21).

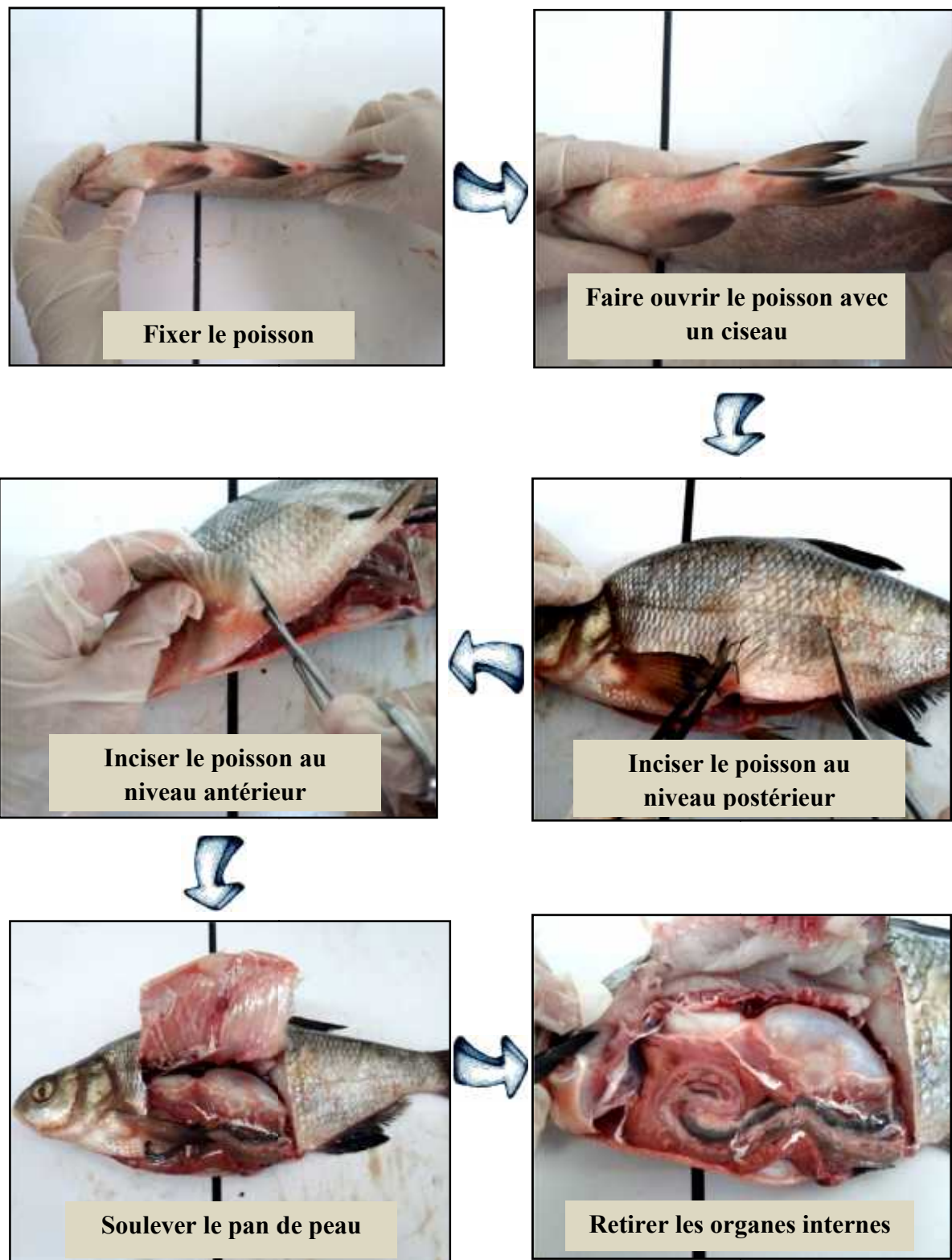


Figure 20a. Les étapes de dissection : fixation du poisson, incision superficielle (ano-operculaire et ventro-dorsale) et exposition des organes internes.

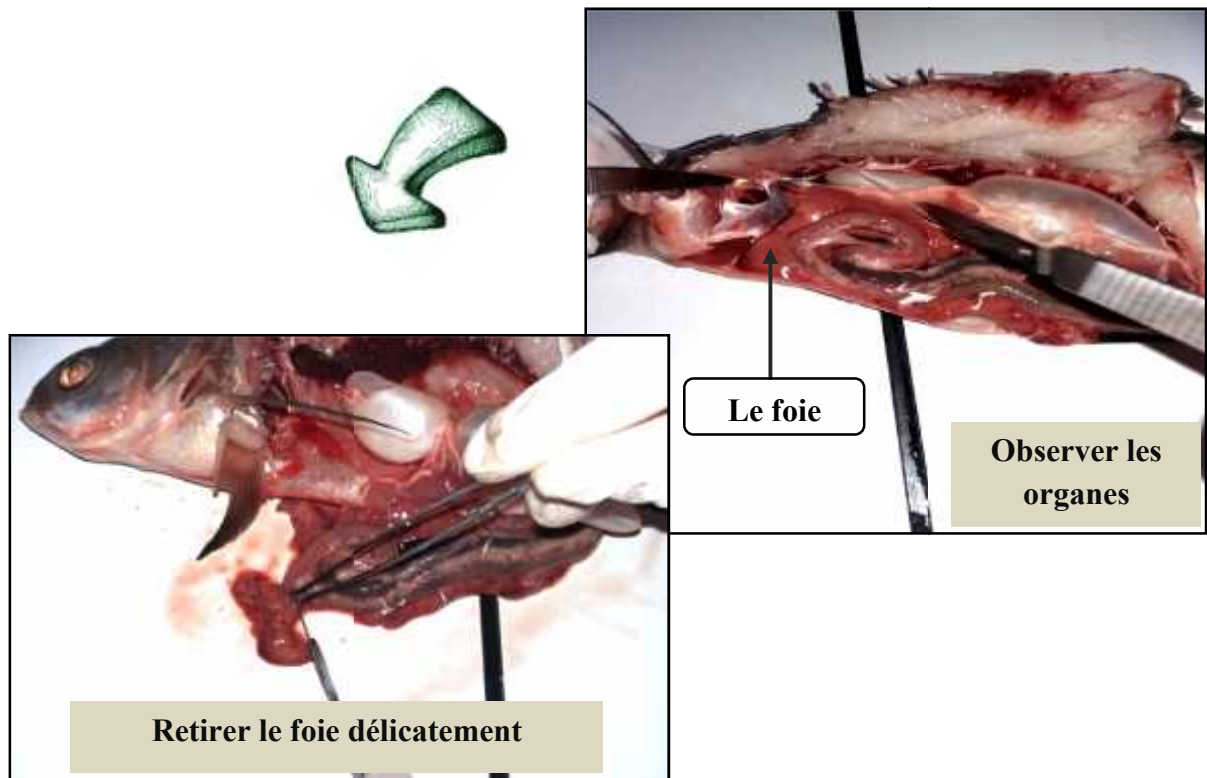


Figure 20b. Les étapes de dissection (suite) : localisation et prélèvement du foie.



Figure 21. La boîte et les sachets de conservation du foie prélevé.

3.5. Dosage des TBARS

Le dosage des TBARS hépatiques a été fait par la méthode de **Buege et Aust (1978)**.

3.5.1. Préparation de l'homogénat

Cette préparation a été faite par broyage de 200 mg de foie congelé dans 2 ml d'une solution de chlorure de potassium (KCl) à 1,15% pour obtenir un homogénat à 10%.

3.5.2. Principe du dosage

La méthode est basée sur la mesure colorimétrique de la réaction entre l'acide thiobarbiturique (TBA) avec le malondialdéhyde (MDA), composé issu de la peroxydation lipidique des acides gras polyinsaturés des membranes cellulaires donnant un produit rouge brun mesuré à une longueur d'onde de 532 nm. La procédure expérimentale du dosage des TBARS est la suivante :

- ✓ 1 ml de l'homogénat est additionné à 2 ml de la solution de réaction (15% acide trichloroacétique : 0,375% acide thiobarbiturique : 0,25N acide chlorhydrique, 1 : 1 : 1 poids/volume).
- ✓ Vortexer et chauffer au bain marie à 90°C pendant 15 min.
- ✓ Refroidir à l'eau du robinet.
- ✓ Centrifuger à 1000 rpm pendant 10 min.
- ✓ Récupérer le surnageant renfermant les complexes TBA-MDA
- ✓ Lire les absorbances à une longueur d'onde de 532 nm contre le blanc qui contient toutes les solutions sauf le tissu hépatique.

Le taux des TBARS (en nM/mg de tissu) est déterminé selon la formule suivante :

$$\frac{\frac{DO}{156} \times \frac{\text{Volume total de la cuve}}{\text{Volume de la prise d'essai}} \times 10^6}{\text{Mg de tissu}}$$

DO : Densité optique obtenue après hydrolyse du substrat à 532 nm

156 mM⁻¹ cm⁻¹ : Coefficient d'extinction molaire du TBA

Volume total de la cuve : 1 ml

Volume de la prise d'essai : (volume de l'homogénat) : 1 ml

10^6 : Unité de conversion en nM

Mg de tissu : Quantité de tissu hépatique en mg

3.6. Analyse physicochimique de l'eau

Les analyses relatives aux paramètres physicochimiques de l'eau du barrage de Beni Haroun ont été réalisées au niveau du laboratoire central de l'Algérienne Des Eaux (ADE) de Annaba. Ces paramètres ont été déterminés par des méthodes colorimétriques en utilisant un appareillage spécifique :

 **Le potentiel hydrogène (pH) :** C'est la mesure de la concentration en ions H^+ de l'eau. Il traduit ainsi la balance entre acide et base sur une échelle de 0 à 14 (Handouzi, 2011).

 **La conductivité électrique :** La conductivité de l'eau est sa capacité à conduire un courant électrique. Elle dépend à la fois de la quantité d'ions présents dans le milieu et des espèces ioniques (majeures et mineures) en solution. Sa mesure donne donc une estimation de la quantité de sels ionisables dissous : la salinité. La mesure de la conductivité électrique permet d'évaluer rapidement la minéralisation globale de l'eau (Rodier, 1984). La conductivité est généralement mesurée en micro-Siemens par centimètre ($\mu S/cm$). La conductivité d'une eau est comprise entre 50 et 1500 $\mu S/cm$ (Merabet, 2010):

- 50 - 400 $\mu S/cm$: qualité excellente ;
- 400 - 750 $\mu S/cm$: qualité bonne ;
- 750 - 1500 $\mu S/cm$: qualité médiocre mais utilisable ;
- >1500 $\mu S/cm$: minéralisation excessive.

 **La turbidité :** Elle permet de préciser les informations visuelles de la couleur de l'eau. La turbidité est causée par les particules en suspension dans l'eau (débris organiques, argiles, organismes microscopiques...). La turbidité usuelle d'une eau est comprise entre 5 et 50 NTU (IANOR, 2006):

- < 5 NTU : eau incolore ;
- 5 - 30 NTU : eau légèrement trouble ;
- > 50 NTU : eau trouble.

🐟 **La salinité** : Elle est définie à l'origine comme la quantité de sels dissous présents dans l'eau (**Bouchar, 2010**). Ce paramètre varie proportionnellement avec la conductivité (**Chaibi, 2014**). Le degré de salinité permet de classer l'eau selon les catégories suivantes (**Hecker et al., 1996**):

- < 0,5 g/l : eau douce ;
- 0,5 à 5 g/l : eau douce à saumâtre ;
- 18 à 30 g/l : eau saumâtre à salée ;
- 30 g/l : eau salée.

🐟 **L'oxygène dissous (O_2)**: L'oxygène dissous est un composé essentiel de l'eau car il conditionne les réactions biologiques qui ont lieu dans les écosystèmes aquatiques. Une concentration de 3 à 6 mg/l constitue la limite inférieure (**Rejsek, 2002**). D'autre part, la présence de l'oxygène dans l'eau résulte d'une diffusion à partir de l'air au niveau de la surface et surtout de l'activité photosynthétique des végétaux aquatiques, notamment des algues. C'est un indicateur important de pollution organique des eaux (**Mebarkia, 2011**).

🐟 **Les nitrites (NO_2^-)** : Selon **Dussart (1992)**, les nitrites représentent la forme intermédiaire et le résultat de l'oxydation des matières organiques azotées. La présence de nitrites dans une eau peut être due à une oxydation incomplète de composés azotés (azote organique ou ammoniacal). Elle correspond à un stade intermédiaire et sa concentration est en général inférieure à 1,0 mg/l (**Rejsek, 2002**).

🐟 **Les nitrates (NO_3^-)** : Les nitrates constituent le stade final de l'oxydation de l'azote organique dans l'eau. Les bactéries nitratâtes (nitrobacters) transforment les nitrites en nitrates. Les nitrates ne sont pas toxiques, mais des teneurs élevées en nitrates provoquent une prolifération algale qui contribue à l'eutrophisation du milieu. Leur potentiel danger reste néanmoins relatif à leur réduction en nitrites (**Rodier et al., 2009**).

🐟 **La demande biochimique en oxygène (DBO_5)**: C'est la quantité d'oxygène dissous nécessaire par les systèmes biologiques aérobies naturels dans les eaux usées pour décomposer les matières organiques décomposables dans des conditions définies. Elle est exprimée en mg O_2 /l (**Foultane, 2005**).

🐟 **Le chlore résiduel (Cl)** : Lorsque du chlore est ajouté à l'eau, il attaque les matières organiques et tente de les détruire. Si suffisamment de chlore est ajouté, une

partie restera dans l'eau une fois que tous les organismes sensibles au chlore auront été éliminés. Ce qui reste est appelé le chlore résiduel libre. Le chlore résiduel libre restera dans l'eau jusqu'à ce qu'il se dissipe ou jusqu'à ce qu'il soit mobilisé pour éliminer une nouvelle contamination. Il est capable de réagir comme acide hypochloreux (HClO) ou ion hypochlorite (ClO^-). Sa présence est l'indicateur de qualité d'une eau (Khelil, 2006).

 **Les ions ammonium (NH_4^+)** : C'est la forme réduite de l'azote souvent présente dans les eaux naturelles en concentration variable (de 0,1 à plus de 10 mg/l). Il provient principalement de la décomposition des matières protéiques naturelles (zoo et phytoplancton, microorganismes, bactéries...) mais aussi de l'apport d'effluents de stations d'épuration (Lahoussine, 1998 ; N'dlaye et al., 2013).

3.7. Analyses statistiques

Les données descriptives des paramètres relatifs aux poissons (valeurs relatives des mesures biométriques, rapport hépato-somatique et teneur hépatique en TBARS) sont présentées en Moyenne $\pm$ Erreur Standard de Moyenne (SEM), et traitées par l'analyse de variance à un seul critère de classification (ANOVA 1) puis par l'analyse de variance à deux critères de classification (ANOVA 2) avec l'espèce et la saison comme facteurs. Les relations longueur-longueur et poids corporel-poids hépatique ont été analysées par le test de corrélation de Pearson afin de déterminer leur linéarité (en absence de linéarité, la relation est présentée sous forme de régression polynomiale). Les relations poids corporel-longueur totale ont été établies sous forme de régression en puissance ($\text{PC} = a \text{LT}^b$) avec b comme coefficient de régression à partir duquel le type de croissance du poisson a été déduit (Le Cren, 1951). En supposant que b est souvent proche de 3 (valeur isométrique), le facteur de condition K a été calculé suivant Ricker (1975) : $K = 100 \times \text{PC} / \text{LT}^3$, et présenté en Moyenne $\pm$ SEM. Les différences statistiques ont été considérées comme significatives au seuil de probabilité P de 5%. Toutes ces analyses ont été effectuées au moyen du logiciel Minitab (version 17). Les figures des résultats ont été obtenues par Microsoft Office Excel 2016.

Par ailleurs, les résultats relatifs aux paramètres physicochimiques de l'eau du barrage ont été présentés sans aucun traitement statistique parce que les prises automnale et hivernale ont montré le même profil analytique.

Résultats

1. Paramètres biométriques

1.1. Valeurs descriptives

Les valeurs biométriques descriptives sont présentées par rapport à la longueur totale (LT) des poissons (Figure 22). En appliquant l'ANOVA 2, un effet significatif de l'espèce ($F(1,10)=6,05$ et $P=0,034$) sur la longueur maxillaire-fourche (LJFL) a été trouvé, alors qu'aucun effet de la saison ($F(1,10)=0,42$ et $P=0,533$) ni de l'interaction espèce $\times$ saison ($F(1,10)=0,06$ et $P=0,807$) n'ait été révélé pour ce paramètre. Pour la longueur cavité oculaire-fourche (EOFL), aucun effet de l'espèce ($F(1,10)=2,68$ et $P=0,133$), de la saison ($F(1,10)=0,06$ et $P=0,810$) ni de l'interaction espèce $\times$ saison ($F(1,10)=0,40$ et $P=0,541$) n'a été obtenu. Pour la longueur dorsale-fourche (DFL), un effet significatif de l'espèce ($F(1,10)=16,83$ et $P=0,002$) a été trouvé, alors qu'aucun effet de la saison ($F(1,10)=1,64$ et $P=0,229$) ni de l'interaction espèce $\times$ saison ($F(1,10)=0,81$ et $P=0,338$) n'ait été révélé. Pour la longueur pectorale-fourche (PFL), un effet significatif de l'espèce ($F(1,10)=8,20$ et $P=0,017$) a été trouvé, alors qu'aucun effet de la saison ($F(1,10)=0,54$ et $P=0,481$) ni de l'interaction espèce $\times$ saison ($F(1,10)=0,001$ et $P=0,948$) n'ait été démontré. Pour la longueur pectorale-dorsale (PDL), un effet significatif de l'espèce ($F(1,10)=18,40$ et $P=0,002$) a été obtenu, alors qu'aucun effet de la saison ($F(1,10)=0,59$ et $P=0,461$) ni de l'interaction espèce $\times$ saison ($F(1,10)=0,08$ et $P=0,787$) n'ait été démontré. En hiver, les paramètres DFL ($F(1,6)=55,57$ et $P<0,001$) et PDL ($F(1,6)=73,55$ et $P<0,001$) chez la carpe commune ont été significativement élevés par rapport à ceux enregistrés chez la brème.

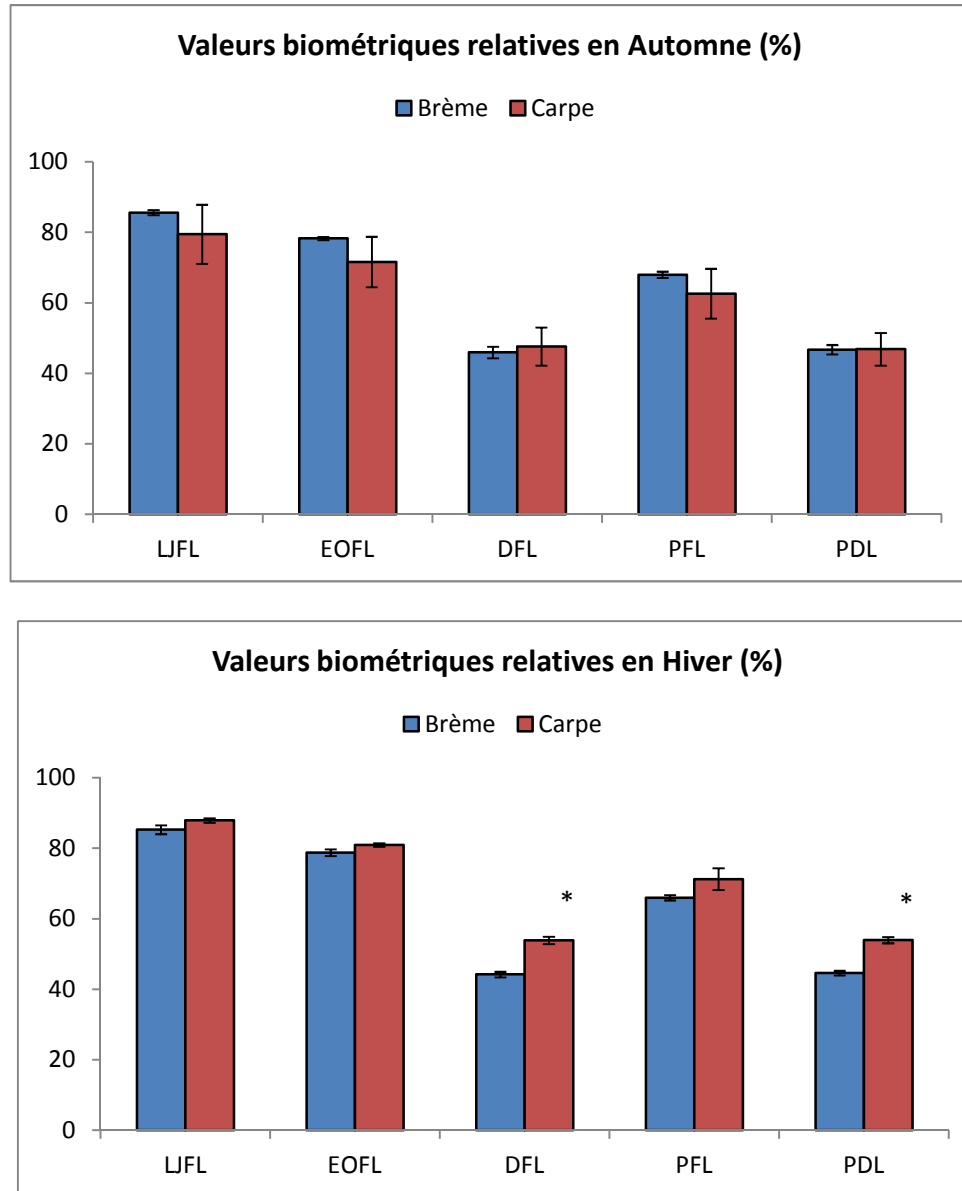


Figure 22. Valeurs biométriques relatives à la longueur totale (LT) en automne et en hiver chez la brème et la carpe commune. Les résultats sont présentés en Moyenne $\pm$ SEM. * Significativement différent du même paramètre chez la brème de la même saison.

1.2. Relations longueur-longueur

A) Relation longueur totale (LT)/longueur maxillaire-fourche (LJFL)

La relation LT/LJFL a été linéaire et hautement significative chez les deux espèces de poissons en automne (brème : $F(1,2)=164,22$ et $P=0,006$; carpe : $F(1,2)=\text{indéterminé}$ et $P=\text{indéterminé}$) et en hiver (brème : $F(1,3)=431,04$ et $P<0,001$; carpe : $F(1,1)=\text{indéterminé}$ et $P=\text{indéterminé}$). Les équations de régression et leurs coefficients de détermination correspondants (R^2) sont indiqués dans les graphes de la Figure 23.

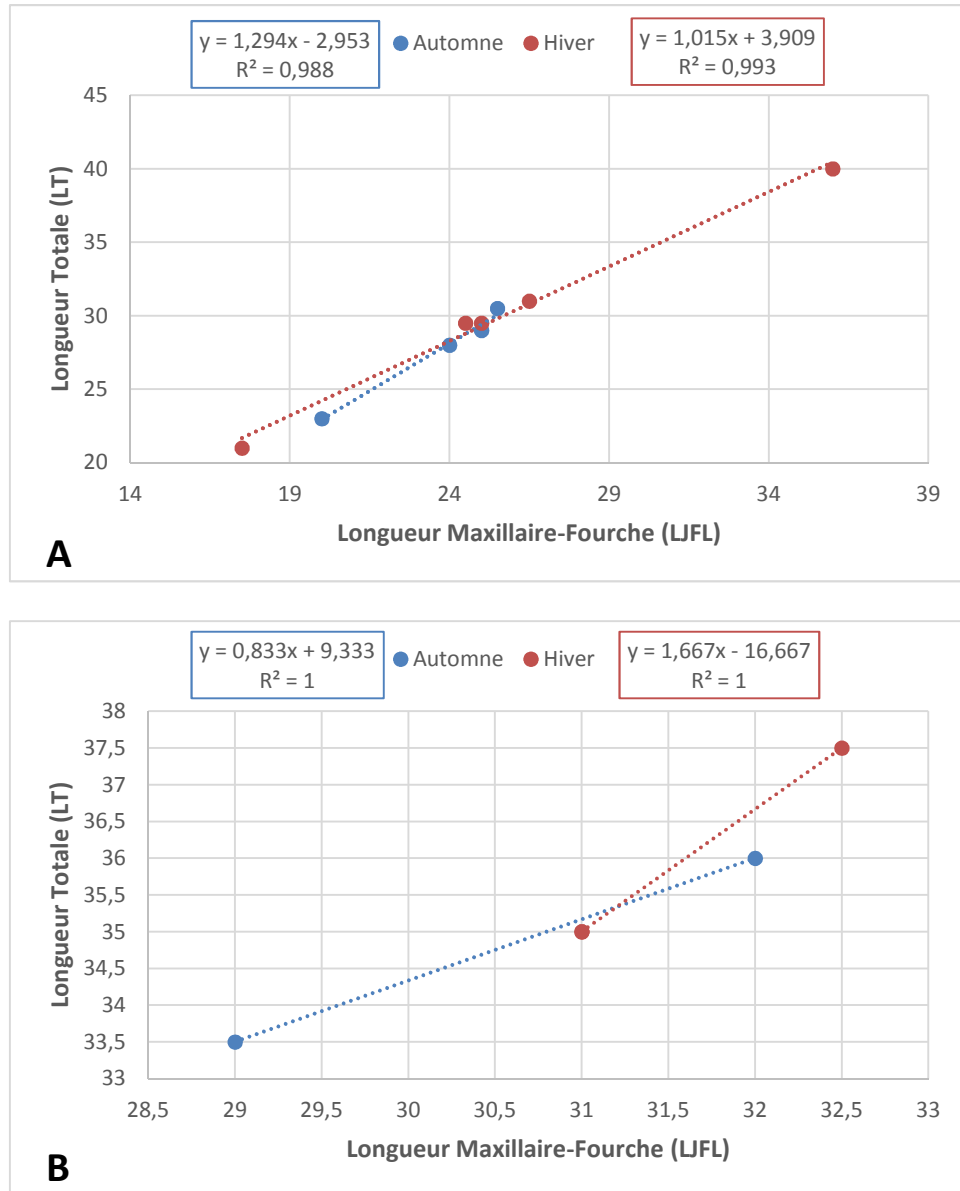


Figure 23. Relation longueur totale (LT)/longueur maxillaire-fourche (LJFL) chez la brème (A) et la carpe commune (B). Les données sont exprimées en centimètres.

B) Relation longueur totale (LT)/longueur cavité oculaire-fourche (EOFL)

La relation LT/EOFL a été linéaire et hautement significative chez les deux espèces de poissons en automne (brème : $F(1,2)=164,22$ et $P=0,006$; carpe : $F(1,2)=$ indéterminé et $P=$ indéterminé) et en hiver (brème : $F(1,3)=1198,71$ et $P<0,001$; carpe : $F(1,1)=$ indéterminé et $P=$ indéterminé). Les équations de régression et leurs coefficients de détermination correspondants (R^2) sont indiqués dans les graphes de la Figure 24.

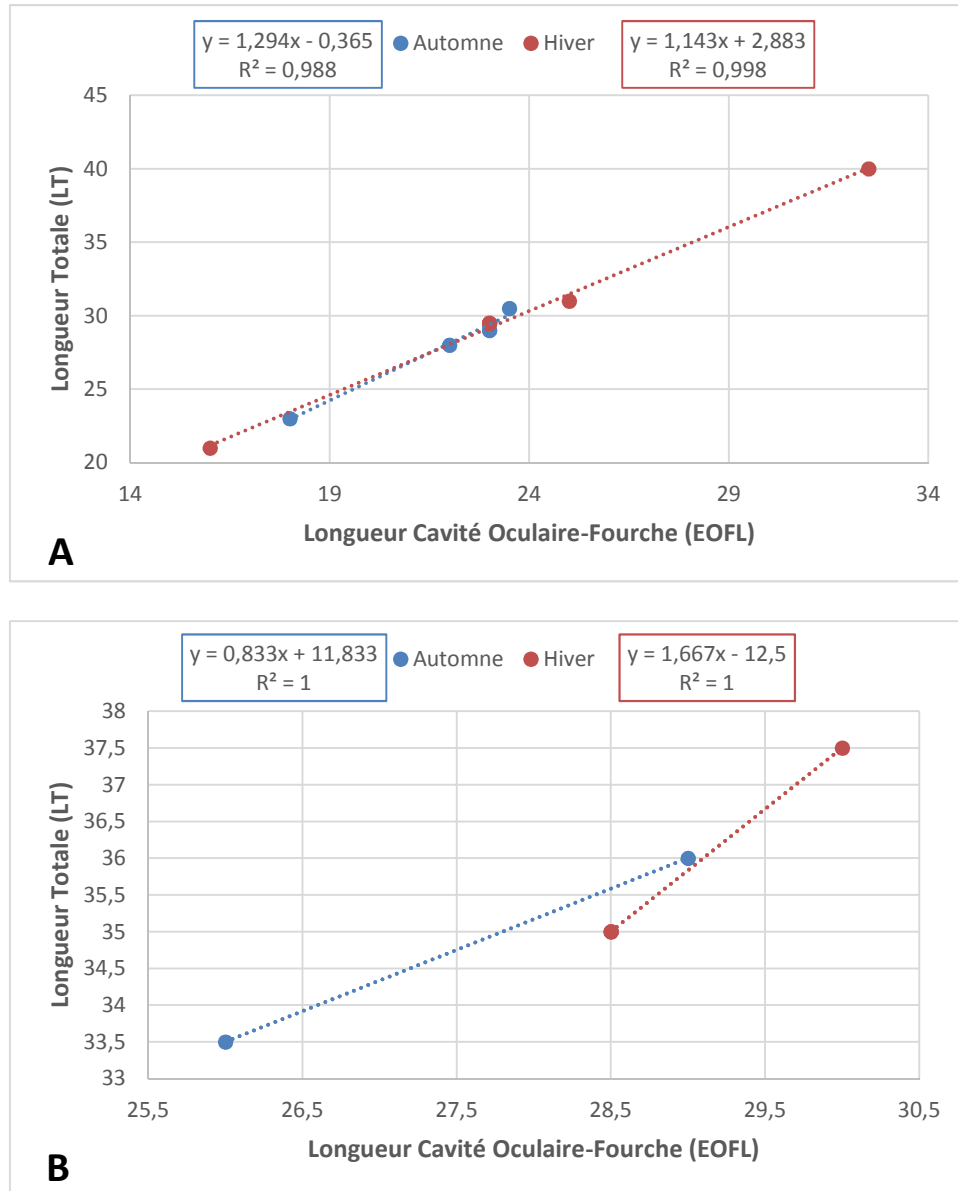


Figure 24. Relation longueur totale (LT)/longueur cavité oculaire-fourche (EOFL) chez la brème (A) et la carpe commune (B). Les données sont exprimées en centimètres.

C) Relation longueur totale (LT)/longueur dorsale-fourche (DFL)

La relation LT/DFL a été linéaire et hautement significative chez les deux espèces de poissons en automne (brème : $F(1,2)=20,26$ et $P=0,046$; carpe : $F(1,2)=\text{indéterminé}$ et $P=\text{indéterminé}$) et en hiver (brème : $F(1,3)=148,46$ et $P=0,001$; carpe : $F(1,1)=\text{indéterminé}$ et $P=\text{indéterminé}$). Les équations de régression et leurs coefficients de détermination correspondants (R^2) sont indiqués dans les graphes de la Figure 25.

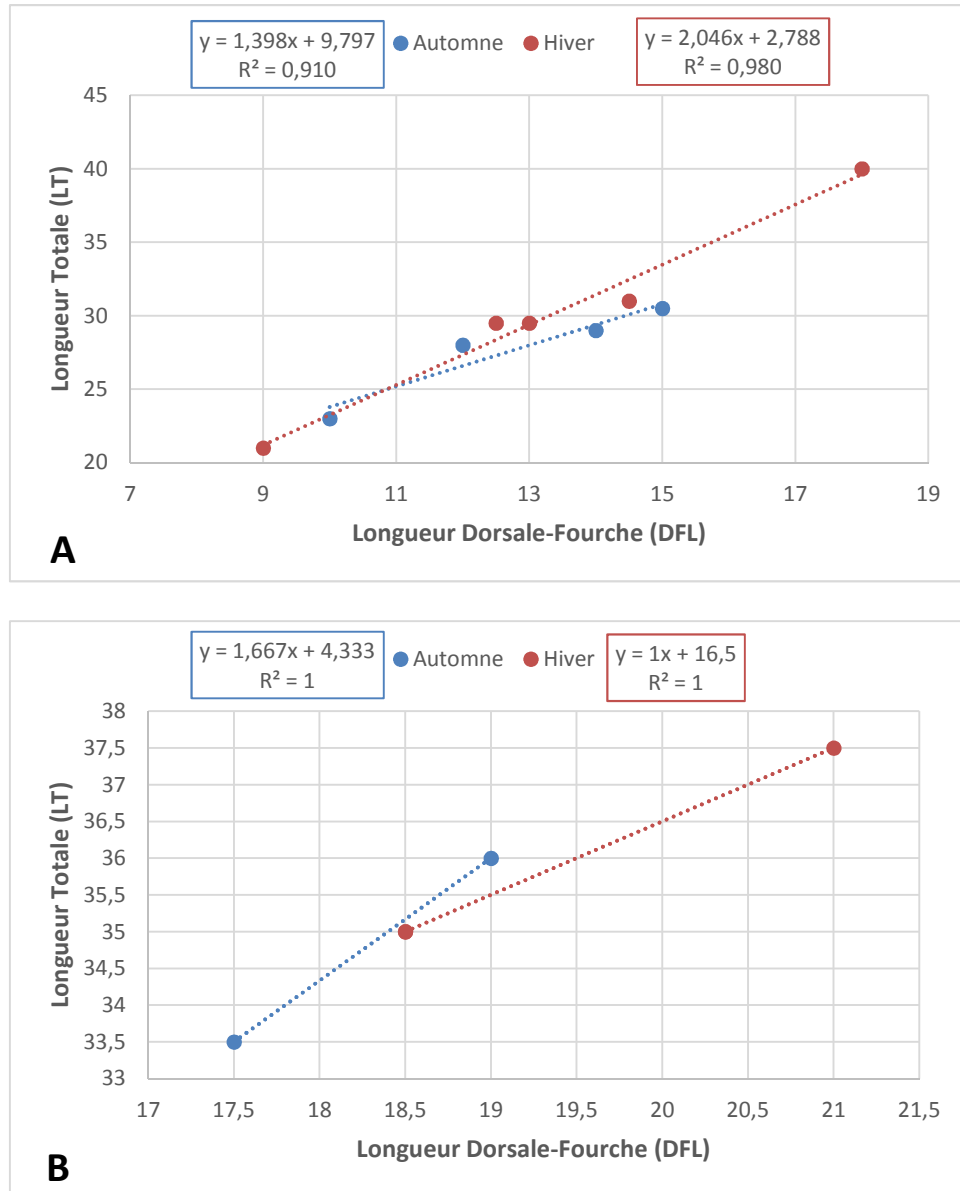


Figure 25. Relation longueur totale (LT)/longueur dorsale-fourche (DFL) chez la brème (A) et la carpe commune (B). Les données sont exprimées en centimètres.

D) Relation longueur totale (LT)/longueur pectorale-fourche (PFL)

La relation LT/PFL a été linéaire et hautement significative chez les deux espèces de poissons en automne (brème : $F(1,2)=54,19$ et $P=0,018$; carpe : $F(1,2)=\text{indéterminé}$ et $P=\text{indéterminé}$) et chez la brème seulement en hiver ($F(1,3)=636,29$ et $P<0,001$). Cependant, cette relation a été non-linéaire (polynomiale) chez la carpe commune en hiver ($F(1,1)=0,12$ et $P=0,788$). Les équations de régression et leurs coefficients de détermination correspondants (R^2) sont indiqués dans les graphes de la Figure 26.

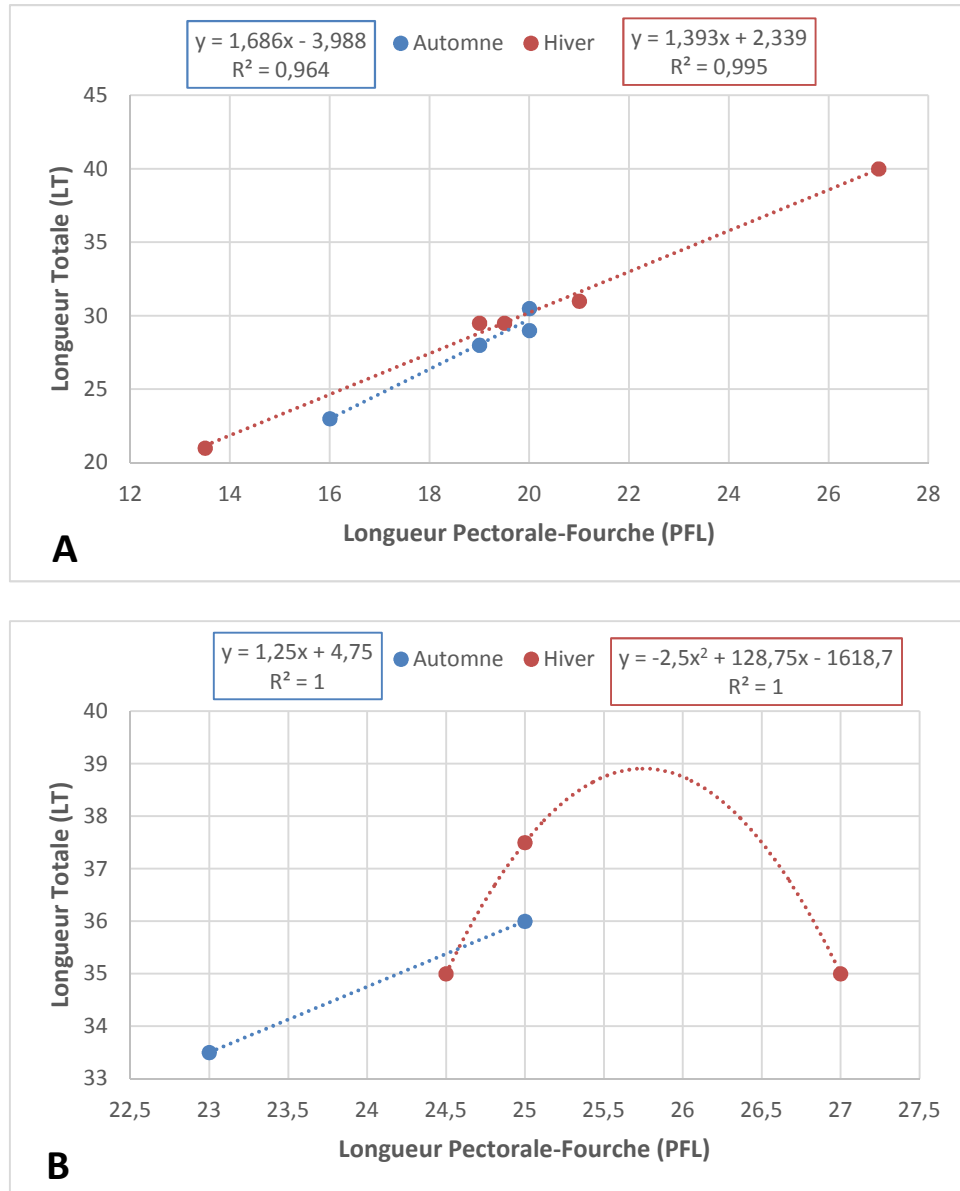


Figure 26. Relation longueur totale (LT)/longueur pectorale-fourche (PFL) chez la brème (A) et la carpe commune (B). Les données sont exprimées en centimètres.

E) Relation longueur totale (LT)/longueur pectorale-dorsale (PDL)

En automne, la relation LT/PDL a été linéaire et hautement significative chez la carpe commune ($F(1,2)=\text{indéterminé}$ et $P=\text{indéterminé}$) mais non-linéaire (polynomiale) chez la brème ($F(1,2)=5,83$ et $P=0,137$). Inversement, la période hivernale a démontré que cette relation est non-linéaire (polynomiale) chez la carpe commune ($F(1,1)=1,33$ et $P=0,454$) mais linéaire et hautement significative chez la brème ($F(1,3)=168,93$ et $P=0,001$). Les équations de régression et leurs coefficients de détermination correspondants (R^2) sont indiqués dans les graphes de la Figure 27.

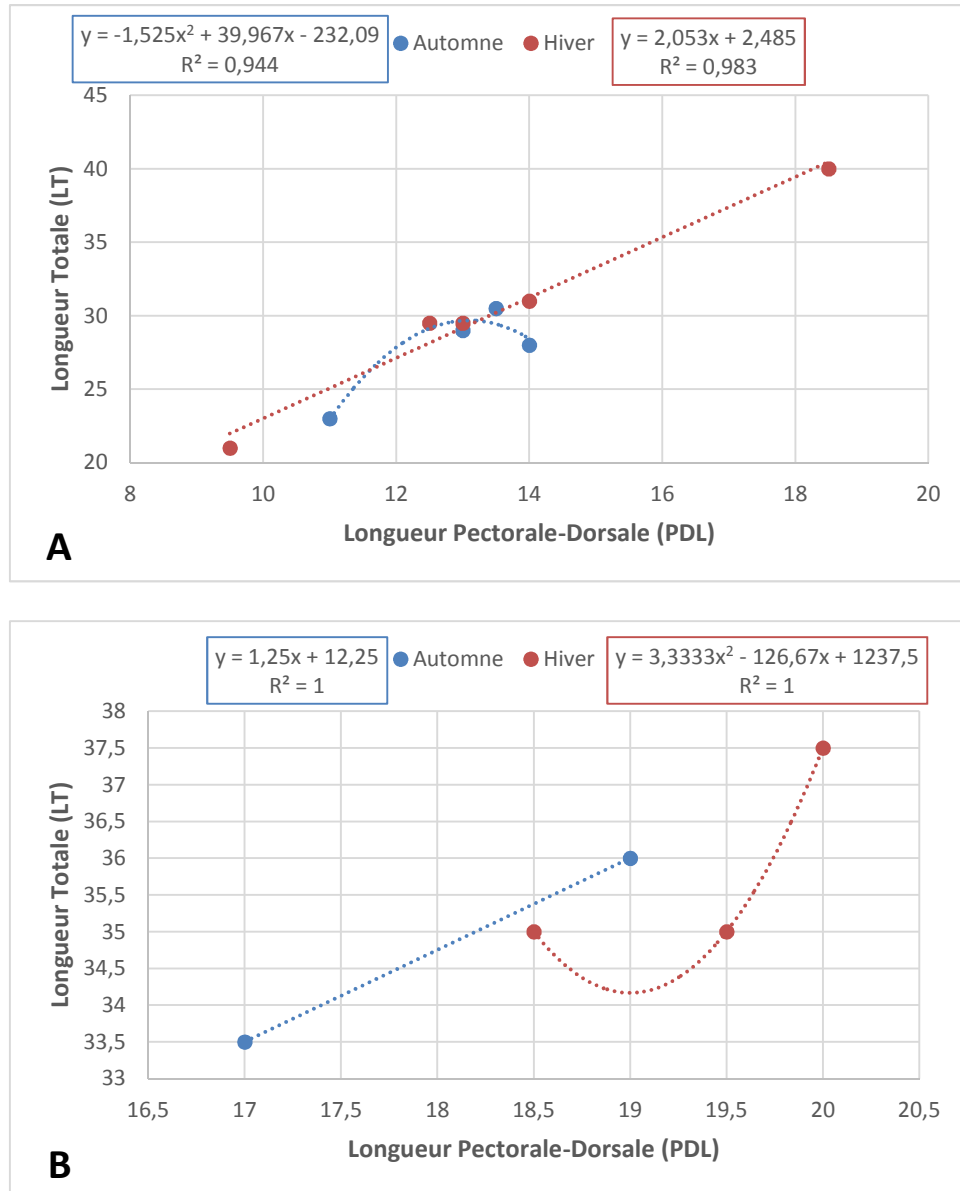


Figure 27. Relation longueur totale (LT)/longueur pectorale-dorsale (PDL) chez la brème (A) et la carpe commune (B). Les données sont exprimées en centimètres.

2. Paramètres pondéraux

2.1. Rapport hépato-somatique (RHS)

L'ANOVA 2 a indiqué un effet significatif de la saison ($F(1,10)=5,01$ et $P=0,049$) sur le RHS, alors qu'aucun effet de l'espèce ($F(1,10)=0,22$ et $P=0,648$) ni de l'interaction espèce $\times$ saison ($F(1,10)=0,97$ et $P=0,349$) n'ait pu être trouvé. Une différence significative a été trouvée entre la brème et carpe commune en hiver seulement ($F(1,6)=8,65$ et $P=0,026$). Chez la brème, le RHS hivernal a été significativement diminué par rapport à celui enregistré en automne ($F(1,7)=6,53$ et $P=0,038$) (Figure 28).

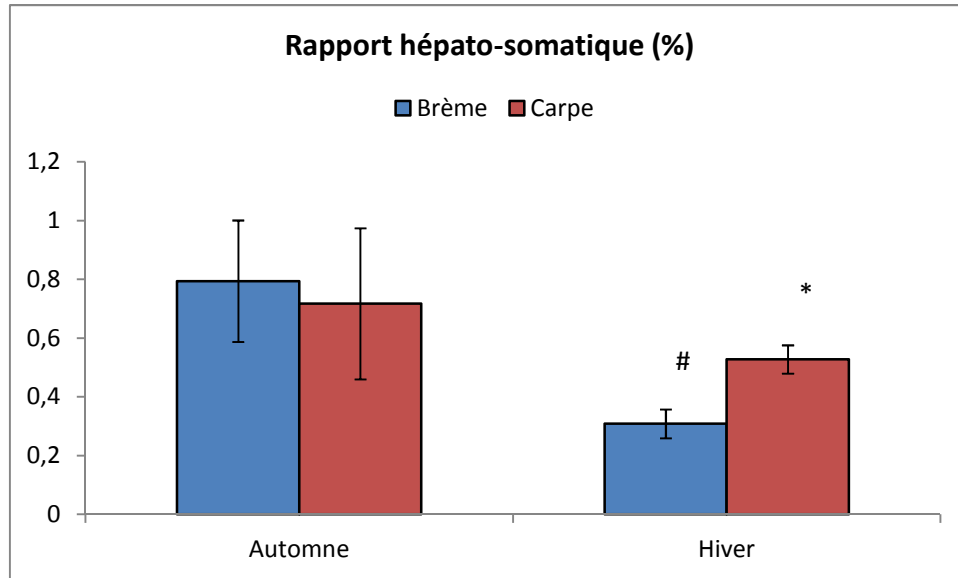


Figure 28. Rapport hépato-somatique (RHS) en automne et en hiver chez la brème et la carpe commune. Les résultats sont présentés en Moyenne $\pm$ SEM. * Significativement différent du RHS chez la brème de la même saison. # Significativement différent du RHS chez la brème en automne.

2.2. Relations poids corporel (PC)-longueur totale (LT)

Chez la brème, la relation PC/LT a été linéaire et hautement significative en automne (équation générale : $PC = 22,46LT - 404,7$; $F(1,2)=52,24$ et $P=0,019$) et en hiver (équation générale : $PC = 35,40LT - 722,4$; $F(1,3)=60,54$ et $P=0,004$). Chez la carpe commune, cette relation a été hautement significative en automne seulement (équation générale : $PC = 48,70LT - 1198$; $F(1,2)=\text{indéterminé}$ et $P=\text{indéterminé}$), alors qu'aucune relation significative n'a été trouvée en hiver (équation générale : $PC = 17,10LT + 121$; $F(1,4)=0,24$ et $P=0,649$). Les régressions PC/LT sont représentées en puissance afin que le coefficient de régression b serve à déduire le bien-être des poissons (Figure 29).

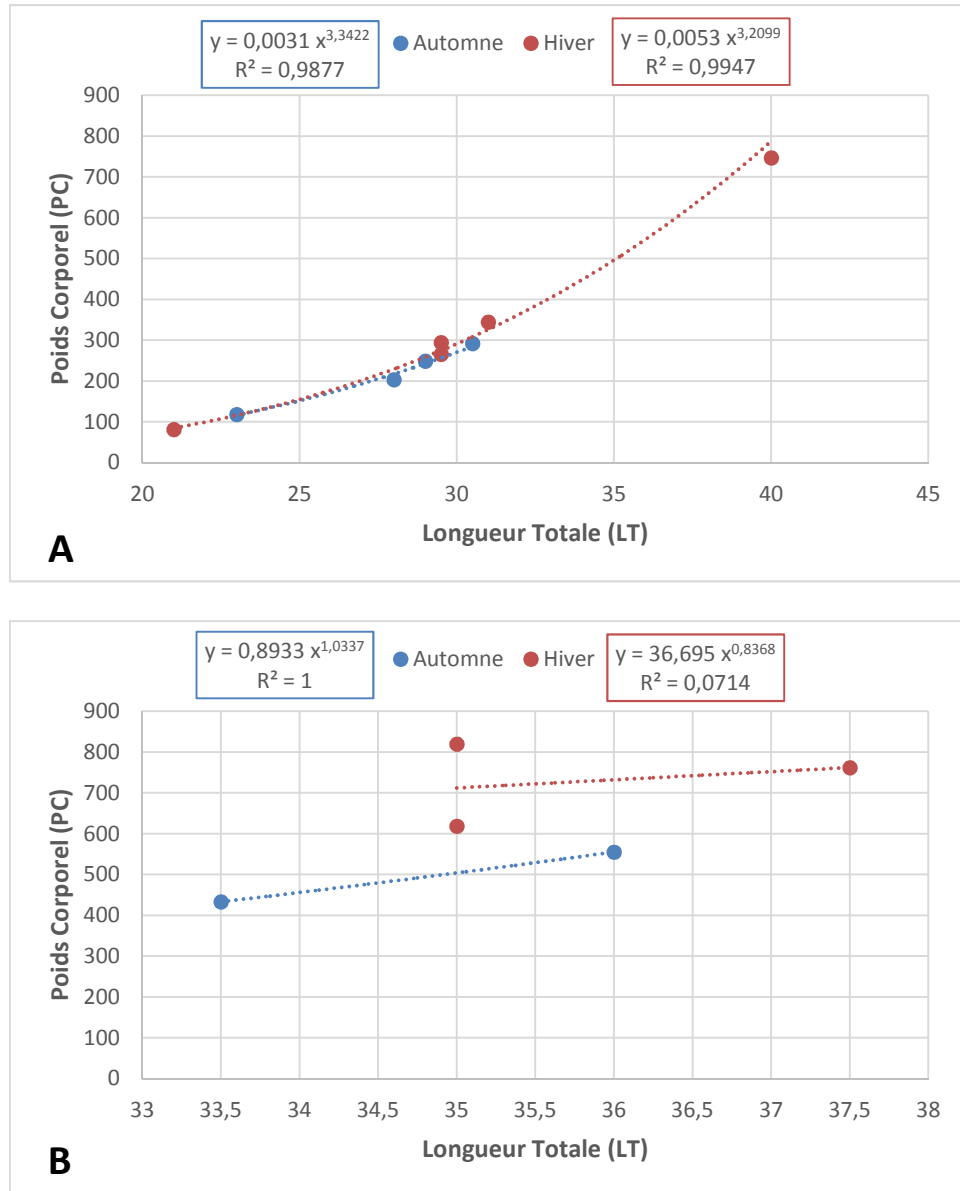


Figure 29. Relation poids corporel (PC)-longueur totale (LT) chez la brème (A) et la carpe commune (B). Le PC est exprimé en grammes, la LT est exprimée en centimètres.

2.3. Relations poids corporel (PC)-poids hépatique (PH)

Chez la brème, la relation PC/PH n'a pas été significative (polynomiale) en automne (équation générale : $PC = 78,40PH + 473,2$; $F(1,4)=0,33$ et $P=0,594$) mais linéaire et hautement significative en hiver (équation générale : $PC = 287,40PH + 17,75$; $F(1,3)=41,31$ et $P=0,008$). Inversement, les mesures statistiques chez la carpe commune ont démontré que cette relation est linéaire et significative en automne (équation générale : $PC = - 72,91PH + 741$; $F(1,2)=\text{indéterminé}$ et $P=\text{indéterminé}$) mais non significative (polynomiale) en hiver (équation générale : $PC = 75,10PH + 446,4$; $F(1,4)=0,21$ et

$P=0,668$). Les équations de régression et leurs coefficients de détermination correspondants (R^2) sont indiqués dans les graphes de la Figure 30.

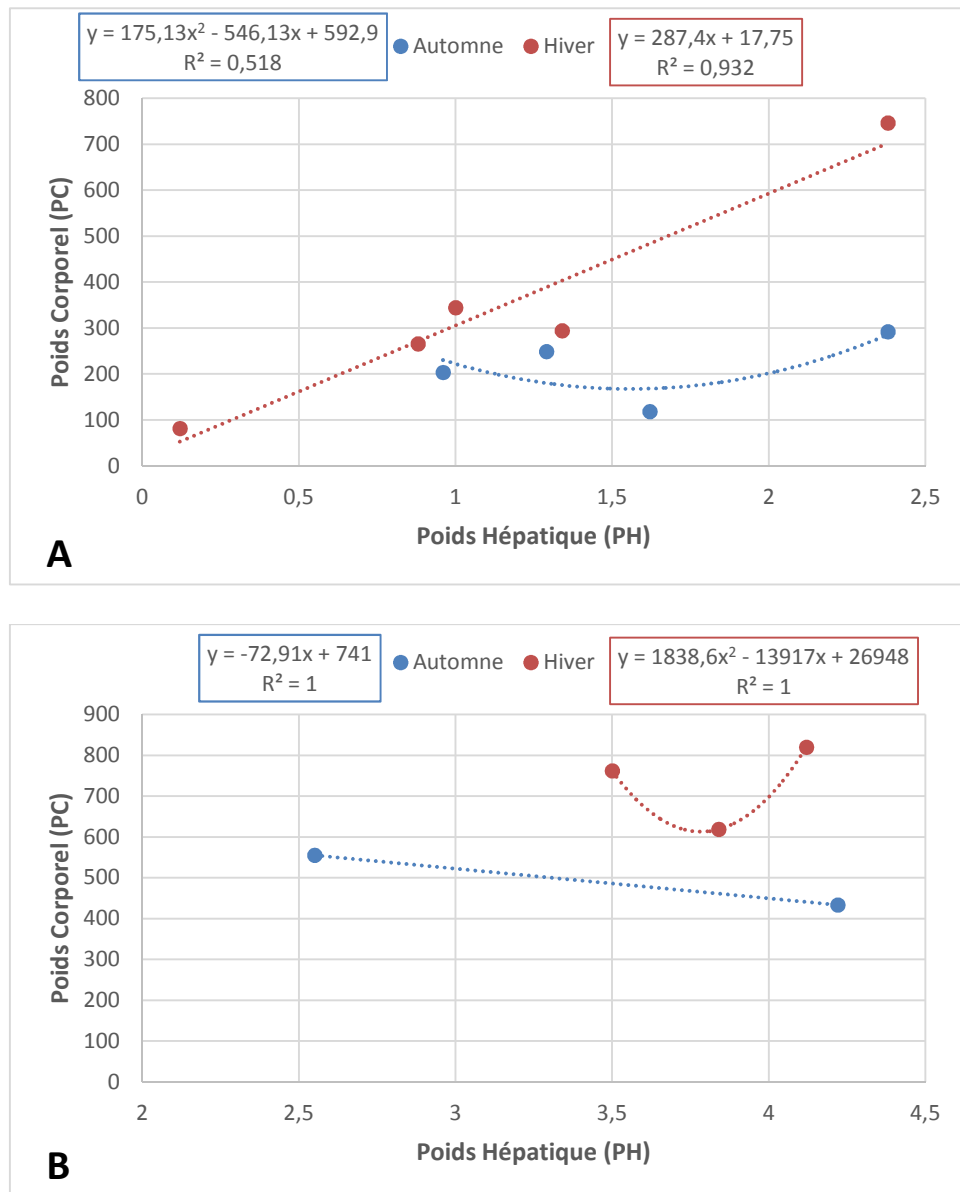


Figure 30. Relation poids corporel (PC)-poids hépatique (PH) chez la brème (A) et la carpe commune (B). Les données sont exprimées en grammes.

3. Facteur de condition K

Le facteur de condition K et les paramètres estimatifs de la relation poids corporel (PC)-longueur totale (LT) sont présentés dans le Tableau 5. Chez la brème, les valeurs de ce facteur varient de 0,926 à 1,029 en automne (moyenne = $0,987 \pm 0,023$) avec une croissance allométrique positive ($b = 3,3422$), et de 0,879 à 1,166 en hiver (moyenne = $1,076 \pm 0,054$) avec une croissance allométrique positive aussi ($b = 3,2099$). Chez la carpe

commune, les valeurs de ce facteur varient de 1,152 à 1,189 en automne (moyenne = $1,171 \pm 0,018$) avec une croissance allométrique négative ($b = 1,0337$), et de 1,442 à 1,911 en hiver (moyenne = $1,600 \pm 0,156$) avec une croissance allométrique négative aussi ($b = 0,8368$).

Tableau 5. Paramètres estimatifs de la relation poids corporel (PC)-longueur totale (LT) et facteur de condition (K) chez la brème et la carpe commune. R^2 Coefficient de détermination, a Constante de régression, b Coefficient de régression.

Espèce/Saison	Effectif	R^2	A	b	Croissance	K
Brème						
<i>Automne</i>	4	0,9877	0,0031	3,3422	Allométrique Positive	$0,987 \pm 0,023$
<i>Hiver</i>	5	0,9947	0,0053	3,2099	Allométrique Positive	$1,076 \pm 0,054$
Carpe						
<i>Automne</i>	2	1	0,8933	1,0337	Allométrique Négative	$1,171 \pm 0,018$
<i>Hiver</i>	3	0,0714	36,695	0,8368	Allométrique Négative	$1,600 \pm 0,156$

4. Paramètre de détoxification : teneur hépatique en TBARS

En appliquant l'ANOVA 2, aucun effet significatif de l'espèce ($F(1,8)=1,18$ et $P=0,309$), de la saison ($F(1,8)=1,03$ et $P=0,339$) ou de l'interaction espèce $\times$ saison ($F(1,8)=1,59$ et $P=0,243$) sur le taux hépatique en TBARS n'a été révélé. En plus, aucune différence significative intra- et interspécifique n'a été trouvée durant les deux saisons (Figure 31).

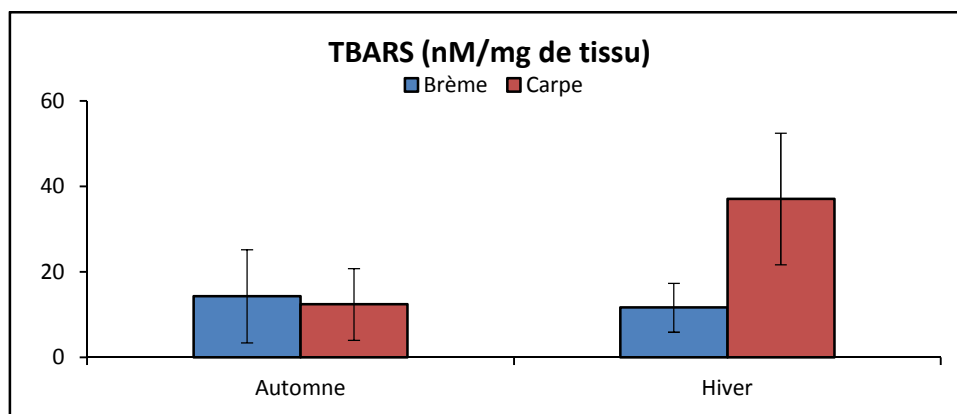


Figure 31. Teneur hépatique en TBARS en automne et en hiver chez la brème et la carpe commune. Les résultats sont présentés en Moyenne $\pm$ SEM.

5. Paramètres physicochimiques de l'eau

Les paramètres physicochimiques mesurés sont présentés dans le Tableau 6. Aucune différence n'a été obtenue entre l'analyse automnale et l'analyse hivernale.

Tableau 6. Paramètres physicochimiques de l'eau du barrage de Beni Haroun.

Paramètres	Résultats
pH (Unité pH)	7,82
Conductivité ($\mu\text{S}/\text{cm}$ à 25°C)	1218
Salinité (g/l)	0,83
Turbidité (NTU)	3,2
Chlore résiduel (mg/l)	Traces
Oxygène dissous (%O ₂)	Traces
DBO ₅ (mg O ₂ /l)	1,32
Ions ammonium (mg/l)	0,03
Nitrites (mg/l)	0,1
Nitrates (mg/l)	23,6

Discussion

Dans la présente étude, des changements morphométriques intra- et interspécifiques ont été démontrés en fonction des deux saisons exploitées. En automne, il n'y a eu aucune différence significative pour les valeurs biométriques relatives entre la brème et la carpe. En hiver, la mensuration biométrique montre des valeurs significativement plus élevées de DFL et de PDL chez la carpe par rapport à la brème. Ces mesures relatives représentent le degré de croissance atteint par chaque segment corporel au moment des prises des poissons, reflétant ainsi la contribution différentielle de chacun d'eux à la taille générale de l'animal.

Chez la brème, les longueurs partielles LJFL, EOFL et PFL ont révélé une plus grande influence sur la longueur totale du poisson en automne qu'en hiver. Inversement, la DFL a indiqué un effet plus prononcé en hiver qu'en automne. Cependant, la contribution de la PDL dans la taille du poisson a été polynomiale en automne et linéaire en hiver, ce qui pourrait refléter la sensibilité de ce paramètre biométrique chez cette espèce. Chez la carpe commune, les longueurs partielles LJFL et EOFL ont montré une plus grande influence sur la longueur totale du poisson en hiver qu'en automne. Par contre, l'effet de la DFL a été plus important en automne qu'en hiver, tandis que l'impact des PFL et PDL a été linéaire en automne et polynomial en hiver, révélant ainsi la sensibilité de ces deux derniers paramètres chez cette espèce.

La comparaison interspécifique a révélé que la contribution automnale des LJFL, EOFL et PFL dans la croissance de la brème dépasse celle observée chez la carpe, alors que l'effet de la DFL chez cette dernière espèce a été plus frappant que celui enregistré chez la brème. D'une manière surprenante, la croissance hivernale de la carpe a été plus dépendante des LJFL et EOFL que celle de la brème, chez laquelle la DFL a révélé un effet beaucoup plus influençant.

Chez la brème, le poids corporel a été fortement corrélé à la longueur totale au cours des deux saisons dont la croissance est allométrique positive. L'allométrie positive indique que la croissance du poisson est en faveur du poids. Par contre, chez la carpe commune, la relation poids corporel/longueur totale a été corrélée en automne seulement

et la croissance a été allométrique négative au cours des deux saisons. L'allométrie négative indique que la croissance du poisson est en faveur de la longueur (taille). Bien que la valeur isométrique du coefficient de régression b est égale à 3, la fourchette habituellement rapportée diffère selon les études : elle se situe entre 2,50 et 3,50 (**Pauly et Gayanilo, 1997**), entre 2,50 et 4,00 (**Offem et al., 2009**), ou entre 2,00 et 4,00 (**Montchowui et al., 2009**).

Le facteur de condition K de la brème a montré une variation saisonnière (< 1 en automne et > 1 en hiver). Chez la carpe commune, ce facteur a indiqué des valeurs > 1 au cours des deux saisons. D'après **Fulton (1902)**, $K \geq 1$ exprime le « bien-être » d'une population au cours des stades variés de son cycle de vie, alors que $K < 1$ signifie que le poisson n'est pas en embonpoint dans son biotope. Le bien-être de la population de la carpe commune se serait donc bien exprimé dans le barrage de Beni Haroun au cours de la période d'étude. Cependant, la population de la brème s'avère être légèrement mal adaptée à cet écosystème en automne.

Le rapport hépato-somatique (RHS) est un marqueur physiologique d'intérêt majeur en écotoxicologie car, dans certains contextes pollués, une augmentation ou une diminution de ce rapport ont été mises en évidence chez les poissons (**Fletcher et al., 1982**). Dans notre étude, le RHS a montré une chute significative chez la brème en hiver par rapport à l'automne. Cette chute a été tellement considérable que le RHS chez cette espèce est significativement inférieur à celui de la carpe commune durant la saison hivernale, une différence qui n'a pas été trouvée en automne. D'ailleurs, il est extrêmement intéressant de noter que la chute hivernale du RHS chez la brème a été précédée par une mauvaise indication du facteur K en automne, ce qui confirmerait la faible adaptation de cette espèce à cet écosystème pendant cette période de l'année. Comparativement, la carpe commune semble être plus résistante aux mêmes conditions vu la stabilité de son RHS et la bonne indication du facteur K durant les deux saisons.

La déficience des systèmes de défense antioxydante à éliminer l'excès des ROS peut entraîner différents types de dommages cellulaires dont le plus largement étudié est la peroxydation lipidique susceptible d'induire des altérations structurales et chimiques

des membranes cellulaires. Ses effets peuvent être évalués à différentes étapes de la dégradation des lipides: en phase initiale (diènes conjugués), intermédiaire (hydroperoxydes lipidiques) ou terminale (TBARS). Les niveaux de TBARS ont été utilisés comme marqueurs de stress oxydatif reflétant l'état de peroxydation des membranes cellulaires chez de nombreuses espèces d'invertébrés et vertébrés marins mais aussi dulçaquicoles. Principalement associés à l'effet toxique des xénobiotiques, ces niveaux peuvent être influencés par différents paramètres du milieu comme la salinité et la température chez les poissons. De plus, dans différentes populations de la même espèce, les taux de TBARS peuvent montrer des variations saisonnières. Cependant, de nombreuses études récemment réalisées en milieu aquatique ont montré que les niveaux de peroxydation lipidique sont majoritairement affectés par des polluants environnementaux de différente nature (**Amiard et Amiard-Triquet, 2008**). La méthode d'évaluation préférable de ce phénomène consiste alors à doser un des produits finaux de dégradation des acides gras, le malonedialdéhyde (MDA), fraction majeure des TBARS, dont la teneur est en relation étroite avec les dégradations de la membrane cellulaire et, d'une manière générale, avec le stress oxydatif subi par les cellules de l'organisme (**Lefèvre et al., 1998**). Dans notre étude, un certain taux de TBARS a été révélé chez les deux espèces, mais aucune différence significative n'a été démontrée au cours des saisons exploitées. Cependant, il est important de noter qu'il y a eu une grande variabilité interindividuelle chez chaque espèce sans qu'elle soit significative sur le plan écotoxicologique. Un des aspects essentiels de la toxicité des xénobiotiques est la notion de susceptibilité individuelle. Une susceptibilité différente des individus peut être due à un profil génétique particulier, par exemple dans les gènes du métabolisme des xénobiotiques et les gènes régulateurs (**Ingelman-Sundberg et al., 1999**). Ces résultats indiquent que la capacité de détoxification hépatique et le degré de défense antioxydante qui en est associé pourraient être similaires chez les deux espèces durant la période d'étude. Cela suggère que la sensibilité de la brème envers l'environnement, révélée par un RHS bas en hiver, pourrait être due à un ou plusieurs mécanismes autre que le stress oxydatif hépatique. Autrement dit, l'effet toxique des xénobiotiques sur la croissance et l'adaptation de la brème ne ferait pas intervenir le stress oxydatif hépatique comme un mécanisme principal. En fait, une réponse morphologique commune du foie des poissons

à une toxicité occasionnelle est la perte de glycogène et/ou des lipides (**Ferguson, 1989**). Cette perte pourrait se produire suite à une intoxication directe, ou à une condition de vie défavorable causée par une inanition, un stress ou une maladie concomitante (**Wolf et Wolfe, 2005**).

Par ailleurs, le profil physicochimique de l'eau au site d'échantillonnage a montré des indices qui nécessitent d'être interprétés afin de déterminer la convenabilité du milieu dans lequel les poissons vivent. Le pH mesuré indique une neutralité approchée, une caractéristique de la plupart des eaux de surface, mais pourrait révéler aussi une évaporation plus ou moins considérable (**Anonyme #6, 2016**). La salinité et la conductivité, deux paramètres étroitement liés, ont montré des valeurs raisonnables dans l'eau du barrage. La turbidité indique que cette eau est claire, ce qui reflète la faible présence de particules en suspension (débris organiques, argiles, organismes microscopiques). La pauvreté en microorganismes est supportée par la présence d'une quantité minime (traces) de chlore résiduel qui constitue une protection persistante contre les maladies à caractère microbiologique auxquelles les poissons sont exposés. La concentration en oxygène dissous est un paramètre essentiel dans le maintien de la vie, et donc dans les phénomènes de dégradation de la matière organique et de la photosynthèse. Cette concentration est extrêmement faible (traces) dans l'eau du barrage, ce qui suggère que le milieu est chargé en matières organiques dégradables par des microorganismes. Une valeur inférieure à 1 mg d'O₂ par litre indique un état proche de l'anaérobiose. Cet état se produit lorsque les processus d'oxydation des déchets minéraux, de la matière organique et des nutriments consomment plus d'oxygène que celui disponible. Une faible teneur en oxygène dissous provoque une augmentation de la solubilité des éléments toxiques qui se libèrent des sédiments. En outre, la DBO₅ mesurée révèle que le milieu étudié est légèrement pollué. Lorsque l'eau est trop peu oxygénée, les conditions d'anaérobiose risquent également de se traduire par une accumulation de composés ammoniacaux susceptibles d'intoxiquer la faune et la flore. L'azote ammoniacal (NH₄⁺) résulte essentiellement de la dégradation aérobie de l'azote organique (protéines, acides aminés, urée). La dégradation du NH₄⁺ en nitrites (NO₂⁻) puis en nitrates (NO₃⁻) via le processus de nitrification consomme de l'oxygène dissous et participe aux phénomènes

d'eutrophisation en milieu aquatique. Cette dégradation s'exprime bien dans nos résultats qui démontrent une concentration croissante en passant du NH_4^+ aux NO_3^- , tout en restant dans les normes (**Anonyme #7, 2007 ; Anonyme #8, 2011**).

Par conséquent, les résultats physicochimiques mettent en évidence un déséquilibre abiotique qui reflète un écosystème défavorable. Le taux de xénobiotiques organiques qui y existent peut-être important comme le démontre l'oxygénation faible, si bien qu'une teneur hépatique marquée en TBARS ait été trouvée.

Conclusion et Perspectives

Notre étude a fait preuve d'une variation biométrique importante entre la brème et la carpe commune en fonction des saisons exploitées, à savoir l'automne et l'hiver. Des changements morphométriques intraspécifiques ont été aussi trouvés d'une saison à l'autre, ce qui témoigne de la complexité de la croissance chez ces espèces au sein du barrage de Beni Haroun. L'association de la longueur totale des poissons à leurs poids corporels a révélé une croissance allométrique positive chez la brème et une croissance allométrique négative chez la carpe commune. D'autre part, le RHS a été significativement diminué en hiver chez la brème en réponse à une mauvaise indication automnale du facteur de condition K, mais la teneur hépatique en TBARS a indiqué des valeurs similaires chez les deux espèces pendant la période d'étude. Néanmoins, une grande variabilité interindividuelle des taux de TBARS a été enregistrée. L'analyse physicochimique de l'eau du barrage au site d'échantillonnage a clairement indiqué l'existence d'une quantité considérable de substances organiques qui représentent inévitablement un réservoir de xénobiotiques pour les poissons. Cependant, chez la carpe commune seulement, une bonne indication du facteur de condition K a été démontrée, relevant de son adaptation à cet écosystème défavorable, dans lequel la brème semble être sensiblement mal adaptée. Par ailleurs, il est intéressant de spéculer que, d'après le taux tolérable des TBARS, la susceptibilité générale de ces espèces à une pollution occasionnelle ne dépendrait pas nécessairement d'un stress oxydatif hépatique.

De ce fait, il serait intéressant de développer les points suivants :

- Effectuer une étude spatio-temporelle chez toutes les espèces de poissons issus du barrage de Beni Haroun.
- Evaluer les paramètres biochimiques (taux des lipides et des protéines) en relation avec la peroxydation lipidique et la dénaturation protéique provoquées par un stress oxydatif éventuel au niveau du foie et des branchies.

Références Bibliographiques

Agence Nationale de Développement de l'Investissement (2013).

Agence Nationale des Barrages et Transferts (2010).

Ahmad I, Hamid T, Fatima M, Chand H-S, Jain S-K, Athar M et Raisuddin S (2000) Induction of hepatic antioxydants in freshwater catfish (*Channa punctatus* Bloch) is a biomarker of paper mill effluent exposure. *Biochimica et Biophysica Acta*. 1523: 37-48.

AitAlla A, Mouneyrac C, Durou C, Moukrim A et Pellerin J (2006) Tolerance and biomarkers as useful tools for assessing environmental quality in the Oued Souss estuary (Bay of Agadir, Morocco). *Comparative Biochemistry and Physiology, Part C*. 143: 23-29.

Aït-Aïssa S, Palluel O et Porcher JM (2003) Biomarqueurs précoces d'écotoxicité. Rapport final BCRD. Ministère de l'Ecologie du Développement Durable, INERIS, Paris.

Almeida JA, Diniz YS, Marques SFG, Faine LA, Ribas BO, Burneiko RC et Novelli ELB (2002) The use of the oxydative stress response as biomarkers in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) exposed to in vivo cadmium contamination. *Environment International*. 27: 673-679.

Amiard JC et Amiard-Triquet C (2008) Les biomarqueurs dans l'évaluation de l'état écologique des milieux aquatiques. Paris, Lavoisier. Page 375.

Anonyme#1 (2016)

<http://www.luontoportti.com/suomi/fr/kalat/breme-commune>

Anonyme#2 (2011)

<http://www.luontoportti.com/suomi/fr/kalat/breme-commune>

Anonyme #3 (2004) Anatomie externe d'un poisson osseux.

<http://www.aquarioplus.com/poissons.php>

Anonyme #4 (2003) Le cahier des enseignants.

<http://www.aquarium.fr/pdf/Le%20cahier%20des%20enseignants.pdf>

Anonyme #5 (2015) Anatomie interne d'un poisson osseux.

<http://assolabelbleu.canalblog.com/archives/2015/08/11/32471419.html>

Anonyme #6 (2016) Analyse physicochimique.

http://www.oieau.fr/ReFEA/fiches/AnalyseEau/Physico_chimie_PresGen.htm

Anonyme #7 (2007) Utilisation du chlore : potabilisation de l'eau de boisson, désinfection du matériel artisanal et autres surfaces sensibles.

http://www.antenna.ch/documents/traitemen_t_eau.pdf

Anonyme #8 (2011) Qualité physicochimique générale des eaux de surfaces : eau et environnement aquatique.

http://www.environnement.brussels/sites/default/files/user_files/fmet_qualitegenerale_senn_e_fr.pdf

Atlas des Espèces Piscicoles de la Drôme en Milieu Naturel (2014).

Balon EK (1995) Origin and domestication of the wild carp *Cyprinus carpio*. Aquacult. 129: 3-49.

Belaud A (1996) Oxygénation de l'eau en aquaculture intensive. éditions Cépaduès. Page 208.

Billard R (1995) Les carpes : biologie et élevage. Institut nationale de la recherche agronomique. INRA. Paris. Page 376.

Boch D (2004) L'étang d'agrément: Etude et maintenance de l'écosystème [Thèse pour obtenir le grade de docteur vétérinaire]. Université Claude Bernard Lyon (Médecinepharmacie). Page 287.

Boelsterli UA, Wolf A, et Goldlin C.R (1993) Oxygen free radical mediated hepatotoxicity by cocaine and cocaine and ethanol derived metabolite, cocaethylene, in rat hepatocytes. Hepatology. 18 : 1154-1161.

Bouchar F (2010) Mesure de Salinité- réalisation d'un conductimètre. TENUM Toulouse.

Bouis D et Boelsterli UA (1990) Modulation of cocaine metabolism in primary rat hepatocytes cultures: effect of irreversible binding and protein biosynthesis. Toxicol Appl Pharmacol. 102 : 429-439.

Boulbair NE et Soufane A (2011) Evaluation du risque de contamination par les métaux lourds dans l'eau, les sédiments et les poissons du barrage de Béni Haroun de la wilaya de Mila. [Mémoire de fin d'études]. Université de Jijel. Algérie. Page 22.

Bourdial I (2000) La forêt et la faune. Larousse. Paris. Page 145.

Boyer CS et Petersen DR (1991) Hepatic biochemical changes as a result of acute cocaine administration in the mouse. *Hepatology*. 14: 1209-1216.

Buege JA et Aust SD (1978) Microsomal lipid peroxidation. *Methods Enzymol*. 52: 302-310.

Chaâlal OM (2012) Mila La wilaya. édition Albayazin. Alger. Page 209.

Chaibi R (2014) Connaissance de l'Ichtyofaune des eaux continentales de la région des Aures et du Sahara septentrional avec sa mise en valeur [Thèse de doctorat]. Université Mohamed Khider –Biskra. Page 212.

Crivelli A (1981) The biology of the common carp *Cyprinus carpio* in the camargue, southern France. *J fish Biol*. 18: 271-290.

Direction de l'Economie Public du Canton de Berne (2014).

Direction de l'Economie Public du Canton de Berne (2016).

Direction de la Pêche – Mila (2015).

Dosdat A, Sevais F, Métailler R, Huelvan C et Desbruyères E (1996) Comparison of nitrogenous losses in five teleost fish species. *Aquaculture*. 141: 107-127.

Duborgel M (1955) La pêche et les poissons de rivière. S.I, Livre de poche. Page 375.

Dunbar PJ (2005) La brème commune *Abramis brama*. Revue.

Dussart B (1992) Limnologie. L'étude des eaux continentales. 2^{ème} édition. Collection « Faunes et flores actuelles ». Page 680.

El-Haddaf S (2005) Contrôle et Inspection du poisson, manuel pédagogique. Université Mentouri Constantine. Faculté des sciences. Département des sciences vétérinaires. Algérie. Page 45.

Evans MA (1983) The role of protein binding in cocaine- induced hepatic necrosis. J Pharmacol Exp Ther. 224 : 73-79.

Fédération de Pêche de Côte d'Or (2015).

Fédération des Bouches du Rhône pour la Pêche et la Protection du Milieu Aquatique (2016).

Ferguson HW (1989) Systemic Pathology of Fish: A Text and Atlas of Comparative Tissue Responses in Diseases of Teleosts. Iowa State University Press, Ames, IA. Page 263.

Fletcher GI, King MJ, Kiceniuk JW et Dye HM (1982) Liver hypertrophy in winter flounder following exposure to experimentally oiled sediments. Comp. Biochem. Phys. 73: 457-462.

Foutlane A (2005) Caractérisation qualitative et quantitative des eaux usées brutes et épurées. Journées Surveillance Virologique de l'Environnement. Place de l'INH dans l'Hygiène et la Salubrité Publique, du 02 au 06 mai 2005. Direction Contrôle de la Qualité des Eaux ONEP - Rabat - Maroc.

Fulton (1902) Rate of growth of seas fishes. Sci. Invest. Fish. Div. Scot. Rept. 20: 1035–1039.

Goldlin CR et Boelsterli UA (1991) Reactive oxygen species and non peroxidative mechanisms of cocaine - induced hepatotoxicity in rat hepatocytes culture. Toxicology 69: 79- 91.

Grosclaude G (1999) Un point sur l'eau. Tome II usages et polluants. édition. INRA. Paris. Page 210.

Handouzi MA (2011) Evolution du chimisme des eaux du barrage Mexanna (Nord-Est Algérien) [Mémoire de Magister]. Université Badji Mokhtar-Annaba. Page 103.

Hecker N, Costa LT, Farinha JC, et Tomas Vives P (1996) Inventaire des zones humides Méditerranéennes : Collecte des données. Publication Medwet/Wetlands International/Instituto da Conservação da Natureza. Volume II, Lisbonne. Page 99.

- Hoarau M (2011)** Traitements de l'insuffisance rénale. Revue. Page 24.
- Hollebecq MG et Harray P (1994)** L'amélioration génétique de la carpe commune *Cyprinus carpio* : état des connaissances. Bull Fr Pêche. Pisc. 333 : 93–124.
- IANOR (2006)** Qualité de l'eau : détermination de la turbidité .NA 746. Alger: IANOR, Page 10.
- Ingelman-Sundberg M, Oscarson M et McLellan RA (1999)** Polymorphic human cytochrome P450 enzymes: an opportunity for individualized drug treatment. Trends Pharmacol Sci. 20 :342-349.
- Jacques B et Jean-Pierre Q (2004)** Les poissons et leur environnement. édition, TEC&DOC, Paris. Page 305.
- Jacques B et Jean-Pierre Q (2013)** Biologie des poissons d'eau douce européens. 2^{ème} édition. Paris. Page 23.
- Kellil MA (1994)** Travaux pratique de biologie animale. édition. OPU. Paris. Page 65.
- Kellil-Bendjemana K (2008)** Etude du polymorphisme des enzymes de détoxification des xénobiotiques dans le cancer du nasopharynx [Thèse de doctorat]. Université Mentouri Constantine. Page 106.
- Khelil J (2006)** Contribution à la modélisation hydraulique et de la dégradation du chlore dans les réseaux d'adduction d'eau potable [Mémoire de master] Université El Manar-Tunis. Page 60.
- Kloss MW, Rosen GM et Rauckman JJ (1983)** Evidence for enhanced in vitro lipid peroxidation after acute cocaine injection. Toxicol Lett. 15: 65-70.
- Koolman J et Rohm KH (2004)** Atlas de poche. Biochimie. Médecine. Sciences Flammarion. Page 306.
- Lahoussine V (1998)** Elimination biologique de l'ammoniaque sur une filière courte de traitement à base d'ultrafiltration. http://www.eau-seine-normandie.fr/fileadmin/mediatheque/Fiches_Etudes/fiches/aep/98aep05.htm

Le Cren ED (1951) The length-weight relationships and seasonal cycle in gonad weight and condition in perch (*Perca fluviatilis*). Journal of animal Ecology. 20 (2): 201-219.

Leclercq-Smekens M et Herin M (2004) Histologie spéciale animale. Facultés Universitaires Notre-Dame de la Paix – Namur. Page 213.

Lefèvre G, Beljean-Leymarie M, Beyerle F, Bonnefont-Rousselot D, Cristol JP, Thérond P et Torreilles J (1998) Evaluation de la peroxydation lipidique par le dosage des substances réagissant avec l'acide thiobarbiturique. Annales de Biologie Clinique, 56(3): 305-319.

Lerebours A (2009) Caractérisation des effets de l'uranium chez le poisson zèbre Mécanismes de stress, neurotoxicité et métabolisme mitochondrial Daniorerio [Thèse de doctorat]. Université de Provence - AIX-MARSEILLE I. Page 224.

Little DC et Edwards P (2005) systèmes agricoles intégrés bétail-poisson. Page 86.

Malik R, Selden C et Hodgson H (2002) The role of non-parenchymal cells in liver growth. Semin. Cell develops boil. 13: 425-431.

Markert BA, Breure AM et Zechmeister HG (2003) Bioindicators and Biomonitorers. Principles, concepts and applications. (Vienne: Elsevier). Pages 235-238.

Martin C, Jean-Michel A et Jacques P (2007) Histologie : organes, systèmes et appareils. Université Pierre et Marie Curie. Page 102.

Mebarkia AEH (2011) Etudes des caractéristiques physico-chimiques des eaux de surface, cas du barrage de Ain Zada wilaya de Bordj Bou-Argeridj. (Nord-Est algérien) [Mémoire de magister]. Université Badji Mokhtar-Annaba. Page 209.

Meftah H et Moussa F (2012) Contribution à l'étude de la qualité des eaux de barrage béni Haroun par utilisation des biomarqueurs de stress chez deux espèces de poissons (*Cyprinus carpio* et *Barbus barbus*) [Mémoire de fin d'étude]. Université de Jijel. Algérie. Page 19.

Merabet S (2010) Évaluation de la qualité physico-chimique des eaux brutes et distribuées du barrage réservoir de beni Haroun [Mémoire de magister] chimie analytique. Université Mentouri de Constantine. Pages 4-9.

Michel P et Oberdorff T (1995) Feeding habits of fourteen. European Freshwater fishspeier. Cybium. 19 (1): 5-46.

Miyake M (1990) Manuel d'opérations pour statistiques et l'échantillonnage des thonidés et espèces voisines dans l'océan Atlantique.

Molette C (2008) Le foie: Sa composition, son rôle et son fonctionnement. Comparaison entre le foie normal et le foie gras. Ecole nationale vétérinaire. Tolosane. Pages 5-6.

Monographie Touristique de la Wilaya de Mila (2008).

Montchowui E, Kogbeto MJ et Lalèyè P (2009) Weight-length relationships for commercial fishspeciescaught in Lake Hlan in Benin (West Africa). Int. J. Biol. Chem. Sci. 3(3): 612-616.

Moyle PB et Cech JJ (2004) Fishes, an introduction to ichthyology. 5th edition Upper Saddle River: Prentice-Hall. Page 726.

Muus JB et Dahlstrom P (1991) Gide des poissons d'eau douce et pêche. édition originale: Europas Ferk svandsfisk. Page 220.

N'dlaye D, KhadigettouMS et Kankou A (2013) Contribution de L'étude de la qualité physico-chimique des eaux de la rive droite du fleuve senegal. Page 3.

Nikolsky G (1963) The ecology of fishes. Academic press NY. Page 352.

Nordberg J et Arner ESJ (2001) Reactive oxygen species, antioxidants and the mammalian thiredoxin system. Journal of Free Radicals in Biology and Medicine. 31(11): 1287-1312.

Offem OB, Samsons AY et Omoniyi TI (2009) Length-weight relationship, condition factor and sex ratio of forty-six important fishes in a tropical flood river. Research Journal of Fisheries and Hydrobiology. 4(2): 65-72.

Osse JW et Ven der B (1995) Fish larvae, Development Allometric growth and the aquatic environment; ICES mar. Sci Symp. 201: 21-34.

Pandey S, Parvez S, Sayeed I, Haque R, BinHafeez B et Raisuddin S (2003) Biomarkers of oxidative stress: a Comparative study of river Yamuna Fish Wallago attu (BI & Schn.). Sci. Total Environ. 309: 105-115.

Pauly D et Gayanilo FCJr (1997) Abee: An alternative approach to estimating the parameters of length-weight relationship from length-frequency samples and their bulk weights. ICLARM, Manila, Philippines. The FAO-ICLARM Stock Assessment Tool (FiSAT). Reference Manual, FAO Comp. Inf. Ser./Fish. 8, page 262.

Philippe V (2003) L'anatomie de la carpe koi, Page 16.

Pierre-Paul G (2000) Zoologies vertébrées. 3^{ème} édition DUNOD. Paris. Page 179.

Pierrick H (2015) Biotransformation-Définition. Revue.

Recensement Général de la Population et de l'Habitat (2008).

Rejsek F (2002) Analyse des eaux, Aspects réglementaire et techniques. Série : Sciences et techniques de l'environnement. Paris. Page 360.

Ricker WE (1975) Stock and recruitment. In: Reading in Aquatic Ecology, Ford, Hazen (eds). Page 397.

Roberts RJ (2001) Fish pathology. 3rd edition Philadelphia: SAUNDERS. Page 472.

Rodier J. Legube B et Merlet N (2009) L'Analyse de l'eau. 9^{ème} édition. DUNOD. Paris. Page 1526.

Soukehal B (2010) La wilaya de Mila : villes, villages et problématique de l'alimentation en eau potable [Thèse de doctorat] Université de Mentouri Constantine. Algérie. Page 303.

Station Météorologique de Ain Tine (2015).

Station Météorologique du Barrage Beni Haroun (2015).

Tadajewska M (1998) Pharyngeal teeth and shape of the ossa pharyngea inferiora during development of *Abramis brama* and *blicca bjoerkna* (cyprindae) cybium. 22 (2): 123-147.

Takashima F et Hibiya T (1995) An atlas of fish histology, normal and pathological features. 2nd edition Stuttgart: GUSTAV FISCHER VERLAG. Page 195.

Wolf JC et Wolfe MJ (2005) A brief overview of none plastic hepatic toxicity in fish. Toxicologic. Pathology. 33: 75–85

Yildirim NC, Benzer F et Danabas D (2011) Evaluation of environmental pollution at Munzur river of Tunceli applying oxidative stress biomarkers in Cappota trutta (Heckel, 1843). J. Anm. Plant Sci. 21(1): 66-71.

Zouaidia H (2006) Bilan des incendies de forêt dans l'est algérien cas de Mila, Constantine, Guelma, et Souk-Ahras [Mémoire de Magister] Université Mentouri Constantine. Algérie. Page 126.