

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Abderrahmane Mira de Bejaia
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie des Organismes et des Populations

Mémoire de Magister

En vue de l'obtention du diplôme de magister en Analyse de l'Environnement et
Biodiversité

Thème

**Etude de la reproduction du barbeau (*Barbus barbus callensis*)
en fonction des paramètres liés à l'individu et à l'environnement**



Présenté par

Boubekeur ABERKANE

Devant le jury

Pr. BENALLAOUA S.	UAMB (Béjaia)	Président
Dr. MOULAI R.	UAMB (Béjaia)	Examineur
Dr. ZEBODJ A.	UAMB (Béjaia)	Examineur
Pr. IGUER-OUADA M.	UAMB (Béjaia)	Rapporteur

Année 2009/2010

Ce travail à été réalisé dans laboratoire de biologie animale de l'université Abderrahmane Mira de Bejaia.

Je remercie d'abord ALLAh qui ma donné la volonté et le courage pour la réalisation de ce travail.

Je remercie Mr. Le professeur Benallaoua non seulement d'avoir accepté de présider cette soutenance malgré ses grandes occupations, mais surtout sur tous les efforts qu'il fournit pour l'université de Bejaia.

Egalement mes remerciements pour Dr. Zebboudje maître de conférences à l'université de Bejaia d'avoir accepté d'examiner notre travail et d'améliorer ce manuscrit par ses critiques pertinentes.

Je tiens à remercier Dr. Moulai maître de conférences à l'université de Bejaia pour tout les efforts qu'il a fournis pour notre formation en graduation, en post-graduation et d'avoir accepté d'examiner notre travail.

Malgré que ni les mots ni les phrases ne peuvent exprimer ce qui vaut Mr. Le professeur Iguer-ouada, mais je suis obligé de vous remercier par ses phrases classiques qui n'expriment pas mes sentiments et mon respect envers ce grand Monsieur qui n'a jamais hésité de me donner tout ce qu'il faut pour réaliser ce travail dans les bonnes conditions. Je vous dis clairement et simplement Mr le professeur que je suis vraiment très content et très satisfait de mon travail avec vous. Merci beaucoup.

Tous mes remerciements à M^{me} Natouri maître assistante à l'université de Bejaia pour tout qu'elle a fait pour la réussite de ce travail de recherche.

Je remercie infiniment Mr. Ayad abdelhanine, maître de conférences à l'université de Bejaia pour ses conseils et son soutien sur toute l'année.

Je remercie également Mr. Touazi Lekhel, Mr. Bacha Mahmoud, Mr. Boughanen abdelaziz et Mr. Saadi Hakim pour leur contribution dans la réalisation de ce travail.

Mes remerciements pour les responsables de la direction de la pêche de Bejaia pour leurs conseils et leurs orientations.

Un grand remerciement à toute l'équipe du laboratoire ; Mustapha, Rachide, Yuba, Karim, Belaid, Mme Kadji et M^{elle} benslimane.

Un grand remerciement pour mes bons amis, Messaoud, Yacine, Rabah, Samir, et M^{elle} Berkane.

Je remercie toute personne ayant contribué de près ou de loin dans la réalisation de ce travail.

Je dédie ce travail à

Toute ma famille ;

Mon père,

Ma mère,

Mes sœurs

Mes frères

Toute ma belle-famille

Et surtout à Ma fiancée

SOMMAIRE

Sommaire

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction..... 1

Chapitre I : Revue bibliographique

I. Répartition des barbeaux dans le monde.....	3
I.2. Biologie des barbeaux.....	3
I.2.1. Description générale des barbeaux.....	3
I.2.2. La systématique du genre barbeau.....	4
I.2.2.1. La classification d'Almaça.....	4
I.2.2.2. La classification de Doadrio.....	4
I.2.3. Position systématique de quelques espèces du barbeau.....	5
I.2.4. Diagnose de <i>Barbus (Barbus) callensis</i> d'après Almaça (1976).....	5
I.3. Ecologie du barbeau	7
I.3.1. Habitat.....	7
I.3.2. Le régime alimentaire.....	7
I.4. La reproduction.....	9
I.4.1. Généralités sur la reproduction des téléostéens.....	9
I.4.2. Le comportement reproducteur.....	10
I.5. Rôle des facteurs environnementaux dans la détermination de la saison de reproduction...	10
I.5.1. La photopériode.....	11
I.5.2. La température.....	12
I.5.3. La salinité.....	13
I.5.4. La vitesse du courant.....	13
I.6. La vulnérabilité des barbeaux.....	14
II. Le sperme des poissons d'eau douce.....	15
II.1. Généralités.....	15
II.2. La spermatogenèse.....	15
II.3. Structure du spermatozoïde du barbeau fluviatile (<i>Barbus barbus</i> , Linné 1758).....	16

II.4. Le volume et la densité du sperme.....	16
II.5. Evaluation de la mobilité spermatique.....	19
II.5.1. Les mécanismes de la mobilité spermatique.....	19
II.5.2. La vitesse spermatique.....	23
II.5.3. La durée de la mobilité.....	23
II.5.4. Effet du pH.....	24
II.5.5. Effet de la composition ionique sur la mobilité spermatique.....	24
II.5.6. Rôle du flagelle dans la mobilité spermatique.....	25
II.5.7. Rôle de l'ATP dans la mobilité spermatique.....	28
II.5.8. Facteurs de dégradation de la qualité du sperme.....	29

Chapitre II : Matériel et méthodes

I. Travail de terrain.....	30
I.1. Echantillonnage.....	30
I.2. La température.....	30
I.3. La photopériode.....	30
I.4. Le climat.....	31
II. Travail de laboratoire.....	33
II.1. Etude microscopique	33
II.1.1. Analyse du sperme.....	33
II.1.1.1. Collecte et analyse du volume spermatique.....	33
II.1.1.2. La mobilité massale et la mobilité progressive	33
II.1.1.3. La durée de la mobilité spermatique.....	33
II.1.1.4. La concentration spermatique.....	34
II.2. Etude macroscopique	34
II.2.1. Les biométries des poissons.....	34
II.2.2. Les pesées.....	35
II.2.3. La récupération des organes.....	35
II.2.4. Observation des gonades.....	36
II.2.5. le Rapport gonado-somatique (RGS).....	36
II.2.6. Rapport hépato somatique (RHS).....	37

II.2.7. Rapport du contenu stomacal éviscéré (RCSE)..... 37

III. Analyse statistique..... 38

Chapitre III : Résultats et discussions

I. Le Sex-ratio chez *Barbus barbuis callensis*..... 39

II. Variation des paramètres spermatiques..... 40

II. 1. Variation des paramètres spermatiques en fonction du temps..... 40

II.2. Variation des paramètres spermatiques en fonction des poissons..... 45

II.2.1. Variation des paramètres spermatiques en fonction des poids des gonades..... 45

II.2.2. Variation des paramètres spermatiques en fonction des dimensions des poissons..... 49

II.2.3. Variation des paramètres spermatiques en fonction du poids des foies..... 52

II.2.4. Variation des paramètres spermatiques en fonction du poids du contenu stomacal..... 54

II.2.5. Relations RGS, RHSE et RCSE en fonction du temps..... 56

II.2.6. Variation des paramètres de reproduction en fonction des facteurs environnementaux.... 60

Conclusion..... 63

Références bibliographiques..... 65

Liste des tableaux

Tableau N° 01 : Paramètres démographiques du barbeau fluviatile (<i>Barbus barbus</i> L.1758....	8
Tableau N° 02 : Effet de la saison de reproduction sur la morphologie et les paramètres d'ultra structure sur le spermatozoïde de barbeau fluviatile.....	18
Tableau N° 03 : Composition ionique (Na ⁺ , K ⁺ , Ca ²⁺ et Cl ⁻) et osmolalité de liquide séminal pour certains cyprinidés.....	27

Liste des figures

Figure N°01 : Image représentant le barbeau méridional (<i>Barbus meridionalis</i> Risso 1826), le barbeau commun (<i>Barbus barbatus</i> Linné 1758) et un barbeau hybride.....	6
Figure N°02 : Structure du spermatozoïde du barbeau (<i>Barbus barbatus</i> , L.).....	16
Figure N°03 : Mécanisme de l'initiation de la motilité spermatique chez la carpe commune (<i>Cyprinus carpio</i>).....	22
Figure N°04 : Mobilité spermatique chez le barbeau fluviatile (<i>Barbus barbatus</i> L.) après activation dans un milieu contenant 100mM NaCl, 20mM Tris, pH 8.0 ± 0,2 à 10s (a), 15s (b), 35s (c), 45s (d), 60s (e) et 90s (f) post activation.....	28
Figure N°05 : Carte géographique de la station d'échantillonnage (Source : Google Earth).....	32
Figure N°06 : Photo d'un barbeau (<i>Barbus barbatus callensis</i>) représentant les différentes longueurs mesurées.....	35
Figure N°07 : Photo d'une dissection d'un barbeau pour récupération des viscères.....	35
Figure N°08 : Photo d'une gonade d'un mâle du barbeau (<i>Barbus barbatus callensis</i>) au 5 ^{ème} stade.....	36
Figure N°09 : Photo d'une gonade d'une femelle du barbeau (<i>Barbus barbatus callensis</i>) en 5 ^{ème} stade.....	36
Figure N°10 : Diagramme en secteur pour la distribution du sexe.....	39
Figure N°11 : Courbe représentant la variation du volume spermatique (en microlitre) en fonction du temps.....	41
Figure N°12 : Courbe de variation de la concentration spermatique en fonction du temps.....	42
Figure N°13 : Courbe de variation de la concentration d'éjaculat/ PG en fonction du temps...	43
Figure N°14 : Courbe de variation du volume spermatique relatif au poids de la gonade en fonction du temps.....	43
Figure N°15 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique en fonction du temps.....	44
Figure N°16 : Courbe de variation du volume spermatique en fonction du poids de la gonade.....	46
Figure N°17 : Courbe de variation de la concentration spermatique en fonction du poids de la gonade.....	46
Figure N°18 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique en fonction du poids de la gonade.....	47

Figure N°19 : Courbe de variation du volume spermatique en fonction du rapport gonado-somatique éviscéré.....	47
Figure N°20 : Courbe de variation de la concentration spermatique en fonction du rapport gonado-somatique éviscéré.....	48
Figure N°21 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique en fonction du rapport gonado-somatique éviscéré.....	48
Figure N°22 : Courbe de variation du volume spermatique en fonction du poids éviscéré.....	49
Figure N°23 : Courbe de variation de la concentration spermatique en fonction du poids éviscéré.....	50
Figure N°24 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique en fonction du poids éviscéré.....	50
Figure N°25 : Courbe de variation du volume spermatique en fonction de la longueur totale du poisson.....	51
Figure N°26 : Courbe de variation de la concentration spermatique en fonction de la longueur totale du poisson.....	51
Figure N°27 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique en fonction de la longueur totale du poisson.....	52
Figure N°28 : Courbe de variation du volume spermatique en fonction du rapport hépatosomatique éviscéré.....	53
Figure N°29 : Courbe de variation de la concentration spermatique en fonction du rapport hépatosomatique éviscéré.....	53
Figure N°30 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique en fonction du rapport hépatosomatique éviscéré.....	54
Figure N° 31 : Courbe de variation du volume spermatique en fonction du rapport du contenu stomacal.....	55
Figure N°32 : Courbe de variation de la concentration spermatique en fonction du rapport du contenu stomacal éviscéré.....	55
Figure N°33 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique en fonction du rapport du contenu stomacal éviscéré.....	56
Figure N°34 : Courbe de variation du rapport gonado-somatique éviscéré en fonction du temps.....	57
Figure N°35 : Courbe de variation du rapport hépatosomatique éviscéré en fonction du temps.....	58

Figure N°36 : Courbe de variation du rapport du contenu stomacal éviscéré en fonction du temps et par sexe du poisson.....	58
Figure N°37 : Graphe en boîte représentant la variation du rapport gonado-somatique éviscéré en fonction du temps et par sexe du poisson.....	59
Figure N°38 : Courbe de variation de la température moyenne de l'eau en fonction du temps..	61
Figure N°39 : Courbe de variation de la photopériode (h) en fonction du temps.....	61

Liste des abréviations

DM : Durée de la mobilité spermatique.

F : Femelle.

LF : Longueur à la fourche.

LS : Longueur standard.

LT : Longueur totale.

M : Mâle.

PE : Poids éviscéré.

PG : Poids de la gonade.

PT : Poids total.

PH(h) : Photopériode par heure.

RCSE : Rapport du contenu stomacal mesuré sur le poids des poissons éviscéré.

RGSE : Rapport gonado-somatique mesuré sur le poids des poissons éviscéré.

RHSE : Rapport hépato-somatique mesuré sur le poids des poissons éviscéré.

Spz : Spermatozoïde.

T moy.eau (c°) : Température moyenne de l'eau.

VS : Volume spermatique.

VS/PG : Rapport du volume spermatique sur le poids de la gonade.

[] **éjaculat / PG** : Rapport de la concentration de l'éjaculat sur le poids de la gonade.

[] **X 10E9 spz/ml** : Concentration spermatique dans un millilitre en milliard.

INTRODUCTION

Introduction

Grâce à la reproduction, les espèces animales et végétales se maintiennent sur notre planète, cependant ces dernières décennies, plusieurs perturbations ont provoqué des pertes qui parfois sont irréversibles dans notre biodiversité, et ceci soit par une intervention directe ou indirecte de l'homme (**UICN, 2006**). Ces impacts négatifs s'exercent surtout par la destruction et la fragmentation de l'habitat, l'introduction d'espèces exogènes, la pollution sous ses diverses formes et par le changement climatique. Selon les estimations de l'Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture (**FAO**) au moins 75% des stocks de poissons sont menacés de surexploitation, en 2006, et selon l'**UICN** (Union Mondiale pour la Nature) 1173 espèces de poissons sont menacées d'extinction.

La grande demande du marché international sur les ressources ichthyofauniques est devenue parmi les grands problèmes qui menacent la biodiversité soit par une surexploitation des stocks ou par la mauvaise gestion de la ressource dans le temps et dans l'espace.

Les poissons constituent une source de protéines importante (actuellement avec 20% de l'apport protéique), riche en oligo-éléments, vitamines et en acides gras longs polyinsaturés (AGLPI) (**Kaushik, 2004**). Sur les 30 dernières années, la consommation des protéines animales d'origine aquatique a doublé dans les pays en développement, elle est passée de 6.3 à 13.8 kg par personne et par an (**Chevassus-au-Louis et Lazard, 2009**), et les poissons représentent une source régulière pour plus de 200 millions de personnes (**FAO, 2006**).

Le caractère extensif et saisonnier de la reproduction des poissons est parmi les grandes particularités qui entravent l'approvisionnement du marché international, et la maîtrise de la reproduction artificielle est devenue ainsi un passage obligatoire dans l'optimisation des productions en aquaculture (**Legendre et Billard, 1980**).

C'est dans ce contexte d'optimisation que s'inscrivent les objectifs futurs du présent travail en ciblant le barbeau comme modèle d'étude. En Algérie, les travaux sur les cyprinidés en général, et sur le barbeau (*Barbus barbus callensis*) en particulier, poisson autochtone de nos rivières, sont rares voir quasiment inexistantes. A ce jour, il n'existe aucune étude sur la physiologie de reproduction de cette espèce et aucune donnée n'est disponible sur

l'identification de la saison de reproduction. C'est donc logiquement que notre objectif premier est d'identifier cette période.

Les méthodes de caractérisation de la reproduction des poissons sont basées essentiellement sur l'analyse du RGS (Rapport gonado-somatique) aussi bien chez le mâle que chez la femelle. Ce rapport représente la variation du poids de la gonade en relation avec le poids du poisson et donc utilisé comme moyen de quantifier la dynamique des gonades (**Billard, 1986**). Cependant, ce paramètre reste assez grossier et n'est pas aussi révélateur que l'évaluation des gamètes elles-mêmes, ovocytes et spermatozoïdes.

C'est ainsi que nous nous sommes fixés comme objectif du présent travail d'utiliser l'analyse des paramètres spermatiques comme outil dans la détermination de la saison de reproduction de *Barbus barbuis callensis* dans l'oued Agrioun. A terme, les résultats du présent travail, nous permettront d'envisager des reproductions artificielles soit pour les espèces menacées d'extinction soit pour celles ayant un intérêt économique.

CHAPITRE I
REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I. Répartition des barbeaux dans le monde

Les cyprinidés, dont font partie les barbeaux, ont attiré l'attention des scientifiques grâce à leur particularité, ceci par leur grande distribution dans le monde et leur mode de reproduction en eaux douces (**Rafael et Doadrio, 1998**). Les barbeaux sont représentés par plusieurs espèces et seulement par un seul genre *Barbus*, ils sont parmi les genres les plus diversifiés des cyprinidés avec 18 à 25 espèces européennes et 33 espèces africaines (**Bruslé et Quignard, 2001**). Ce genre est présent sur la majeure partie de l'Europe occidentale (**Flammarion, 2000**). Des affinités sont signalées par plusieurs auteurs entre le barbeau Ibérique et le barbeau Nord-Africain soit par la morphologie soit par les tendances évolutives (spéciation). Ainsi, *Barbus barbuis bocagei* est très semblable à *Barbus barbuis callensis*, ceci est appuyé par de grandes valeurs taxinomiques telles que, la forme du corps et de la tête, les écailles, les barbillons, la nageoire dorsale et son dernier rayon osseux (**Almaça, 1976**).

Le barbeau *Barbus barbuis callensis* (Valenciennes, 1842), est une espèce caractéristique de l'Afrique du Nord, le mot *callensis* vient de la première description de cette espèce dans le lac Calle situé en Algérie (**Djemali, 2005**). D'après **E1 Gharbi et al., (1994)**, 14 espèces ont été identifiées au Maroc, 10 espèces appartiennent au sous genre barbuis et 4 espèces au sous genre labeobarbuis. En Tunisie, le genre *Barbus* est représenté par une seule espèce *Barbus barbuis callensis* (**M'hadhbi et Boumaïza, 2008**).

L'ichthyofaune algérienne et marocaine restent pauvres par rapport à d'autres régions africaines, leurs espèces ont une affinité avec les ichthyofaunes d'Europe et d'Asie mineure, les genres *Barbus* et *Pseudophoxinus* sont des genres communs à l'Afrique du Nord et à la péninsule ibérique (**Almaça, 1976**). En Algérie, les poissons d'eau douce sont représentés par 45 espèces dont 29 autochtones et 16 introduites, avec une majorité de cyprinidés (24%) (**Bacha et Amara, 2007**).

I.2. Biologie des barbeaux

I.2.1. Description générale des barbeaux

Le genre *Barbus* est caractérisé par un corps fusiforme, à écailles cycloïdes, un œil petit, une bouche avec des lèvres épaisses et mobiles, deux paires de barbillons, d'où le nom de barbeau, une ligne latérale généralement présente et complète, le dernier rayon osseux de la

nageoire dorsale denticulé ou non avec des os pharyngiens pourvus de dents. C'est une espèce rhéophile et lithophile qui préfère les rivières à fond gravier, actif surtout la nuit pour se nourrir et parfois la journée après un orage (**Bouhbouh, 2002**). Le barbeau fluviatile (*Barbus barbus*, Linné 1758) est une espèce caractérisée par un corps allongé, légèrement comprimé centralement, la tête à une section triangulaire (24-25% de la longueur du corps), la bouche est délimitée par des lèvres épaisses et la partie supérieure porte deux paires de barbillons, les dents pharyngiennes sont disposées en 3 rangs, le dos est brun-vert, les flancs sont ombrés, le ventre est blanchâtre, avec 55-65 écailles sur la ligne latérale, les nageoires sont de teinte orangée, le premier rayon de la nageoire dorsale est épaissi et dentelé sur sa face postérieure, la nageoire caudale fortement échancrée avec un mode de locomotion carangiforme. C'est une espèce sédentaire, mais durant la saison de reproduction elle peut se déplacer jusqu' à 10km par jour (**Baras, 1992**). Cette espèce peut être retrouvée même dans des sites pollués comme le Rhône (**Flammarion, 2000**).

I.2.2. La systématique du genre barbeau

La systématique du genre barbeau est différente d'un auteur à un autre, la systématique à base des caractéristiques morphologiques et anatomiques a posé beaucoup de problèmes entre les systématiciens, c'est pour cela que le passage vers les analyses génotypiques, moléculaires et parasitologiques reste indispensable.

I.2.2.1. La classification d'Almaça

C'est une classification qui est basée essentiellement sur les branchiospines, le dernier rayon osseux de la nageoire dorsale, la bouche, la tête et les dents pharyngiennes. Cette classification a donné sept groupes (Groupe *bocagei*,- Groupe *cyclolepis*,- Groupe *xanthopterus*,- Groupe *microcephalus*,- Groupe *figuigensis*,- Groupe *magniatlantis*, Groupe *miliaris*) (**Almaça, 1990**).

I.2.2.2. La classification de Doadrio

C'est une classification basée essentiellement sur les caractères ostéologiques des os du crâne et des dents pharyngiennes. Cette approche a mis en évidence deux branches principales ; la branche du genre *Barbus* qui regroupe les espèces européennes et deux

espèces marocaines (*B. nasus* et *B. magniatlantis*) et la branche du genre *Luciobarbus* qui englobe les espèces d'Asie Occidentale, d'Afrique du Nord et de la péninsule Ibérique (Doadrio, 1990).

I.2.3. Position systématique de quelques espèces du barbeau d'après Baras (1992)

Classe : *Téléosteens* ;

Ordre : *Cypriniformes* ;

Famille : *Cyprinidae* ;

Genre : *Barbus* ; Espèce : *Barbus barbus* (Linnaeus 1758) ; **(Figure N°01)**.

Synonyme : *Barbus vulgaris* (Flem., 1828).

Barbus fluviatilis (Agassiz, 1835).

Le barbeau commun ; *Barbus barbus callensis* (Valencienne, 1842).

Le barbeau méridional *Barbus meridionalis* **(Figure N°01)**.

I.2.4. Diagnose de *Barbus (Barbus) callensis* d'après Almaça (1976).

- Dos brun olivâtre ;
- Ventre jaunâtre ;
- Ligne latérale discontinue ;
- Nageoire dorsale concave, son dernier rayon est denticulé (différent de Barbeau méridionale qui est caractérisé par l'absence de la denticulation sur le dernier rayon épineux de la dorsale) ;
- Ecailles cycloïdes avec des stries divergentes.

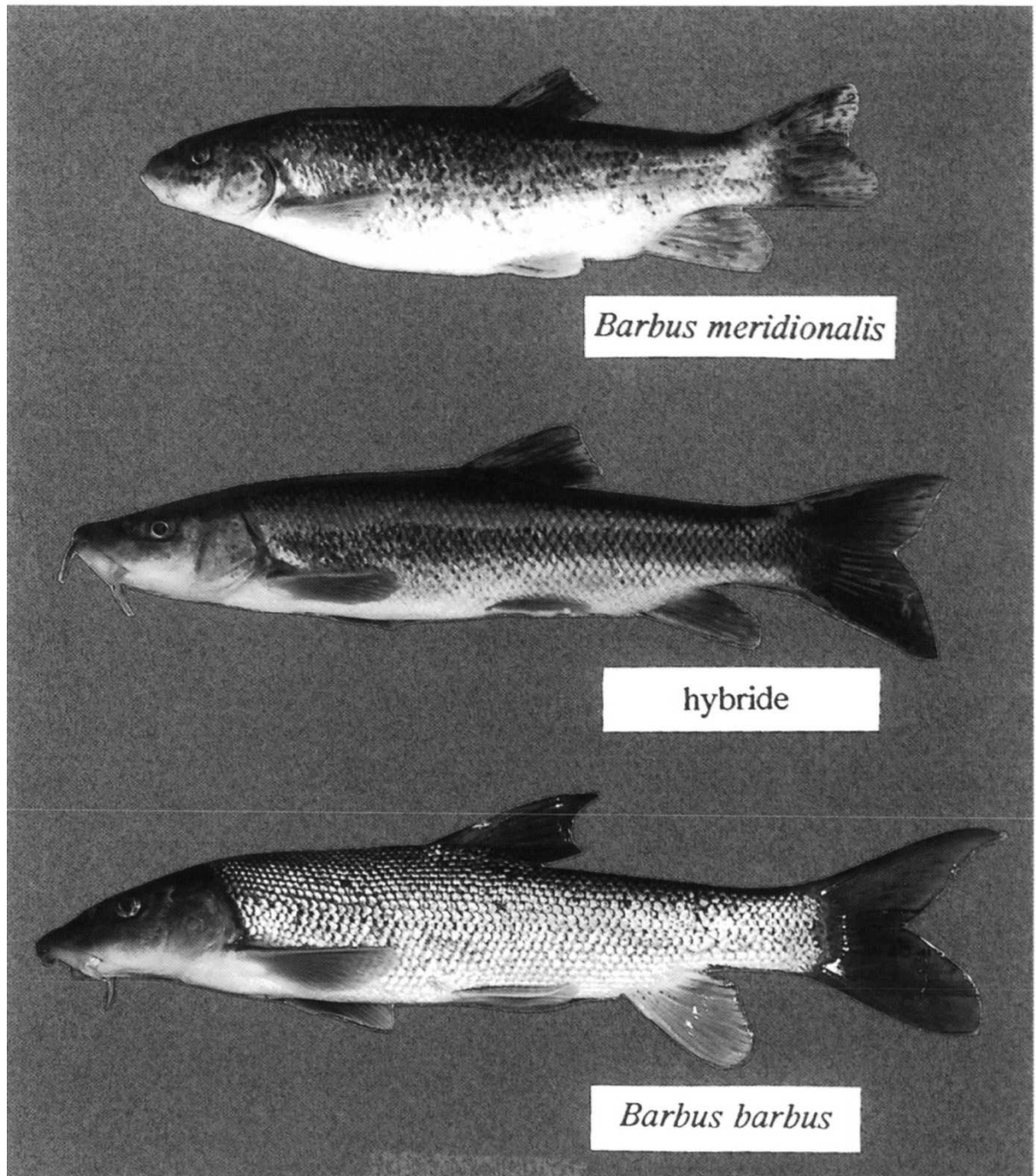


Figure N° 01: Image représentant le barbeau méridional (*Barbus meridionalis* Risso 1826), le barbeau commun (*Barbus barbatus* Linné 1758) et un barbeau hybride d'après **Crespin et Berrebi (1994).**

I.3. Ecologie du barbeau

I.3.1. Habitat

Le barbeau méridionale *Barbus meridionalis* est présent surtout dans les parties supérieures des rivières, tandis que le barbeau fluviatile (*Barbus barbus*) est présent dans les parties inférieures (**Poncin et al., 1994**). La zone de distribution du barbeau est caractérisée par des rivières et fleuves aux eaux modérées avec une alternance de courants rapides et calmes (**Huet, 1954**). C'est une espèce caractérisée par un rythme biologique bimodal avec une grande activité à l'aube et au crépuscule (**Baras et Cherry, 1990**). D'après **Baras (1992)**, l'habitat du barbeau fluviatile est caractérisé par :

- pH : 7.4-8.0
- Oxygène dissous : 9.3-12.2 mg
- Ammoniaque : 1mg N-NH₄⁺ /l
- Phosphate : < 350 µg P-Po₄/l
- Température : 15-22 °C en été, avec une température létale de 30-32 °C.

I.3.2. Le régime alimentaire

Le régime alimentaire du barbeau (*Barbus callensis*) est un régime diversifié en fonction de l'âge et de la taille du poisson. Il est ainsi micro-zoo-benthophage à l'état jeune puis benthophage en vieillissant avec une activité alimentaire surtout diurne (**Kraiem, 1996**).

L'activité alimentaire chez cette espèce est réduite pendant la période de reproduction, elle est plus importante chez des jeunes que les adultes, le régime alimentaire est essentiellement basé sur des larves de diptères, éphéméroptères, de gammaridés et sur la matière végétale (**Cherghou et al., 2002**).

Dans le tableau N°01 sont représentées les principales caractéristiques démographiques du barbeau.

Tableau N° 01 : Paramètres démographiques du barbeau fluviatile (*Barbus barbus* L. 1758).

Paramètres	Résultat	Références
La longueur	30-60 cm (Max : 1m)	(Bruslé et Quignard, 2001)
Le poids	5-7 kg (Max : 13 kg)	(Bruslé et Quignard, 2001)
La longévité	Jusqu' à 25 ans	(Bruslé et Quignard, 2001)
La croissance	Moyenne et indépendante du sexe pendant les trois premières années (12-13cm), dimorphisme sexuel très remarquable à partir de 4-5 ans, les femelles avec 40cm à l'âge de 10 ans et 27cm pour les mâles.	(Baras, 1992)
La mortalité	35% pour les femelles âgées de 2 ans et plus et chez les mâles juvéniles de 2-4 ans, 16% chez les mâles de 4-13 ans, 47 % chez les mâles les plus âgés	(Baras, 1992)
La sex-ratio	0.96 chez les ≤ 5 ans ; 1.7 chez les 6-10 ans ; 12.3 pour les ≥ 10 ans	(Baras, 1992)
La maturité sexuelle	Chez les mâles à une taille de 10cm (2 ans minimum) mais souvent à 12-13cm (3 ans) et chez les femelles à l'âge de 8 ans (35 cm).	(Baras, 1992)
La Fécondité	Une moyenne de 12 500 ovules par Kg de poisson avec 10 700 ovules pour une femelle de 35 cm.	(Baras, 1992)
Indice Gonado-somatique	1.5 à 9% chez les mâles et de 2 à 13-14 % chez les femelles.	(Baras, 1992)
La période de reproduction	Mai-juin à début juillet	(Bruslé et Quignard, 2001)

I.4. La reproduction

I.4.1. Généralités sur la reproduction des téléostéens

Les poissons sont généralement caractérisés par une activité de reproduction saisonnière qui est différente d'une espèce à l'autre en fonction de la capacité d'adaptation aux conditions environnementales et des facteurs de stimulation. Cette activité est contrôlée par des systèmes neuroendocriniens et endocriniens, le cycle reproducteur comprend principalement deux phases, la gamétogenèse et la période du frai (**Billard et Breton, 1981**). La fertilisation est une étape essentielle dans la reproduction sexuelle pour l'arrivée des nouveaux individus, c'est un processus fondamental nécessitant la fusion entre les deux gamètes, mâles et femelles (**Darszon et al., 1999**).

Il existe plusieurs saisons de reproduction en fonction des poissons ; les salmonidés (truite, saumons...) se reproduisent en automne-hiver pendant que les jours sont courts (8 heures Lumière, 16 heures Noir) avec une température de l'eau qui varie entre 5 et 6°C, le brochet, la perche et l'ombre se reproduisent en période post-hivernale ; (10-12 L et une température de 8-9°C). Le barbeau se reproduit en période printanière (14,5 L, 9,5N et 14-16°C) et la carpe commune en été (16,5L et 7,5N à 20°C).

Certaines espèces sous des conditions favorables peuvent se reproduire sur toute l'année, c'est le cas du Guppy (*Poecilia reticulata*), sous 27°C et une photopériode de 12L et 12N (**Billard et Breton, 1981**). La température et la photopériode sont les deux paramètres les plus importants dans la détermination de la saison de reproduction, leur effet s'exerce par des relais hormonaux au sein de l'animal lui-même ou sur son milieu (**Poncin, 1996**).

Généralement, les cyprinidés (dont fait partie le barbeau) produisent des petits œufs de 1-2mm dont l'éclosion est rapide (2-4 jours), avec des larves de petite taille (4-7mm) avec une incubation de 3-4 jours à 20°C (**Poncin, 1996**).

La première approche dans le domaine de l'exploitation de la reproduction des poissons a commencé au sixième siècle, elle consistait à récupérer des alevins dans les milieux naturels. Cependant, le contrôle de la reproduction artificiellement n'a réellement commencé qu'en 1956, où des recherches sur la reproduction et la biologie des gamètes ont commencé (**Billard et al., 1995**).

Actuellement les techniques de biotechnologie animale appliquées à la reproduction ont tellement évolué, qu'aujourd'hui quasiment toutes les espèces peuvent être reproduites artificiellement. Ceci a été rendu possible par une meilleure maîtrise des aspects relatifs au sperme, aux ovocytes, aux techniques d'insémination et à l'usage des traitements hormonaux.

La reproduction du barbeau s'effectue dans des zones peu profondes (< 30cm) avec un courant relativement rapide (25 - 75cm/sec) et un substrat constitué d'un mélange de gravier fin et grossier (2-5 cm de diamètre). Le choix de la zone de reproduction est en fonction de la faisabilité pour les géniteurs et de la survie de la progéniture (œufs, larve) (**Baras 1992**). Au Maroc, la période de ponte du barbeau (*Barbus callensis*) s'observe durant le mois d'Avril à une température de 14 -16°C (**Bouhbouh, 2002**).

I.4.2. Le comportement reproducteur

Pendant la saison de reproduction et dès qu'une femelle arrive sur la zone de frayère, cette dernière est courtisée par 8 à 30 mâles, la femelle libère ses œufs dans le gravier et ceci à chaque fois que sa papille génitale rentre en contact avec le substrat. On observe une cinquantaine d'œufs libérés et dont la survie est estimée à 50%. Toute cette activité d'ovulation stimule les mâles qui vont libérer à leur tour leur laitance pour féconder les œufs (**Poncin, 1996**). Ce comportement reproducteur (séquence) peut se répéter jusqu' à 280 fois pendant une durée de 10 à 11 heures (**Poncin et al., 1994**). D'après **Crespin et Berrebi (1994)** l'hybridation entre le barbeau commun (*Barbus barbus*) et le barbeau méridional (*Barbus meridionalis*) produit une première génération (F1) avec des mâles stériles.

I.5. Rôle des facteurs environnementaux dans la détermination de la saison de reproduction

Les facteurs environnementaux tels que la température, la photopériode, l'oxygène dissous et le milieu social jouent un rôle très important dans la spermatogenèse et la spermiation des poissons téléostéens (**Billard, 1986**). Ainsi, la reproduction des poissons en captivité peut être contrôlée par la maîtrise de facteurs environnementaux comme la photopériode, la température de l'eau et le substrat de la frai (**Mylonas et al., 2009**). Mais aussi les interactions entre ces facteurs sont importantes dans la régulation de la reproduction particulièrement chez les cyprinidés (**Mattheeuws et al., 1981**).

I.5.1. La photopériode

Plusieurs auteurs ont démontré le rôle saisonnier de la photopériode sur la reproduction des poissons, chez les cyprinidés, deux modes d'action de la photopériode ont été signalés, un premier par la valeur absolue de la durée d'éclairement et un deuxième par la variation de la durée d'éclairement (**Baras, 1992**). Chez le barbeau fluviatile, la photopériode croissante et la température sont les deux paramètres qui déclenchent la maturité sexuelle (**Poncin et al., 1987**).

D'après **Poncin (1989)**, c'est la photopériode qui stimule le comportement reproducteur chez le barbeau fluviatile et joue un rôle régulateur de l'intervalle entre deux pontes successives. Cet auteur a observé que l'augmentation ou la diminution du nombre de jours entre deux pontes dépend de la diminution ou de l'augmentation de la durée d'éclairement, une durée de 15-20 jours peut passer à 40-50 jours en diminuant seulement 2 heures d'éclairement. La diminution de la photopériode inhibe la maturité des mâles et des femelles du barbeau fluviatile. Une femelle peut pondre 15 fois dans la saison (Février –Aout) sous une température de 20°C et une photopériode stimulée (**Poncin et al., 1987**).

Chez les salmonidés, la gamétogenèse se déroule en photopériode décroissante avec passage de 16h à 8h de lumière sur une durée de 6 mois (**Billard, 1979**). La diminution de l'intensité lumineuse provoque la diminution de la fréquence du frai, pour les espèces qui se reproduisent au printemps, c'est souvent l'augmentation de la température qui induit la maturité sexuelle et la diminution de la photopériode post-estivale qui inhibe la ponte (**Poncin, 1994**).

Pour les espèces qui se reproduisent en automne c'est la décroissance de la photopériode qui stimule la maturité sexuelle, et c'est la chute de la température qui stoppe la ponte. Concernant le barbeau, d'après **Poncin et al., (1987)** c'est probablement la première hypothèse qui est à retenir, c'est-à-dire que l'augmentation de la température pendant la période printanière stimule la maturité sexuelle, et la décroissance de la photopériode en période post-estivale arrête la ponte et cela même quand la température reste favorable.

L'augmentation de la photopériode de manière rapide ou lente n'a pas d'effet sur le déclenchement de la saison de reproduction, chez le barbeau fluviatile sous une température constante de l'eau (20°C), la diminution de la longueur du jour sur une période de six mois inhibe la ponte chez le mâle et la femelle et sous les conditions naturelles ou constante de photopériode (10L : 14 D), la fin de la période du frai est spontanée (**Poncin, 1989**).

Avec une manipulation de la photopériode, la reproduction du barbeau fluviatile peut être effectuée sur toute l'année (**Poncin, 1992**). Pour cette espèce, la diminution de la durée d'éclairement en captivité par rapport à la durée naturelle au début de mois de mars, peut empêcher totalement la période de reproduction (**Poncin, 1996**). Le déterminisme de la saison de reproduction du barbeau fluviatile est due à une adaptation aux conditions environnementales de l'espèce, ceci empêche la production d'alvins en période post-estivale lesquels ne peuvent résister aux conditions brusques de l'hiver (**Poncin, 1989**).

I.5.2. La température

Les cyprinidés ne se reproduisent pendant la saison printanière qu'après le réchauffement de l'eau à une température optimale, par contre, les salmonidés ne se reproduisent que si l'eau se refroidit durant l'automne (**Huet, 1962**). La température joue un rôle très important dans la ponte des cyprinidés et ceci aussi bien sur la maturité ovocytaire et l'ovulation que sur la spermiation. Un nombre de degré-jours de température (addition des degrés de températures quotidiennes sur un certain nombre de jours) est indispensable chez cette famille pour déclencher la reproduction. La température est importante aussi pour le développement de plancton, première source alimentaire pour les alvins (**Billard, 1979**). La température de l'eau joue un grand rôle dans l'induction de la période de frai et l'augmentation à une valeur optimale maintient et accélère cette reproduction (**Mylonas et al., 2009**). Des alvins de barbeau fluviatile récupérés du milieu naturel (Rivière d'Ourthe) et élevés à une température élevée (20°C) et sous photopériode naturelle, présentent une croissance accélérée et une maturité sexuelle précoce à l'âge de 18 mois au lieu des 7-8 ans sous température naturelle (**Poncin, 1992**). Toujours à cette même température (20°C) une femelle de barbeau fluviatile peut ovuler chaque 15 jours avec un maximum de 15 ovulations par an (**Poncin, 1989**).

L'effet de la température de l'eau sur l'expression du comportement reproducteur est lié à une notion appelée seuil thermique, au dessus de cette température, c'est l'apparition du comportement reproducteur et au dessous de celle ci c'est l'inhibition, ce seuil n'est pas lié à la température moyenne ou maximale journalière, mais à la température minimale journalière qui correspond à celle de l'aube (**Baras, 1992**).

Chez le barbeau fluviatile la température de l'eau (13,0-13,5°C) à l'aube et (14-15°C) du jour est considérée comme un seuil thermique. Pour ce qui est des gamètes, au dessous de cette température on observe la mort totale des œufs.

La température peut avoir aussi une influence sur la mobilité spermatique, à une température de 20 (± 2) °C, la mobilité spermatique est très différente de ce qui est observé à 2 (± 1) °C, la fréquence de battement du flagelle diminue de 50-60 Hz à 7-10 Hz (**Perchec et al., 1995**). Dans le nord de la Suède, la frai se déroule en automne et l'éclosion des œufs ne s'effectuera qu'après 6 mois plus tard pour que les alevins trouvent des conditions optimales de développement (**Billard et breton, 1981**).

Pour d'autres espèces telles que le listao de l'ouest de l'Océan Indien (*Katsuwonus pelamis*), ce n'est pas la température qui est impliquée mais se sont les vents induits par les moussons qui sont responsables de la détermination de la saison de reproduction (**Stéquert et Ramcharrun, 1996**).

I.5.3. La salinité

La salinité de l'eau pendant la saison de frai a une influence sur le succès de la reproduction (**Bohe et Labbé, 2009**). Dans des conditions de salinité élevée (à partir de 15g.l⁻¹) le barbeau (*Barbus callensis Valenciennes, 1842*) migre vers les zones où la concentration est optimale, il est cependant signalé une adaptation de cette espèce à des conditions élevée de salinité (**Kraiem et Pattee, 1988**). Pour les mugilidés et particulièrement chez *Mugil cephalus*, la salinité joue un rôle déterminant dans la maturation des gonades et dans la fécondation proprement dite en agissant comme on va le voir plus bas sur les gamètes (**Ameur et al., 2003**).

I.5.4. La vitesse du courant

Le courant affecte profondément la distribution des poissons dans les cours d'eau, à chaque fois que la vitesse de mouvement des poissons est grande ils résistent mieux au courant. Le barbeau fluviatile est une espèce qui résiste au fort courant et ceci au moins pendant certaines périodes. Sa reproduction nécessite des fonds caillouteux-gravelots et sa

vitesse est en moyenne de $2,40\text{m.s}^{-1}$, ce qui reste supérieur par rapport à la carpe ($0,40\text{ m.s}^{-1}$) mais moins que la vitesse du saumon ($8,00\text{ m.s}^{-1}$) (**Huet, 1962**).

I.6. La vulnérabilité des barbeaux

Comme toutes les espèces d'eau douce, les barbeaux sont menacés d'extinction ou sont disparus de certaines rivières à l'échelle internationale et ceci suite à plusieurs perturbations directes ou indirectes, anthropiques ou industrielles. Le parasitisme reste un problème sérieux pour le barbeau en plus, pendant les saisons chaudes la diminution du niveau d'eau et l'élévation de la température conduit à l'eutrophisation des eaux provoquant ainsi la désoxygénation du milieu (**Berrebi 1979**).

Au Maroc, les trois espèces de barbeau, *Barbus barbuis callensis*, *Barbus labeobarbus paytoni* et *Barbus labeobarbus reini* sont touchés par un parasite (*Myxobolus sp.*) qui se développe surtout pendant la saison printanière (**Berrebi, 1983**).

II. Le sperme des poissons d'eau douce

II.1. Généralités

La plupart des spermatozoïdes des téléostéens sont immobiles dans les gonades, la mobilité spermatique est déclenchée juste après la libération de la semence dans un environnement hypotonique (eau douce) ou hypertonique (eau de mer) (**Barrie, 1991 ; Krasznai et al., 2003 ; He et al., 2004 ; Rurangwa et al., 2004 ; Morita et al., 2006**). Les spermatozoïdes des poissons d'eau douce sont immobiles dans le tractus génital et le liquide séminal, ne deviennent mobiles qu'après leur libération dans le milieu externe hypotonique (moins de sels par rapport au liquide séminal) (**Poupard et al., 1998 ; Billard, 1986**). Les téléostéens et particulièrement les salmonidés et les cyprinidés, sont des ovipares, leur fécondation se produit dans l'eau douce. L'activité spermatique dépend de plusieurs facteurs externes, pour les salmonidés ce sont surtout les ions H^+ , Ca^+ et K^+ et pour les cyprinidés c'est la pression osmotique qui reste le facteur le plus important. Cette dernière joue encore un rôle important chez les poissons d'eau de mer (**Hamamah et Gatti, 1998**). La mobilité spermatique chez les salmonidés est inhibée par une concentration élevée de K^+ , et par une pression osmotique élevée chez les cyprinidés (**Billard, 1986**).

La mobilité spermatique est déclenchée par le choc hypo-osmotique (l'eau du milieu rentre dans la cellule spermatique) chez les poissons d'eau douce, et par le choc hyper-osmotique (l'eau de la cellule spermatique sort vers le milieu externe) chez les poissons d'eau de mer (**Morita et al., 2003**).

II.2. La spermatogenèse

C'est une transformation d'une cellule germinale non différenciée (spermatogonie) vers une cellule différenciée (spermatozoïde), les cellules germinales sont accompagnées pendant leur développement par des cellules somatiques (dites de soutien ou de sertoli). La spermatogenèse s'effectue au niveau des tubules ou lobules testiculaires à des moments précis de l'année, pour certaines espèces telles que la carpe commune (*Cyprinus carpio*), on note la présence permanente des spermatozoïdes dans les testicules sur toute l'année (**Billard, 1979**).

La qualité spermatique dépend de plusieurs paramètres comme, la variabilité génétique, l'emplacement de l'échantillon dans la gonade (du testicule jusqu' au pore génital),

la contamination par l'urine et l'âge du poisson pendant la saison de reproduction (Suquet et al., 2000). La membrane plasmique du spermatozoïde joue un rôle clé dans l'activation de la mobilité spermatique, elle est sensible au changement ionique, et est responsable de l'initiation des battements du flagelle (Bobe et Labbé, 2009).

II.3. Structure du spermatozoïde du barbeau fluviatile (*Barbus barbus*, Linné 1758)

Le spermatozoïde du barbeau fluviatile possède un seul flagelle, avec une tête (sans acrosome), une pièce intermédiaire composée de 4 à 6 mitochondries avec 9+2 paires de microtubules (Figure N°02).



Figure N°02 : Structure du spermatozoïde du barbeau (*Barbus barbus*, L) sous un microscope électronique (N : noyau, F : flagelle) (Alavi et al., 2008b).

II.4. Le volume et la densité du sperme

Chez la truite arc-en-ciel (*Salmo gairdneri*), la fécondité du sperme varie d'un mâle à un autre, le volume et la concentration spermatique sont faibles au début de la saison puis augmentent progressivement. Contrairement à l'osmolarité, la teneur en protéines et particulièrement le pourcentage de la protéine 42KD (protéine membranaire) dans le plasma séminal est élevée au début de la saison de reproduction puis diminue progressivement (Maisse et al., 1988). Pour le barbeau fluviatile le volume maximal est observé durant les

mois de Mars et Avril , et à chaque fois que l'on se rapproche de la fin de la saison de reproduction, le volume et la concentration spermatique diminuent (**Alavi et al., 2008b**).

La concentration spermatique chez la carpe (*Cyprinus carpio*) est très élevée (4 à 30 x 10⁹ spermatozoïde.ml⁻¹) avec une grande viscosité qui est à l'origine d'une difficulté dans la dispersion de cette semence dans les dilueurs (**Perchec et al., 1995**). Pour le barbeau (*Barbus barbatus*), des concentrations allant de 12,45 x 10⁹ à 18,81 x 10⁹ spermatozoïdes par millilitre et des volumes de 0,15ml à 0,42 sont signalés par **Alavi et al., (2008b)**. La densité spermatique peut être calculée par deux méthodes, soit avec la cellule de Malassez ou bien par spectrophotomètre (**Trippel, 2003**).

Pendant la saison de reproduction **Alavi et al., (2008b)** ont rapporté des changements morphologiques et biométriques des spermatozoïdes du barbeau fluviatile et dont les résultats sont représentés sur le **tableau N° 02**.

Tableau N° 02 : Effet de la saison de reproduction sur la morphologie et les paramètres d'ultra structure sur le spermatozoïde de barbeau fluviatile (Alavi et al., 2008b).

Paramètres	Moment de collecte	Nombre de spermatozoïdes	Moy. ± erreur std.(um)
Longueur totale	Mars	269	48.30 ±0.37 ^a
	Avril	274	56.35 ±0.45 ^c
	Mai	443	53.65 ±0.21 ^b
Longueur tête	Mars	324	1.64 ±0.01 ^a
	Avril	352	1.71±0.01 ^b
	Mai	504	1.62±0.01 ^a
Largeur tête	Mars	325	1.74±0.01 ^b
	Avril	352	1.80±0.01 ^c
	Mai	504	1.72 ±0.02 ^a
Longueur de la pièce intermédiaire	Mars	316	0.48 ±0.01 ^b
	Avril	351	0.48 ±0.01 ^b
	Mai	504	0.42 ±0.01 ^a
Largeur antérieur de la pièce intermédiaire	Mars	318	0.87 ±0.01 ^c
	Avril	351	0.85 ±0.01 ^b
	Mai	504	0.82 ±0.01 ^a
largeur postérieur	Mars	316	0.52 ±0.01 ^a
	Avril	351	0.53 ±0.01 ^a
	Mai	504	0.51 ±0.01 ^a
Longueur de flagelle	Mars	384	46.52±0.3 ^a
	Avril	338	54.30±0.38 ^c
	Mai	662	51.67±0.18 ^b
Noyau vésicule (par Spz)	Mars	247	1,6±0.2 ^b
	Avril	280	0.8±0.1 ^a
	Mai	303	0.8±0.0 ^a

II.5. Evaluation de la mobilité spermatique

L'évaluation de la mobilité est indispensable pour se prononcer sur la qualité du sperme, la semence est de bonne qualité quand le pourcentage de spermatozoïdes mobiles est supérieur à 90% (**Perchec et al., 1995**). Le sperme des poissons est classé en 5 catégories en fonction du pourcentage du sperme motile ; 1 : entre 0 -5%, 2 : 5-25%, 3 : 25-50%, 4 : 50-75%, 5 : 75-100% (**Trippel, 2003 ; Cosson et al., 2008 ; Cosson et al., 2008c**). Il est à noter que la mobilité spermatique chez les poissons est accompagnée de changements du volume cellulaire, pour les spermatozoïdes des poissons d'eau douce une fois émis, l'eau extérieur rentre dans la cellule entraînant son gonflement et pour ceux des poissons d'eau de mer c'est le contraire, une fois émis dans le milieu externe, l'eau intracellulaire sort entraînant ainsi une diminution du volume des gamètes. Ces phénomènes sont en relation directe avec l'osmolarité du milieu, l'eau rentre dans le compartiment où il y'a plus de sels. Chez les poissons, en plus du pourcentage de mobilité, la qualité est évaluée en chronométrant le temps pendant lequel les spermatozoïdes restent mobiles, ce temps est inférieur chez la majorité des espèces à une minute.

II.5.1. Les mécanismes de la mobilité spermatique

Les spermatozoïdes des poissons d'eau douce et d'eau de mer sont immobiles dans les testicules mais aussi dans un milieu électrolyte ou non électrolyte à même osmolarité que le liquide séminal c'est-à-dire à 300 mosmol.l⁻¹ (**Krasznai et al., 2003**). La mobilité spermatique chez les téléostéens est contrôlée par les conditions environnementales, son initiation chez les poissons d'eau douce est provoquée par le choc osmotique (osmolalité inférieure à 300 mosmol.kg⁻¹ de l'eau) (**Morita et al., 2003 ; Darszone et al., 1999**).

Le mécanisme de l'initiation de la mobilité spermatique n'est pas encore tout à fait connu, il est cependant montré qu'un simple choc osmotique de 60-100mOsm/kg peut déclencher la mobilité spermatique. Le spermatozoïde de cette espèce est chargé d'ATP qui reste la source majeure d'énergie pendant la courte durée de mobilité des gamètes, cette énergie peut être reconstituée avec une inhibition de la mobilité pendant de 5 à 10 minutes dans une solution à haute pression osmotique (>300mOsm.kg⁻¹) (**Billard et al., 1995**).

Chez la carpe commune, où la membrane cytoplasmique de la cellule spermatique est dépolarisée ($\Psi = -2.6 \pm 3$ mV), l'initiation de la mobilité sous la pression hypotonique

provoque la diminution de la concentration de Na^+ et K^+ intracellulaire avec hyperpolarisation membranaire ($\Psi = -29 \pm 4 \text{ mV}$) et diffusion de Ca^{2+} au milieu intracellulaire.

Chez la carpe commune, la mobilité spermatique dans un milieu isotonique ($300 \text{ mOsmol.l}^{-1}$) est nulle, le déclenchement de la mobilité spermatique peut être observé quand l'osmolarité est inférieure ou égale à $150 \text{ mOsmol.l}^{-1}$ (**Hamamah et Gatti, 1998**). Chez cette espèce, après 5 minutes d'initiation de la mobilité spermatique sous une pression hypotonique, les concentrations de Na^+ et K^+ diminuent jusqu' à 25% de la concentration initiale, alors que la concentration de Ca^{2+} est doublée (**Krasznai et al., 2003**). La distance parcourue par le spermatozoïde de la carpe reste élevée (5-6mm) par rapport à celle de la truite arc-en-ciel (2.5-3mm), ce qui donne une plus grande chance de fécondité (**Perchec et al., 1995**).

Chez la carpe de java (*Puntius javanicus*) et le poisson chat (*Clarias batrachus*) la mobilité spermatique est déclenchée à 80% dans un milieu hypotonique entre 10 et 100 mOsmol.l^{-1} dans des solutions de NaCl, de KCl (électrolyte) ou de Mannitol (non électrolyte), cette mobilité diminue ensuite progressivement jusqu'à l'arrêt total à $250 \text{ mOsmol.l}^{-1}$ (**Morita et al., 2006**). La pression osmotique aussi bien chez les poissons d'eau douce que d'eau de mer entraîne une élévation de la concentration de Ca^{2+} intracellulaire qui sera impliquée dans l'initiation de la mobilité spermatique (**Morita et al., 2003**).

Chez le poisson-spatule (*Polyodon spathula*), la mobilité spermatique est complètement inhibée dans des conditions d'hypotonie à une concentration faible de KCl.l^{-1} ($0.5\text{-}5.0 \text{ mmol.l}^{-1}$) alors qu'elle est déclenchée à cette même concentration quand il s'agit de NaCl, de MgCl_2 ou de CaCl_2 . De même une combinaison entre 0.5 mmol du KCl.l^{-1} et 5.0 mmol NaCl l^{-1} ou de MgCl_2 , induit 80 à 100% de mobilité avec une vitesse de 120 à $150 \mu\text{m.s}^{-1}$, ceci nous indique donc l'importance non seulement de l'osmolarité mais aussi de la composition chimique des milieux dans lesquels les spermatozoïdes sont émis (**Toth et al., 1997 ; Linhart et al., 2002**).

Le choix de l'endroit du prélèvement du sperme au niveau de la gonade est important pour une bonne évaluation spermatique, ainsi le sperme prélevé du testicule (gonade) de la truite arc-en-ciel est moins mobile que celui récolté des canaux spermatiques, ce qui suggère que le liquide séminal joue un rôle important dans la maturité spermatique (**Morisawa et Morisawa, 1986**).

Pour certaines espèces de poisson, le sperme peut être mobile dans différents milieux, ainsi chez le tilapia (*Oreochromis mossambicus*), le sperme est mobile dans l'eau douce et l'eau de mer, dans le premier cas c'est une adaptation du sperme à être indépendant vis-à-vis du Ca^{2+} du milieu externe et dans le deuxième cas c'est le contraire (**Morita et al., 2006**). De même chez le turbot (*Scophthalmus maximus*), la mobilité spermatique est déclenchée dans un milieu hypertonique et isotonique sans que la présence d'ions dans le milieu ne soit indispensable (**Suquet et al., 1994 ; Takai et Morisawa, 1995**).

D'autres paramètres peuvent intervenir aussi dans la mobilité spermatique, ainsi chez le poisson zèbre (*Danio rerio*) la présence du liquide ovarien dans le milieu améliore la vitesse, le pourcentage et la durée de la mobilité spermatique (**Wilson-Leedy, 2009**).

Pour certaines espèces, il est possible de trouver du sperme mobile au niveau des gonades, ainsi un certain nombre de spermatozoïdes du poisson-spatule (*Polyodon spathula*) sont mobiles dans le liquide séminal avant même qu'ils ne soient en contact avec l'eau (**Linhart et al., 2002**).

Sur la **figure N° 03** nous avons représenté d'une manière synthétique les mécanismes de l'activation de la mobilité spermatique chez la carpe commune (*Cyprinus carpio*).

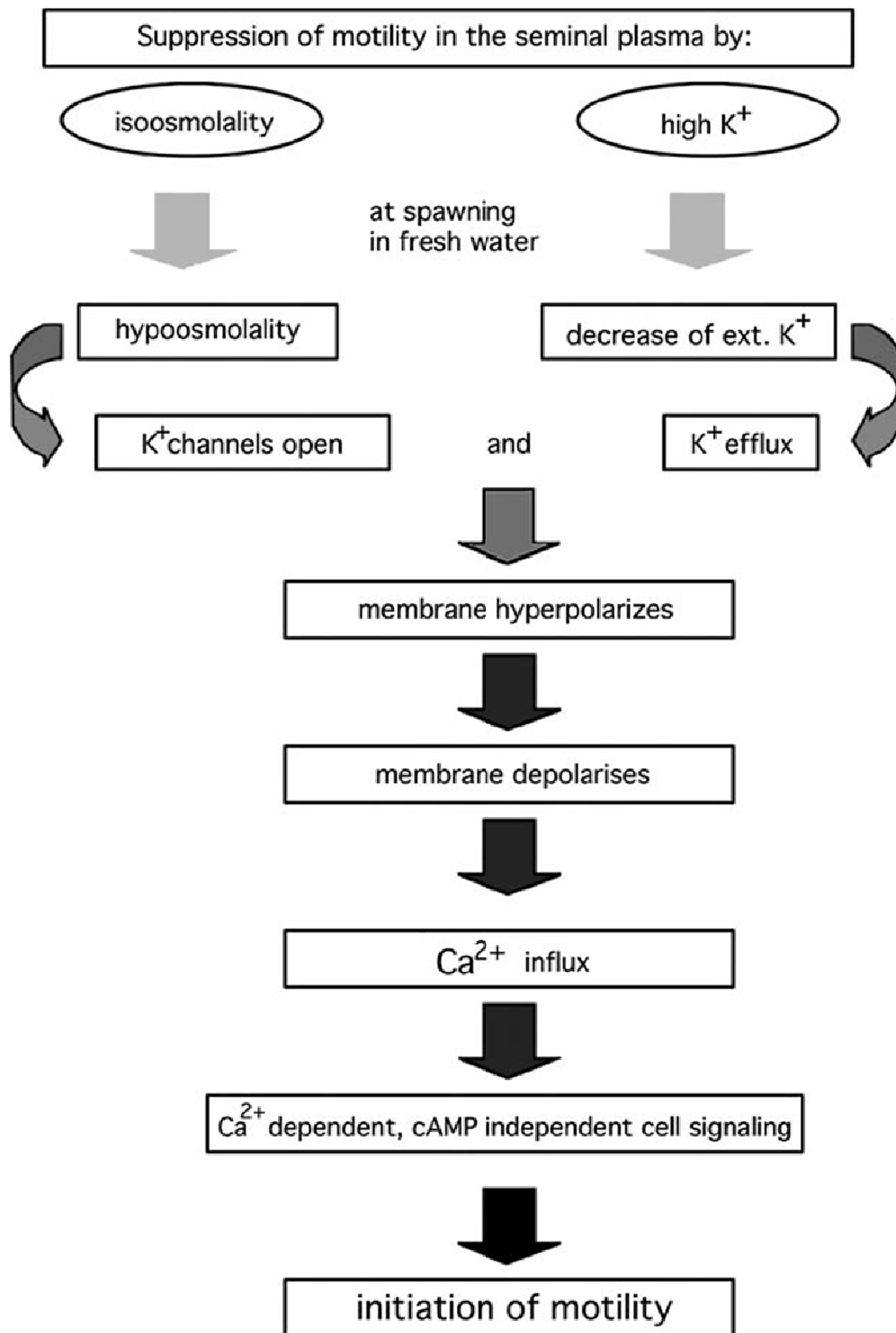


Figure N° 03 : Mécanisme de l'initiation de la mobilité spermatique chez la carpe commune (*Cyprinus carpio*) d'après **Krasznai et al., (2000)**.

II.5.2. La vitesse spermatique

Le paramètre « vitesse des spermatozoïdes » est en relation avec la distance parcourue par les gamètes. Chez le barbeau fluviatile, la plus grande vitesse spermatique est observée au mois d'Avril après 15 secondes de mobilité post-activation, après ce temps la vitesse diminue progressivement. Chez cette espèce, les plus grandes et les plus faibles vitesses spermatiques ont été observées avec les plus longs et les plus courts flagelles respectivement. Cette vitesse est aussi en relation avec la quantité d'ATP emmagasinée dans chaque spermatozoïde comme démontré par **Alavi et al., (2008b)**. De même, une grande corrélation a été observée entre l'osmolarité du liquide séminal et la concentration de la GnRH α (gonadotrophine releasing hormone) hypothalamique d'une part, et entre l'osmolarité du liquide séminal et la vitesse spermatique d'autre part (**Linhart et al., 2002**).

Chez la carpe commune et dans les conditions optimales d'environnement, le pourcentage de mobilité spermatique dans le cas d'un bon sperme est élevé à presque 100% avec une durée de mobilité courte (30-40s), et une vitesse maximale (130 $\mu\text{m/s}$) (**Billard et al., 1995**). La vitesse spermatique et le pourcentage de la mobilité spermatique chez le barbeau fluviatile augmente avec l'osmolarité et l'élévation de la concentration en NaCl, KCl. De même, le saccharose augmente significativement le pourcentage de mobilité spermatique chez cette espèce (**Alavi et al., 2009**).

A 20°C, la vitesse des spermatozoïdes chez la carpe commune est de $130 \pm 11 \mu\text{m.s}^{-1}$ après 10 secondes de dilution dans l'eau, puis diminue progressivement à $16 \pm 8 \mu\text{m.s}^{-1}$ après 2 minutes et à $10 \mu\text{m.s}^{-1}$ après 10 minutes post-activation (**Perchec et al., 1995**). Chez le barbeau fluviatile après 15s de déclenchement de la mobilité spermatique, le pourcentage du sperme mobile et la vitesse spermatique sont de 86.2% et de $100.3 \mu\text{m.s}^{-1}$ respectivement, puis à 30s, une diminution significative est observée entre le pourcentage du sperme mobile et la vitesse spermatique et à 90s, seulement 4.2% du sperme est mobile avec une vitesse de $7.1 \mu\text{m.s}^{-1}$ (**Alavi et al., 2009**).

II.5.3. La durée de la mobilité

La durée de mobilité est le temps durant lequel les gamètes restent mobiles une fois en contact avec l'eau. La durée de la mobilité dans varie en fonction de chaque espèce de

quelques secondes à quelques jours, cette différence serait due essentiellement à la capacité des spermatozoïdes à reconstituer leur ATP (**Zietara et al., 2009**). La durée de la mobilité spermatique des poissons d'eau douce est courte contrairement à d'autres animaux terrestres où les spermatozoïdes sont mobiles pendant des heures et parfois des jours (**Christen et al., 1987**). Chez la carpe commune (*Cyprinus carpio*) cette durée est de l'ordre de 30-40s à 20°C (**Billard et al., 1995**).

Pour la truite arc-en-ciel, le sperme est mobile dans l'eau douce pendant une durée qui ne dépasse pas 1 min (**Hamamah et Gatti, 1998**), et Chez la truite marron caspienne (*Salmo trutta caspius*), la durée de mobilité est plus élevée dans le liquide ovarien et la solution saline que dans l'eau douce (**Hatef et al., 2009**).

Chez le Gobie (*Oxyeleotris marmorata*) la durée de la mobilité spermatique dépasse 20min, chez la carpe de Java (*Puntius javanicus*) et le poisson chat (*Clarias batrachus*), la durée de la mobilité varie entre 10 et 90s (**Morita et al., 2006**).

Chez les poissons, la durée de mobilité des spermatozoïdes n'est pas le seul facteur limitant de la fertilisation, la femelle joue aussi un rôle très important à cause de la courte durée de l'ouverture du micropyle de l'ovocyte (site de pénétration du spermatozoïde) qui reste ouvert entre 10 et 20 secondes (**Cosson, 2004 ; Cosson et al., 2008c**).

II.5.4. Effet de pH

Le pH a un effet considérable sur la conservation des caractéristiques spermatiques, pour l'Esturgeon (*Acipenser persicus*), la durée totale de la mobilité spermatique et le pourcentage du sperme mobile sont nettement dépendants du pH du milieu de dilution, ainsi le maximum, le minimum du pourcentage du sperme mobile et de la durée totale de la mobilité sont obtenus à pH 8.0 et 6.0 respectivement (**Alavi et al., 2004**). Pour le poisson-chat européen (*Silurus glanis*) le pH optimum de fécondation est de 7,0 (**Saad et Billard, 1995**).

II.5.5. Effet de la composition ionique sur la mobilité spermatique

La motilité spermatique est induite par l'hypo ou hyper pression osmotique chez les poissons d'eau douce et d'eau de mer respectivement, cette pression est en relation directe

avec la nature et la concentration en ions aussi bien dans le liquide séminal que dans l'eau (Billard *et al.*, 1986 ; Billard *et al.*, 1993 ; Krasznai *et al.*, 2000, 2003 ; Cosson, 2004). Le Na^+ , K^+ et Cl^- , sont les ions prédominants dans le liquide séminal du barbeau fluviatile et qui sont impliqués dans le contrôle de la mobilité spermatique (Alavi et Cosson 2006 ; Alavi *et al.*, 2004). Le sperme du barbeau fluviatile a besoin d'une concentration de 100 mM de Na^+ ou de saccharose avec une osmolalité de 175-200 mOsmol.kg⁻¹ pour obtenir une mobilité de 100%. Chez cette espèce, il n'y a pas de différence significative en composition ionique au début, et à la fin de la saison de reproduction mais il existe des valeurs élevées d'osmolalité durant le mois d'avril (277 ± 3 mOsmol.Kg⁻¹) (Alavi *et al.*, 2008b). Chez les salmonidés et l'esturgeon, l'inhibition de la mobilité spermatique dans le liquide séminal est contrôlé par le K^+ (Alavi *et al.*, 2005).

La présence du Ca^{2+} influence légèrement la mobilité spermatique chez le poisson zèbre (*Danio rerio*) (Wilson-Leedy *et al.*, 2009). D'après Morita *et al.*, (2006), chez la carpe de java (*Puntius javanicus*), le Ca^{2+} dans le milieu externe provoque l'asymétrie des battement du flagelle et sa présence en concentrations élevées bloque l'initiation de la mobilité spermatique. Pour le poisson chat (*Clarias batrachus*), le Ca^{2+} n'affecte pas la mobilité spermatique et sa présence ou son absence n'a aucun effet, à la différence du gobie (*Oxyeleotris marmorata*) où sa présence dans le milieu externe augmente la mobilité spermatique (Saad et Billard, 1995).

II.5.6. Rôle du flagelle dans la mobilité spermatique

Le flagelle est un long cylindre qui varie entre 10 et 100 μm de longueur et 3 à 1 μm de diamètre, il est constitué de 9 doublets de microtubule de 20 nm de diamètre qui constituent la périphérie du cylindre, et deux autres microtubules au centre du cylindre (Cosson, 1996). La forme du flagelle joue un rôle très important dans la mobilité spermatique, chez le barbeau fluviatile, les battements du flagelle sont très rapides et curvatifs au début de l'initiation de la mobilité spermatique puis diminue progressivement jusque à l'arrêt total du spermatozoïde (Alavi *et al.*, 2009).

Dans un milieu dépourvu de Na^+ et K^+ , mais contenant seulement du glucose, l'axonème est motile à condition que l'on ajoute une faible quantité de KCl ou NaCl. Ce sont la composition axonémale et la dynein ATPase qui sont responsables du mouvement du

flagelle (**Perchec et al., 1997**). L'immobilité de l'axonème dans un milieu très concentré ou bien faiblement concentré en ions peut disparaître avec une dilution ou une addition ionique, cependant les variations de l'osmolalité extracellulaire ne sont pas détectées par l'axonème à cause de la membrane plasmique mais le mécanisme de transmission extracellulaire vers le milieu intracellulaire passe par l'activité de l'enzyme dyneine ATPase (**Perchec et al., 1997**).

Cependant il est à signaler qu'il existe une grande variation, en fonction des espèces de poisson, dans les valeurs d'osmolarité et de composition en ions du liquide séminal (**Tableau N° 03**) avec des conséquences variées sur le flagelle.

Tableau N° 03 : Composition ionique (Na^+ , K^+ , Ca^{2+} et Cl^-) et osmolarité de liquide séminal pour certaine cyprinidés d'après **Alavi et al., (2009)**.

Espèce	Osmolarité	K^+ (mg.100.ml ⁻¹)	Na^{2+} (mg.100.ml ⁻¹)	Ca^{2+} (mg.100.ml ⁻¹)	Cl^- (mg.100.ml ⁻¹)	Auteurs
<i>Tinca tinca</i>	230	1.93	18.41	0.6		Linhart et al., 2003
<i>Cyprinus carpio</i>	290-346	73-78	58-71	8-11*	96-111	Kruger et al.(1984)
	258					Redondo-Muller et al., (1991)
	302	82	75	2		Morisawa et al., (1983)
	67.8	94	12.5			Clemens and Grant (1965)
	286	44	51	07		Plouidy and Billard (1982)
<i>Ctenophoryngodon idella</i>	35	35	81	1		Gosh (1985)
<i>Alburnus alburnus</i>	254-267	40	67			Lahnsteiner et al., 1996)
<i>Barbus barbus</i>	268-276	84-85	70-76	0.3-0.4	121-125	Alavi et al. (2008a,b)
	249-294	75-98	59-78	0.1-0.6	113-128	Alavi et al., 2009.

Sur la **figure N° 04**, nous avons représenté les différents phénotypes de mouvement du flagelle à partir de l'activation de la mobilité jusqu'à son arrêt total.

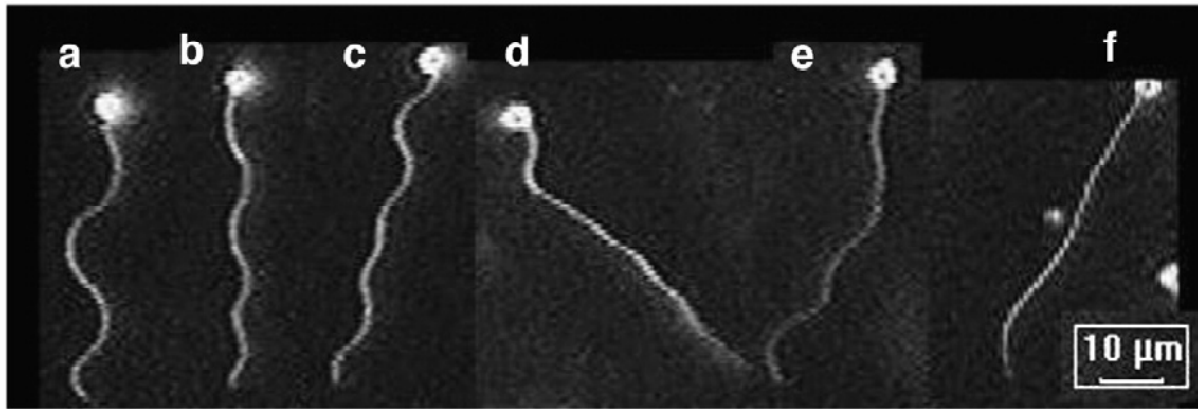


Figure N°04 : Mobilité spermatique chez le barbeau fluvial (*Barbus barbus* L.) après activation dans un milieu contenant 100mM NaCl, 20mM Tris, pH 8.0 ± 0.2 à 10s (a), 15s (b), 35s (c), 45s (d), 60s (e) et 90s (f) post activation (Alaviet *al.*, 2009).

II.5.7. Rôle de l'ATP dans la mobilité spermatique

La mobilité spermatique dépend de l'ATP emmagasinée dans la cellule spermatique mais aussi de celle qui peut être resynthétisée une fois le spermatozoïde arrêté. (Suquet *et al.*, 2000). C'est ainsi que le maintien d'une grande quantité d'ATP reste important pour moduler la mobilité spermatique, la diminution de cette mobilité est essentiellement associée à la diminution de l'ATP (Zietara *et al.*, 2004). Le contenu en ATP dans le sperme de poisson peut varier entre 6 et 24 nmol/10⁸ de spermatozoïdes, chez la carpe commune il est de l'ordre de 12 nmol/10⁸ de spermatozoïdes. La concentration d'ATP dans un milieu inactif est conservée à 2°C et à 20°C, mais après transfert du sperme vers un milieu actif, la concentration d'ATP diminue rapidement avec une chute plus importante à 20°C (60%) qu'à 2°C (30%) (Perchec *et al.*, 1995). L'ATP joue un rôle clé dans la régulation de la mobilité spermatique comme source d'énergie d'une part et source de synthèse de l'AMPc et des protéines de signalisation. Pendant la congélation, la concentration de l'ATP peut diminuer sensiblement affectant ainsi la mobilité spermatique (Zietara *et al.*, 2009).

La mobilité spermatique peut être réactivée une deuxième fois après un arrêt total et une période de repos par un mécanisme de resynthèse de l'ATP (Cosson, 2004). Selon Burness *et al.*, (2005), il n'y a pas une relation entre le taux d'ATP et la vitesse spermatique ou le pourcentage du sperme mobile chez le crapet arlequin (*Lepomis macrochirus*), alors que

chez la truite arc-en-ciel (*Salmo gairdneri*), la diminution de la fréquence de battement des flagelles est en relation avec celle de l'ATP (Christen et al., 1987).

II.5.8. Facteurs de dégradation de la qualité du sperme

La contamination du sperme par l'urine diminue le pourcentage de la mobilité spermatique (Rurangwa et al., 2004 ; Suquet et al., 2000). La mobilité spermatique chez le flétan s'arrête juste après l'ajout d'une concentration faible (200uM) de HgCl₂ au milieu d'activation, cette substance chimique bloque les aquaporines (canaux de transport de l'eau), inhibant ainsi l'initiation de la motilité spermatique et induisant l'enroulement du flagelle (Cosson et al., 2008c). Aussi, le flagelle du bar commun est très sensible à des concentrations faibles de mercure (Abascal et al., 2008). Le régime alimentaire ne semble pas affecter le volume, la densité spermatique, l'osmolalité de liquide séminale et le pourcentage de mobilité, mais il affecte sensiblement la morphologie et la vitesse spermatique (Alavi et al., 2008). Chez la carpe commune (*Cyprins carpio*) et le turbot (*Psetta maxima*), la contamination du sperme par l'urine affecte la quantité d'ATP, la vitesse spermatique et la fréquence des battements des flagelles (Poupard et al., 1998 ; Dreanno et al., 1998).

CHAPITRE II
MATERIEL ET METHODES

Dans ce chapitre nous allons présenter notre approche expérimentale et le matériel utilisé, notre travail a été effectué dans un affluent d'oued Agrioun (station Gueridurare, **figure N° 05**) sur un poisson d'eau douce ; le barbeau (*Barbus barbus callensis*). La période d'échantillonnage est d'environ cinq mois (du 29/03/2009 au 12/08/2009) à raison d'une fois par semaine.

I. Travail de terrain

I.1. Echantillonnage

Notre travail commence toujours à l'aube, période d'activité des poissons, avec des mesures et observations des paramètres environnementaux, température de l'eau, conditions météorologiques, vitesse du courant, la couleur et le niveau de l'eau. Pour la pêche, nous avons utilisé une canne à pêche de type (Michelin) reliée à un filet transparent d'une maille de 2cm². Comme appât nous avons utilisé une pâte de semoule positionnée à l'extrémité fermée du filet. Nous avons constaté que le premier lancement est toujours fructueux avec un ou plusieurs individus pêchés et cela dès le contact du filet avec l'eau, cependant à partir de ce premier lancement la pêche devient de plus en plus difficile. Les individus pêchés sont mis dans un bidon de 30L d'eau de l'oued avec des renouvellements de cette eau toutes les heures pour maintenir les individus vivants jusqu'à l'arrivée au laboratoire. Nous avons en totalité effectué 23 sorties et 160 individus ont été pêchés, 106 individus de sexe mâle, 29 femelles et 25 de sexe indéterminé.

I.2. La température

La température de l'eau est mesurée à trois moments de la journée, la matinée, au milieu de la journée et le soir par un thermomètre de type (76mm Immersion) gradué de (-10 jusqu'à 110°C).

I.3. La photopériode

La photopériode est obtenue à partir d'un calendrier du ministère des affaires religieuses en considérant les heures de levée (Echourouk) et de couché du soleil (Elghouroube).

I.4. Le climat

Le climat est décrit par des observations visuelles directes (climat beau, ensoleillé, pluie, vents...etc). Il est à noter qu'à chaque fois que le climat est perturbé (vitesse du courant élevée), nous avons pu pêcher plus d'individus sur une courte durée.



Figure N° 05 : Photo satellitaire de la station d'échantillonnage (St. Ech. : station d'échantillonnage, coordonnées géographiques) (Source : Google Earth 2009).

II. Travail de laboratoire

Notre travail dans le laboratoire est divisé en deux parties, une première microscopique qui consiste en l'analyse du sperme, et une deuxième macroscopique qui consiste en des mesures sur les poissons et leurs organes.

II.1. Etude microscopique

II.1.1. Analyse du sperme

II.1.1.1. Collecte et analyse du volume spermatique

Le sperme est récupéré par des massages abdominaux doux dans des tubes à essais gradués positionnés au dessous de l'ouverture génitale et le volume récupéré est quantifié avec une pipette.

II.1.1.2. La mobilité massale et la mobilité progressive

Sous un microscope optique (16x40) la mobilité massale est estimée sur trois échelles, faibles, moyennes et fortes. La mobilité est faible lorsque moins de 30% des spermatozoïdes sont mobiles, moyenne lorsque c'est 50% et forte lorsque c'est supérieur à 80%.

Le pourcentage de la mobilité progressive est déterminé sur une échelle de 1 à 5, en fonction du pourcentage de spermatozoïdes qui traversent le champ de l'objectif du microscope optique, il est égale à 1 lorsque 0-5% de spermatozoïdes traversent le champ de l'objectif du microscope, 2 de 5-25%, 3 de 25-50%, 4 de 50-75% et 5 : 75-100% (**Trippel, 2003 ; Cosson et al., 2008c ; Cosson et al., 2008**).

II.1.1.3. La durée de la mobilité spermatique

La méthode utilisée est celle décrite par **Morisawa et al., (1983)**, sous un microscope optique (16x40), un prélèvement de 10µl du sperme est mis sur une lame sur laquelle on ajoute quelques gouttes d'eau (de l'Oued Agrioun), l'ensemble est couvert par une lamelle et on chronomètre le temps pendant lequel les spermatozoïdes sont mobiles (de l'activation à l'arrêt total).

II.1.1.4. La concentration spermatique

La concentration spermatique est calculée après une dilution de 10µl du sperme dans 10ml d'eau d'oued (1/1000), puis on ajoute à l'ensemble quelques gouttes de formol pour fixer les cellules spermatiques. Après 10 minutes on dépose 15 µl de la solution sur la cellule de Malassez et le nombre de spermatozoïdes (n) est calculé dans 5 grands carreaux.

La concentration spermatique par millilitre est obtenue par la formule suivante:

$$X = M \times 100 \times 10^3 (\text{dilution}) \times 10^3 \text{ spermatozoïdes.ml}^{-1}.$$

$$M = n / 5 \text{ (moyenne de cinq carreaux de 20 cellules chacun).}$$

II.2. Etude macroscopique

II.2.1. Les biométries des poissons

Les différentes longueurs, longueur totale (LT), longueur à la fourche (LF) et la longueur standard (LS) sont mesurées par une règle centimétrique comme décrite par **Ameur et al., (2003) et Bouhbouh (2002)**.

- la longueur totale de poisson (LT) est la longueur du poisson du point du museau à l'extrémité de la nageoire caudale.
- la longueur à la fourche (LF) est la longueur du poisson du point du museau jusqu'à la jonction de la nageoire caudale.
- la longueur standard (LS) est la longueur du poisson du point du museau jusqu'au point de formation de la nageoire caudale.

Les longueurs des quatre barbillons ont été mesurées par une règle millimétrique, et qui correspondent à la longueur des barbillons du point du museau à l'extrémité de chaque barbillon.

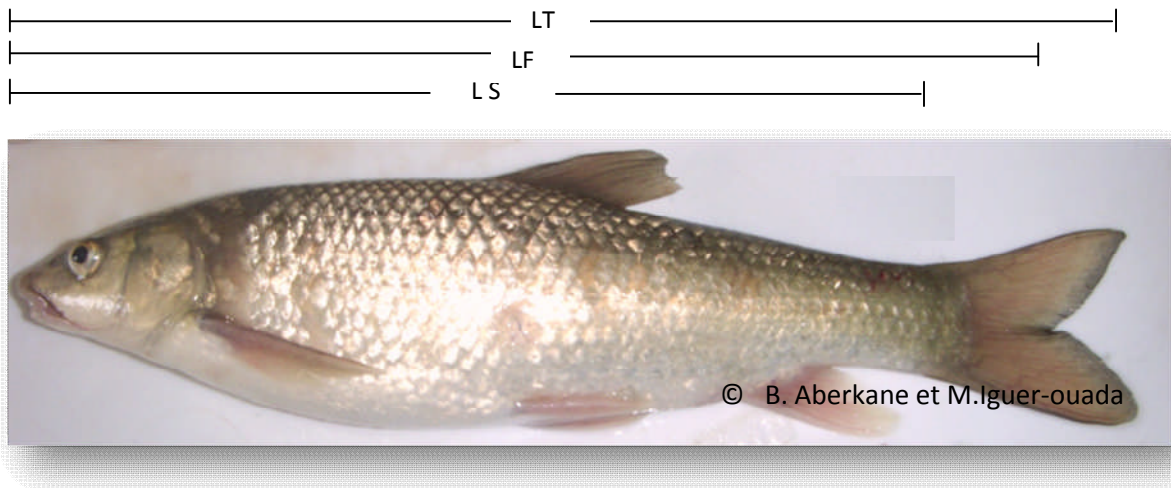


Figure N° 06 : Photo d'un barbeau (*Barbus barbuis callensis*) représentant les différentes longueurs mesurées (LT : longueur totale, LF : longueur à la fourche, LS : longueur standard).

II.2.2. Les Pesées

Les différentes pesées (en gramme) ont été effectuées sur une balance de précision de type (AR 2140), le poids total du poisson (PT), le poids éviscéré (PE) et le poids des gonades (PG) sont obtenus par la méthode décrite par **Ameur et al., (2003)**. Nous avons utilisé la même technique pour le poids du foie (PF) et le poids du contenu stomacal (PC).

II.2.3. La récupération des organes

Une incision ventrale est réalisée pour chaque individu pour récupérer ses viscères selon la technique de **Marcano et al., (2007)**.

Les organes récupérés sont les gonades, le contenu stomacal, le foie, les branchies, le système nerveux (hypophyse et hypothalamus) et les otolithes (sagitta). Les gonades et le contenu stomacal sont pesés puis conservés dans le formol à 10%, le



Figure N° 07 : Photo d'une dissection d'un barbeau pour récupération des viscères.

foie est simplement pesé sans le conservé, alors que les branchies et le système nerveux sont conservés directement dans le formol à 10%. Les otolithes sont nettoyées puis conservées à sec.

II.2.4. Observation des gonades

L'observation des gonades s'est effectuée par un examen à vue d'œil et sous loupe (10x2) pour déterminer les différents stades de reproduction. La gonade du mâle est de couleur blanche claire (**Figure N°08**) et la gonade de la femelle est de couleur rose jaunâtre (**Figure N° 09**). Dans certains cas, et en absence des gamètes (ovocytes ou sperme) il était difficile de déterminer le sexe de l'individu qui est alors classé comme indéterminé.



Figure N° 08 : Photo d'une gonade d'un mâle de barbeau (*Barbus barbus callensis*) au 5^{ème} stade.



Figure N° 09 : Photo d'une gonade d'une femelle de barbeau (*Barbus barbus callensis*) au 5^{ème} stade.

II.2.5. le Rapport gonado-somatique (RGS)

Le Rapport Gonado-Somatique (RGS) est le critère le plus utilisé dans les études qui s'intéressent à la reproduction des poissons pour quantifier le degré de la maturité sexuelle (Billard et al., 1974). Nous avons calculé le RGS selon la formule décrite par Lévêque et Paugy (1999) ; Leblanc, J., et Couillard, C., M., (1995) et Van aerle et al., (2001).

$$\text{RGSE} = \frac{\text{PG}}{\text{PE-PG}} \times 100$$

Où PG est le poids de la gonade et PE le poids éviscéré du poisson. Ce rapport représente la croissance relative des gonades par rapport à la masse totale du corps. Pour **Suquet et al., (1994)**, le RGS est un indicateur de l'efficacité de la spermatogenèse. Dans nos résultats nous allons utiliser l'abréviation RGSE où le E signifie que le rapport est calculé en considérant le poids du poisson éviscéré et non son poids total.

II.2.6. Rapport hépato somatique (RHS)

D'après **Ghorbel et al., (2002)** ; **Fehri-bedoui et al., (2002)**, le RHSE est calculé par la formule suivante :

$$\text{RHSE} = \frac{\text{PF}}{\text{PE}} \times 100$$

Le RHS est le rapport hépato-somatique, où PF est le poids du foie et PE le poids du poisson éviscéré. La variation de ce rapport pourrait être un bon indicateur de la mobilisation des réserves hépatiques pour le processus de reproduction.

II.2.7. Rapport du contenu stomacal éviscéré (RCSE)

Calculé par la formule suivante :

$$\text{RCSE} = \frac{\text{PCS}}{\text{PE}} \times 100$$

Où PCS est le poids du contenu stomacal et PE le poids du poisson éviscéré. L'abréviation RCSE signifie que le rapport est calculé en considérant le poids du poisson éviscéré et non son poids total.

III. Analyse statistique

Dans le présent travail nous avons utilisé le logiciel STATVIEW version 4.55 pour le traitement des données brutes, des analyses de variances ou des tests de t sont utilisées pour comparer les différences observées et des tests de corrélation sont utilisés pour comprendre les relations existantes entre les différents paramètres.

CHAPITRE III
RESULTATS ET DISCUSSIONS

Dans cette partie de notre travail, nous allons présenter l'essentiel des résultats obtenus. Nous l'avons divisé en deux parties, la première partie est relative à la relation entre les différents paramètres spermatiques et la deuxième partie est destinée aux variations des paramètres spermatiques par rapport aux paramètres somatiques.

I. Le Sex-ratio chez *Barbus barbuis callensis*

La distribution des deux sexes est représentée dans la **figure N°10**, nous pouvons voir que la population du barbeau (*Barbus barbuis callensis*) est en faveur des mâles, avec un pourcentage de 78,519 % pour ces derniers et 21,481 % pour les femelles.

Cette différence pourrait être due à plusieurs facteurs notamment à la prédominance des mâles pendant la période de reproduction et qui correspond exactement à la période de notre échantillonnage.

Ces mâles présenteraient alors une grande activité pendant cette saison et plusieurs d'entre eux courtiseraient une seule femelle ce qui nous donne une grande chance de pêcher plutôt des mâles que des femelles, le sexe ratio en faveur des mâles pendant la saison printanière est aussi signalé sur cette même espèce par **Bouhbouh (2002)** au Maroc.

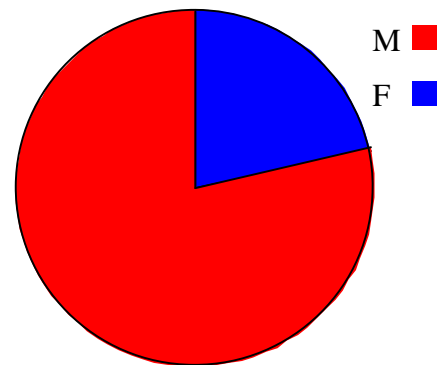


Figure N°10 : Diagramme en secteur pour la distribution du sexe.

Le barbeau n'est pas la seule espèce où le sexe ratio reste en faveur des mâles, en effet ceci est observé chez aussi à titre d'exemple chez le listao (*Katsuwonus pelamis*) (**Stéquert et Ramcharrun, 1996**), d'autres espèces au contraire le sexe ratio reste en faveur des femelles comme chez la crevette profonde (*Parapenaeus Longirostris*) (**Bekadja et al., 2009**) et chez le mullet (*Mugil cephalus*) (**Koné et Teugels 1999**). Certaines espèces comme l'anchois présentent un sexe ratio égal entre mâles et femelles (**Gaamour et al., 2004**), et d'autres un sexe ratio dynamique comme c'est le cas chez le rouget barbet (*Mullus barbatus*) où il est en faveur des femelles au printemps et en été alors qu'il est en faveur des mâles en période automnale (**Layachi et al., 2007**).

II. Variation des paramètres spermatiques

II. 1. Variation des paramètres spermatiques en fonction du temps

Dans le cadre de notre travail nous nous sommes fixés comme objectif de connaître la saison de reproduction du barbeau et cela en analysant les paramètres spermatiques au cours du temps. Nous pouvons ainsi voir sur la **figure N°11** qui représente le volume spermatique au cours du temps, que la semence est présente dès la fin du mois de mars jusqu'au début du mois d'août avec deux pics, le premier est situé au début du mois du mai et le deuxième au début du mois du juin.

Les valeurs maximales du volume spermatique ont été enregistrées au milieu de la saison de reproduction avec une moyenne de 4500 μ l au début du mois du juin. Pour les valeurs les plus basses elles sont retrouvées au début et à la fin de la période de reproduction. Les faibles valeurs du début présentent une augmentation graduelle pour atteindre un premier pic pour ensuite diminuer et augmenter vers un deuxième pic. A partir de ce dernier moment le volume spermatique chute progressivement pour atteindre des valeurs quasiment nulles à la mi-août. Ce moment pourrait donc être considéré comme la fin de la saison de reproduction. Cette évolution croissante du volume spermatique en fonction du temps pourrait suggérer un effet dynamique sur la fertilité de cette espèce. De même, les deux pics pourraient être des indicateurs qu'il existerait deux grands moments d'émission de sperme, un premier au début du mai et un deuxième au début du juin.

Les résultats obtenus au cours du présent travail sont en total concordance avec ceux rapportés par **Alavi et al., (2008b)** sur le barbeau fluviatile (*Barbus barbus*) et où le volume spermatique diminue à la fin de la saison de reproduction. De même, chez le brochet le volume spermatique est faible au début et à la fin de la saison de reproduction avec des valeurs maximales enregistrées au milieu de cette saison (**Montalembert et al., 1980**).

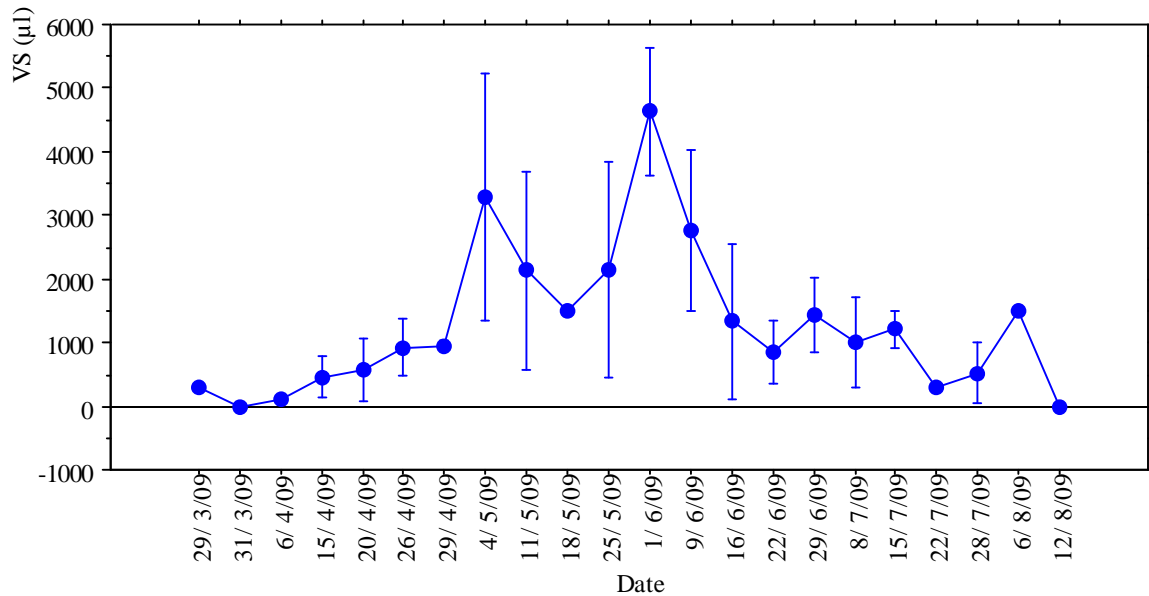


Figure N°11 : Courbe représentant la variation du volume spermatique (VS en microlitres, Moyenne \pm déviation standard) en fonction du temps.

Dans notre étude la concentration spermatique varie entre 0.300×10^9 et 25×10^9 spz.ml⁻¹, ces valeurs restent dans le même ordre que celles rapportées par **Alavi et al., (2008b)** pour le baebeau fluviatile (*Barbus barbuis*) où les concentrations varient entre $12,45 \times 10^9$ à $18,81 \times 10^9$ spz.ml⁻¹.

Pour la variation de la concentration spermatique par millilitre en fonction du temps (**Figure N°12**), nous pouvons observer à la différence du volume spermatique un seul pic obtenu au début du juin, et qui correspond au même moment que le deuxième pic du volume spermatique (**Figure N°11**) avec une concentration moyenne de 25 milliards spermatozoïdes.ml⁻¹. La concentration moyenne au début et à la fin de la saison de reproduction reste aussi relativement élevée avec une moyenne de 5×10^9 spz.ml⁻¹. Cependant il est à signaler que nous avons observé des spermatozoïdes matures et des cellules spermatiques sans flagelle au début de la saison, et seulement des spermatozoïdes matures (avec flagelle) à la fin de la saison de reproduction. Ceci suppose qu'au début de la saison de reproduction il ya dans le testicule des spermatozoïdes matures, et des cellules en voie de maturation (spermatides) signe d'une spermatogenèse et d'une spermiogenèse parallèles, alors qu'à la fin de la saison il y a surtout une spermiogenèse sans la fabrication de nouvelles cellules germinales. Cette variation de la concentration spermatique en fonction du temps est signalée aussi chez diverses espèces comme la truite arc-en-ciel (**Billard et al., 1971 ;**

Billard 1974 ; Malejac et al., 1990). Cependant chez cette espèce, à la différence de nos résultats, ces auteurs signalent des concentrations maximales en début de saison de reproduction et minimales à la fin.

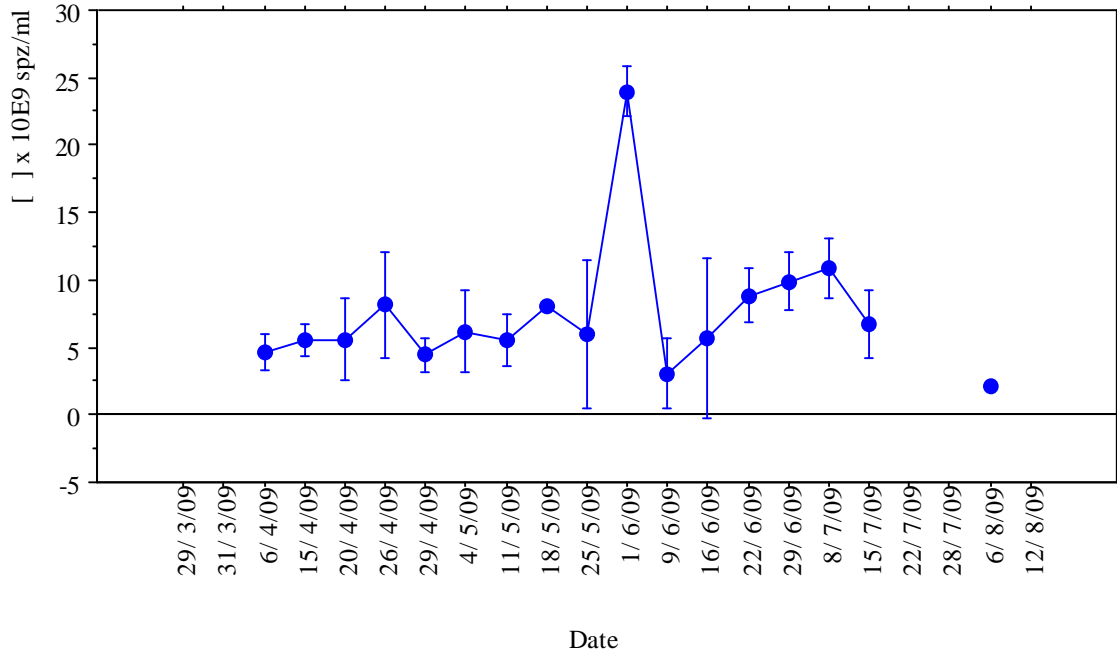


Figure N°12 : Courbe de variation de la concentration spermatique (en milliards /ml, Moyenne ± déviation standard) en fonction du temps.

Sur la **figure N°13** nous avons représenté la concentration spermatique de l'éjaculat relative au poids de la gonade (concentration par gramme de gonade) et en fonction du temps. Nous pouvons voir qu'au fur et à mesure qu'on avance dans le temps la concentration spermatique relative augmente pour atteindre un pic au début du mois de juin. Cela signifie qu'un gramme de gonade fabrique plus de spermatozoïdes en pleine saison qu'au début et à la fin. Ceci rejoint et renforce l'explication proposée ci-dessus concernant une dynamique variable dans la spermatogenèse du barbeau au cours de la saison de reproduction. D'ailleurs, la même constatation peut être faite pour le volume spermatique relatif au poids de la gonade (**Figure N°14**), même si les allures ne sont pas les mêmes que celles de la concentration spermatique de l'éjaculat relative au poids de la gonade (**Figure N°13**).

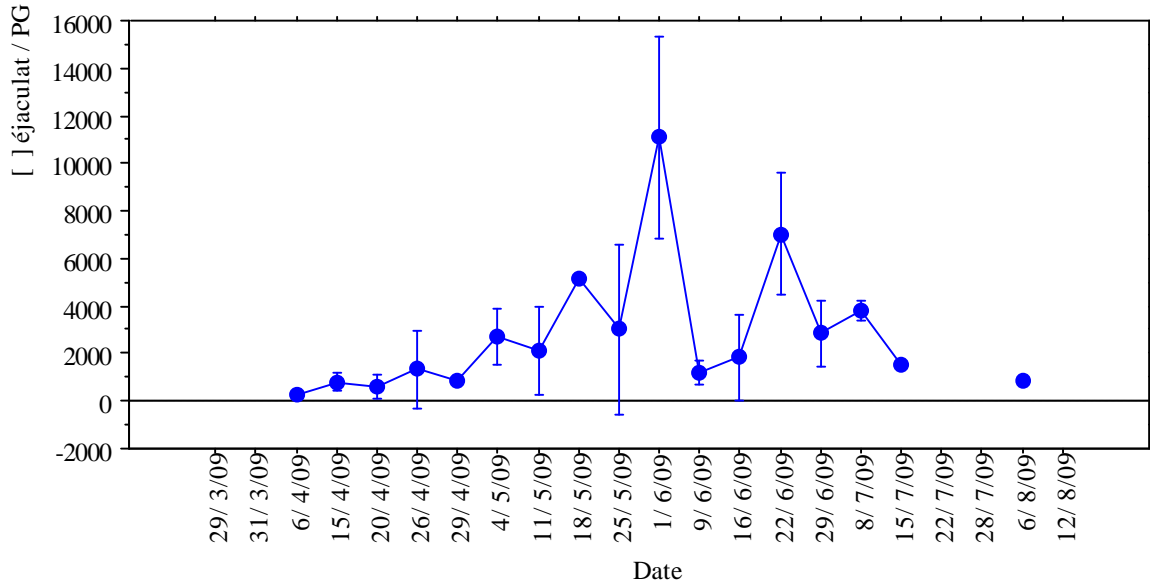


Figure N°13 : Courbe de variation de la concentration d'éjaculat (en milliards de spermatozoïdes) / PG (Poids de la gonade en gramme, Moyenne \pm déviation standard) en fonction du temps.

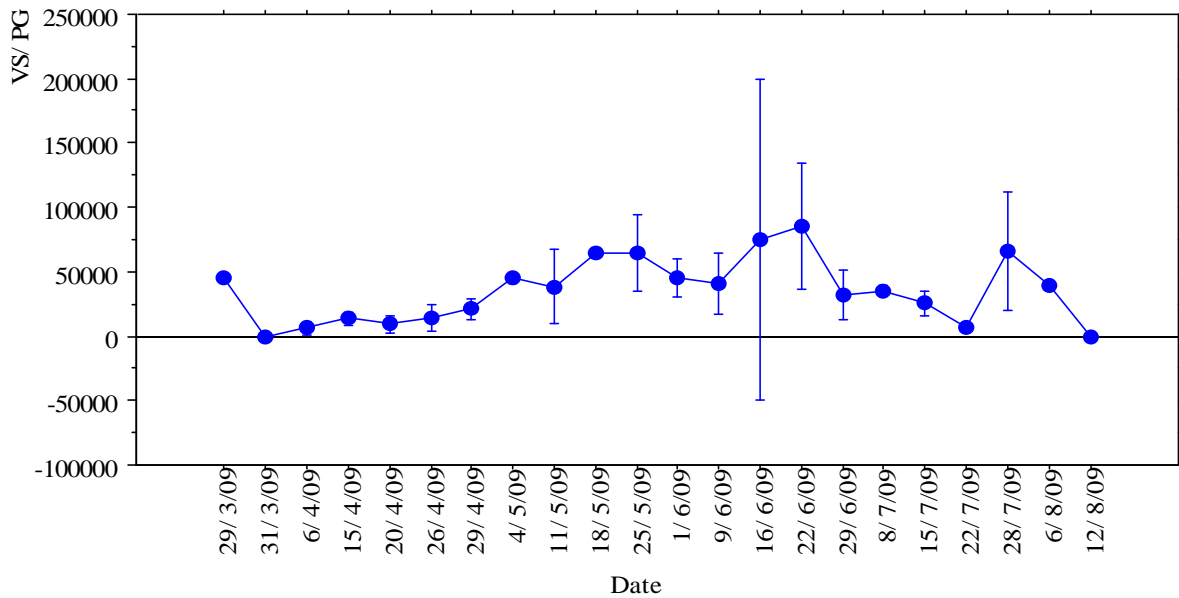


Figure N°14 : Courbe de variation du volume spermatique (VS en microlitres) relatif au poids de la gonade (PG en g, Moyenne \pm déviation standard) en fonction du temps.

Concernant la durée de mobilité des spermatozoïdes une fois mis dans l'eau, nous pouvons voir sur la **figure N°15** qu'au fur et à mesure qu'on avance dans le temps cette durée augmente graduellement pour atteindre un maximum au début du mois du mai avec une moyenne de 350 secondes. Il est donc apparent que le maximum de mobilité n'est pas atteint au même moment que le volume (**figure N°11**) et la concentration spermatique (**figure N°12**).

En terme de perspectives, il serait intéressant d'étudier la fertilité de cette espèce par des inséminations artificielles à des moments où c'est la mobilité qui présente des valeurs maximales, et à d'autres moments où c'est la concentration pour déterminer lequel de ces deux paramètres est le plus lié à la fertilité.

Les durées de mobilités maximale en pleine saison sont aussi signalées chez d'autres espèces de poissons comme le brochet (**Montalembert et al., 1980**) mais les valeurs des durées pour *Barbus callensis* restent intermédiaires par rapport à ce qui est rapporté dans la littérature. En effet, nos durées restent proches de celles signalées par **Burness et al., (2005)**.

Chez le crapet arlequin (*Lepomis macrochirus*) et supérieures à celles de la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) (**Christen et al., 1987 ; Kho et al., 2001**). Pour certaines espèces la durée de la mobilité est très longue ; chez le turbot (*Scophthalmus maximus*) elle varie de 1 à 17min (**Sequet et al., 1994**), pour le tilapia (*Oreochromis mossambicus*) elle dépasse 30min (**Morita et al., 2003**) et chez le maskinongé (*Esox masquinongy*) elle peut atteindre 120 min (**Lin et Dabrowski, 1996**).

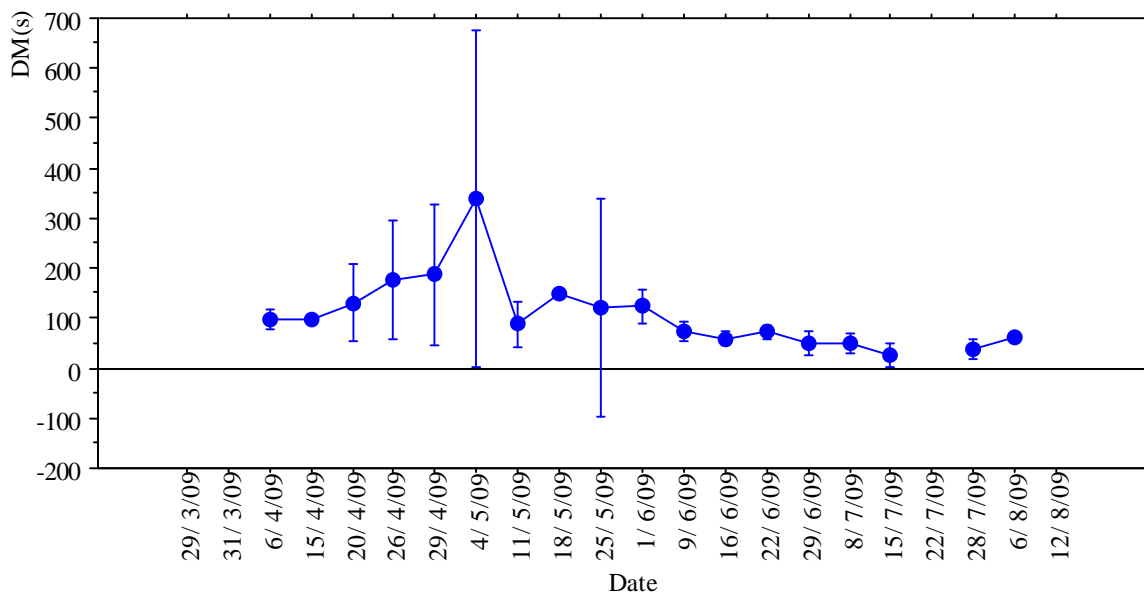


Figure N°15 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique (DM en secondes, Moyenne ± déviation standard) en fonction du temps.

II.2. Variation des paramètres spermatiques en fonction des poissons

II.2.1. Variation des paramètres spermatiques en fonction des poids des gonades

Un des objectifs que nous nous sommes fixés est d'étudier la reproduction du barbeau en relation avec des paramètres liés aux poissons eux mêmes. Sur la **figure N°16** nous avons représenté la variation du volume spermatique en fonction du poids de la gonade, nous pouvons observer sur cette figure qu'il existe une corrélation positive entre ces deux paramètres avec un coefficient de $r = 0,504$, ceci explique que le poids de la gonade est dans un certain degré responsable du volume spermatique, en pleine saison plus la gonade est grande plus le volume spermatique est important.

Par contre la concentration spermatique par millilitre, reste invariable malgré l'augmentation du poids de la gonade. L'absence de corrélation entre la concentration spermatique et le poids de la gonade nous renseigne sur un mécanisme de régulation de la concentration spermatique (à travers la régulation de la spermatogenèse), et qui fait que quand le barbeau est atteint sa maturité sexuelle, il existe une concentration constante par millilitre. Mais comme nous avons observé ci-dessous (**figure N°16**) que plus la gonade est grande plus le volume est important, il en résulte ainsi une plus grande production de spermatozoïdes.

Pour ce qui concerne l'évolution de la durée de la mobilité spermatique en fonction du poids de la gonade, nous pouvons observer là aussi (**figure N°18**) qu'il n'ya pas de corrélation entre les deux paramètres, ceci signifie qu'une petite gonade mature présente la même durée de mobilité qu'une grande gonade. Les mêmes conclusions sont à retenir pour le volume spermatique (**figure N°19**, $r = 0,365$), la concentration spermatique (**figure N°20** $r = 0,188$) et la durée de mobilité spermatique (**figure N°21**, $r = 0,174$) quand on considère le RGS, lequel représente le rapport : poids des gonades / poids des poissons et qui rapporte donc le poids de la gonade par gramme du poids.

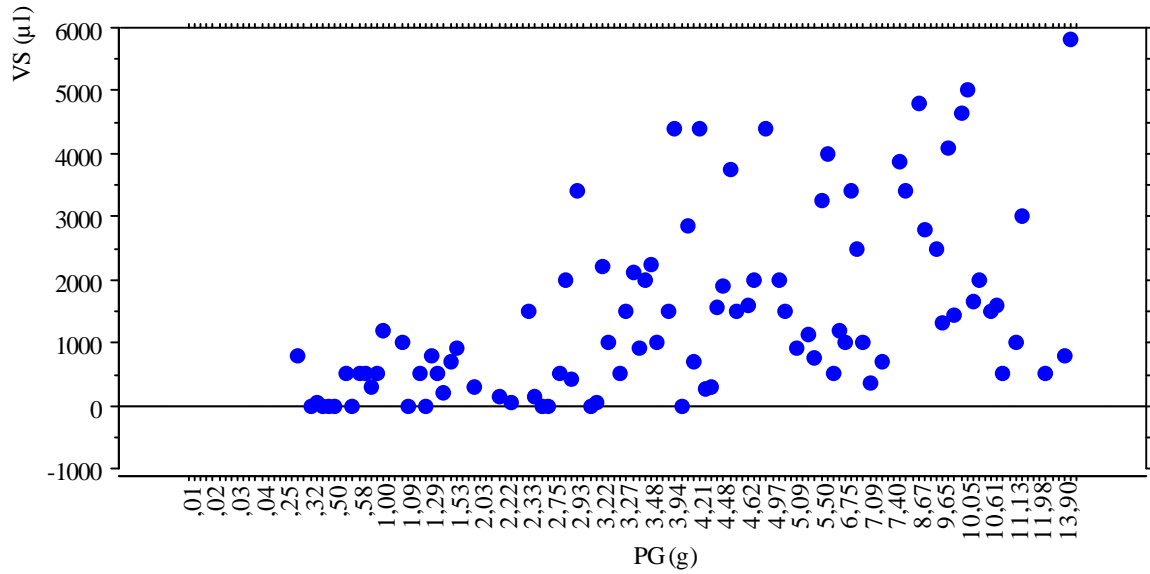


Figure N°16 : Courbe de variation du volume spermatique (VS en microlitres) en fonction du poids de la gonade (PG en g).

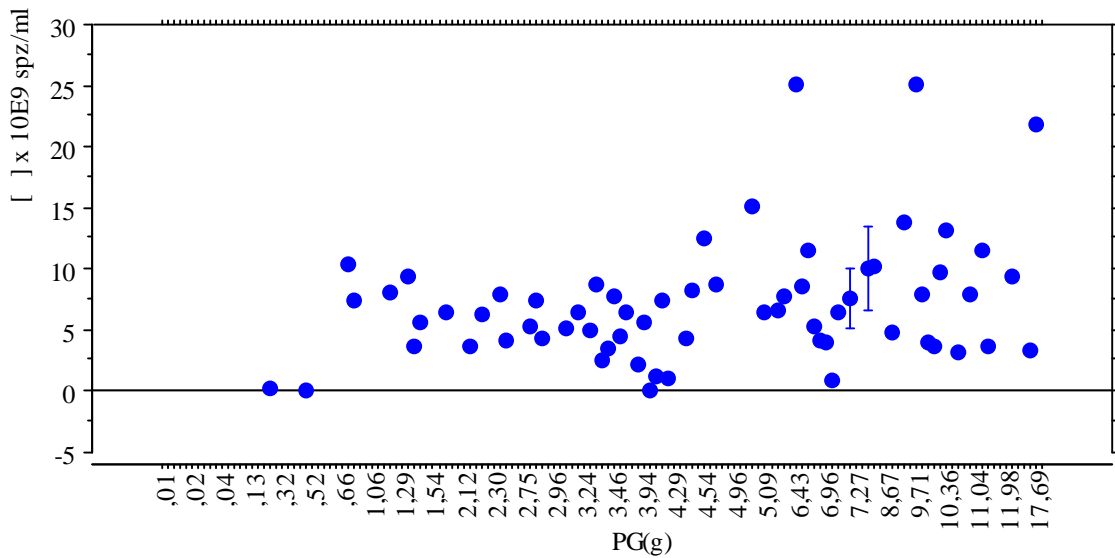


Figure N°17 : Courbe de variation de la concentration spermatique (en milliards /ml, Moyenne \pm déviation standard) en fonction du poids de la gonade (PG en g).

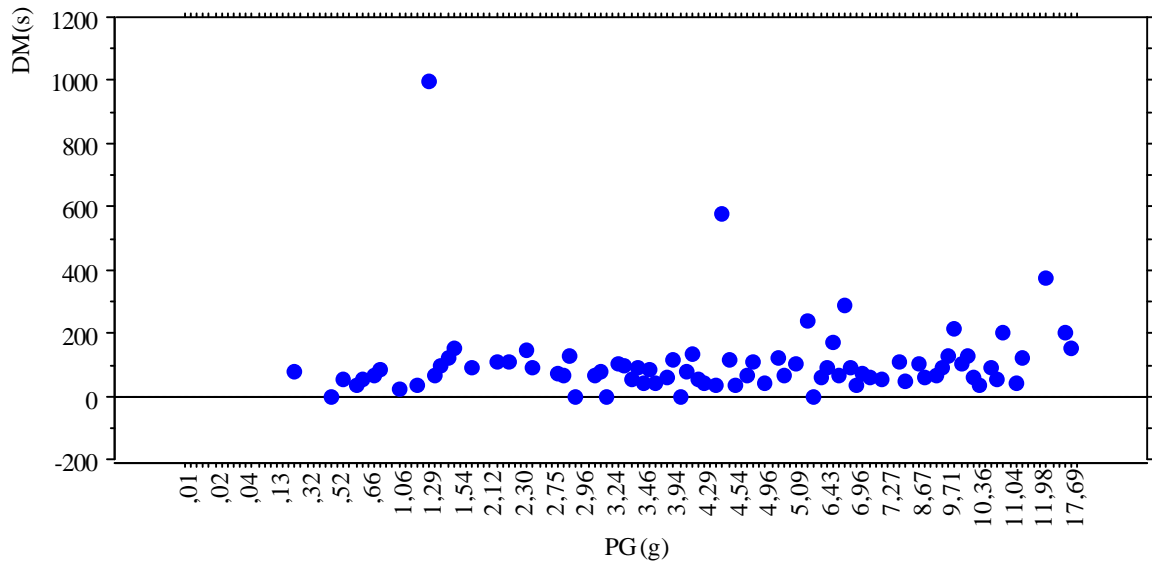


Figure N°18 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique (DM en secondes) en fonction du poids de la gonade (PG en g).

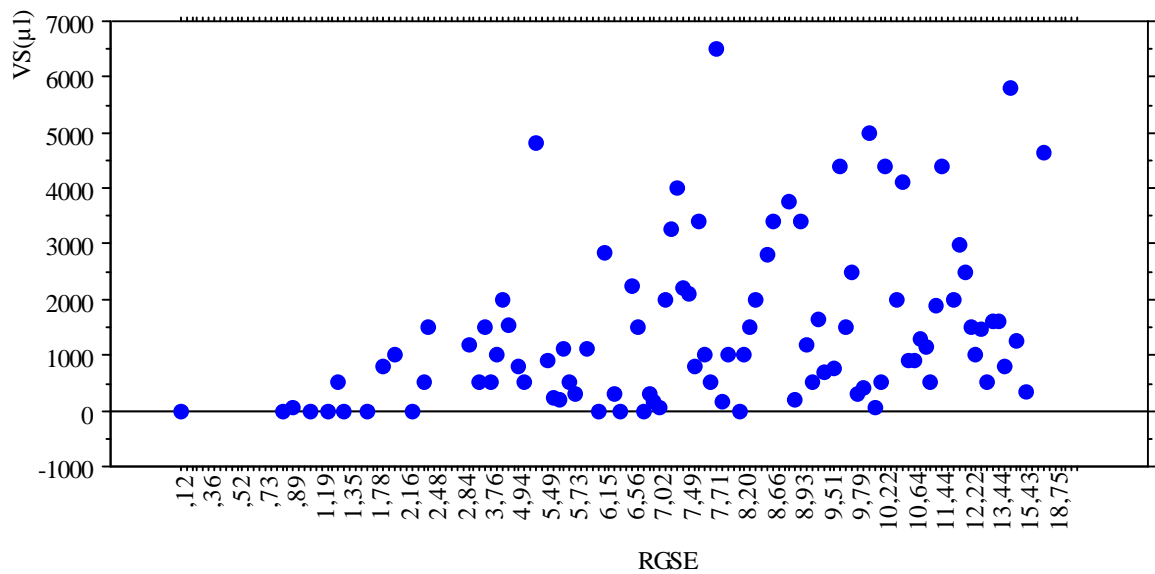


Figure N°19 : Courbe de variation du volume spermatique (VS en microlitres) en fonction du rapport gonado-somatique éviscéré (RGSE en %).

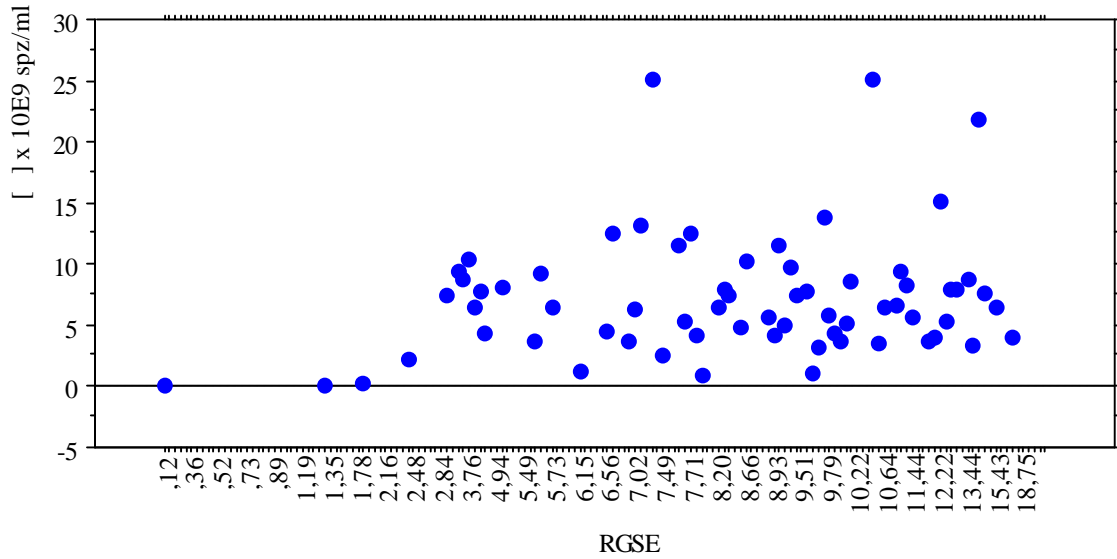


Figure N°20 : Courbe de variation de la concentration spermatique (en milliards /ml) en fonction du rapport gonado-somatique éviscéré (RGSE en %).

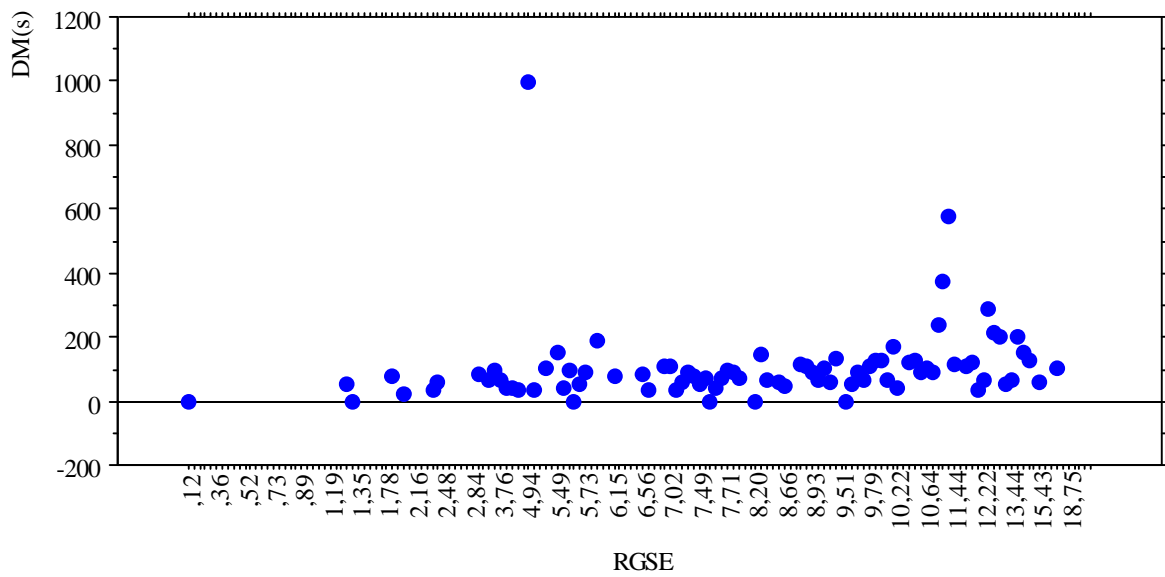


Figure N°21 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique (DM en secondes) en fonction du rapport gonado-somatique éviscéré (RGSE en %).

II.2.2. Variation des paramètres spermatiques en fonction des dimensions des poissons

La **figure N°22** représente l'évolution du volume spermatique en fonction du poids éviscéré, sur cette figure on observe une corrélation positive ($r = 0,463$) entre ces deux paramètres. Cela signifie que de la même manière que pour le poids des gonades (**figure N°16**), le poids des poissons affecte à un certain degré le volume du sperme émis. Par contre la corrélation est quasiment inexistante pour la concentration spermatique et encore plus pour la durée de la mobilité spermatique ($r = - 0,069$) (**Figure N°23 et N°24** respectivement). Les mêmes conclusions sont à retenir quand on considère les longueurs totales des poissons pour le volume ($r = 0,483$) (**figure N°25**), la concentration (**figure N°26**) et la durée de mobilité (**figure N°27**). Ces résultats sont contraires à ceux trouvés par **Alavi et al., (2009)** sur le barbeau fluviatil (*Barbus barbuis* L.) avec absence de corrélation entre le volume spermatique - poids du poisson et des corrélations positives avec la concentration spermatique.

La longueur des poissons pêchés dans le cadre de notre travail varie de 7,5 à 33,30 cm, ce qui correspond aux valeurs décrites pour *Barbus callensis* du Maroc (Oued Boufekrane) allant de 5 à 36 cm (**Cherghou et al., 2002**).

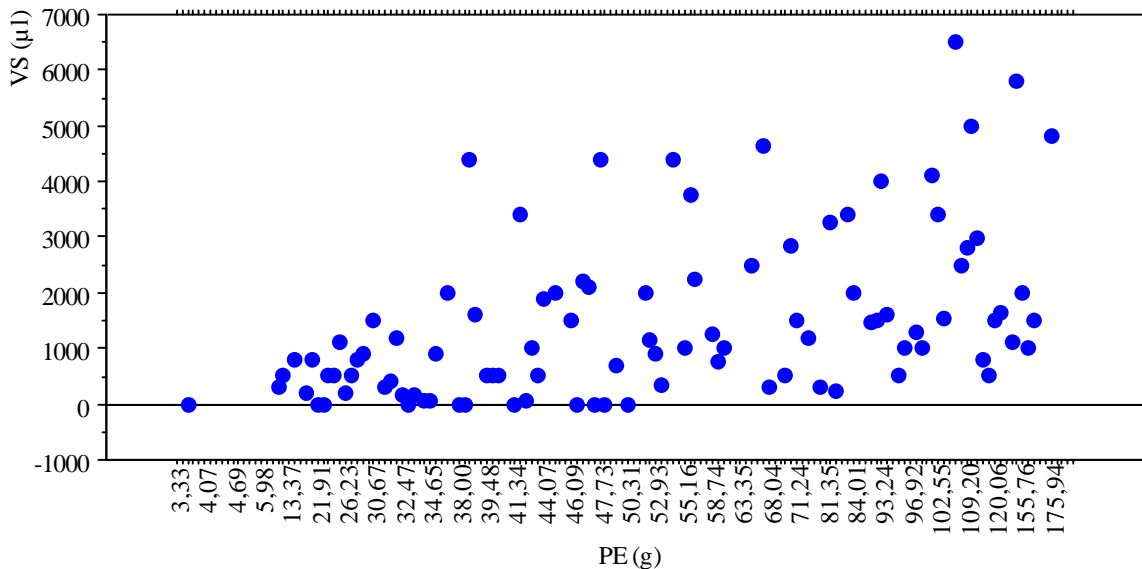


Figure N°22 : Courbe de variation du volume spermatique (VS en microlitres) en fonction du poids éviscéré (PE en g).

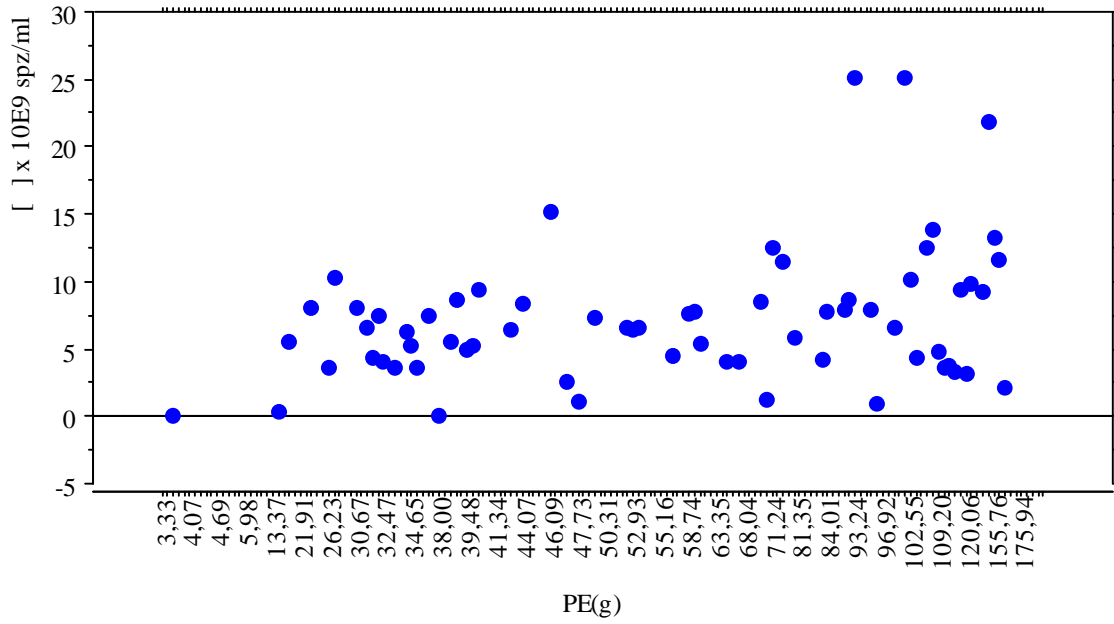


Figure N°23 : Courbe de variation de la concentration spermatique (en milliards /ml) en fonction du poids éviscéré (PE en g).

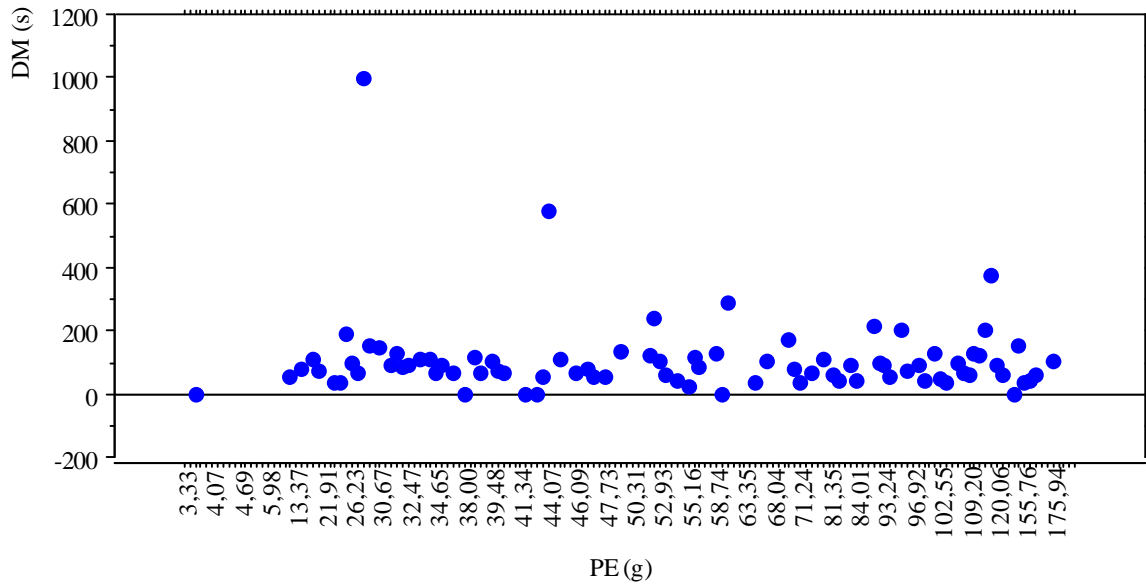


Figure N°24 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique (DM en secondes) en fonction du poids éviscéré (PE en g).

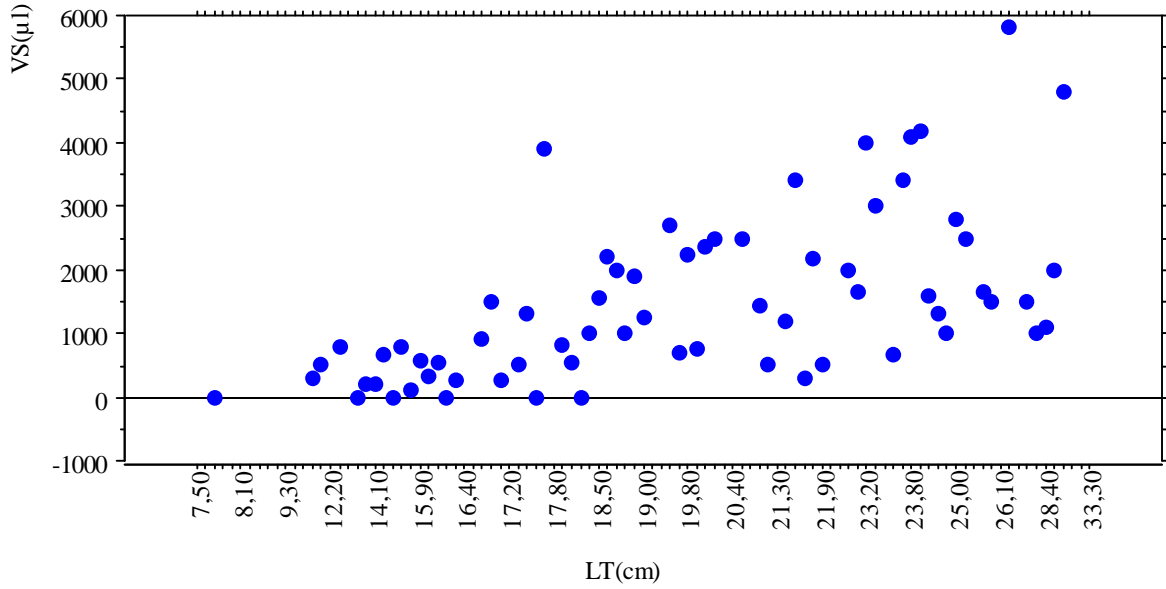


Figure N°25 : Courbe de variation du volume spermatique (VS en microlitres) en fonction de la longueur totale du poisson (LT en centimètres).

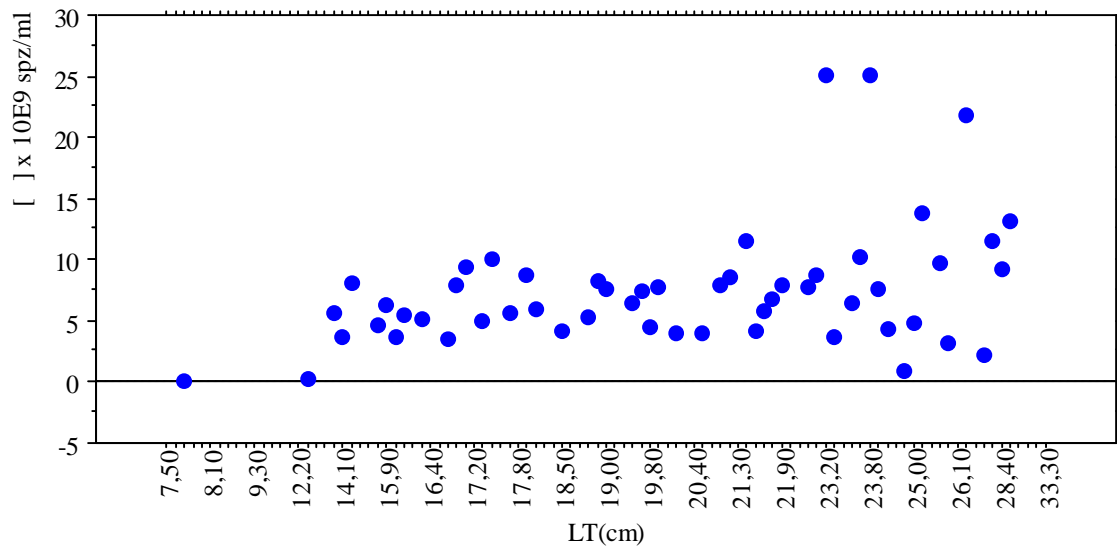


Figure N°26 : Courbe de variation de la concentration spermatique (en milliards /ml) en fonction de la longueur totale du poisson (LT en centimètres).

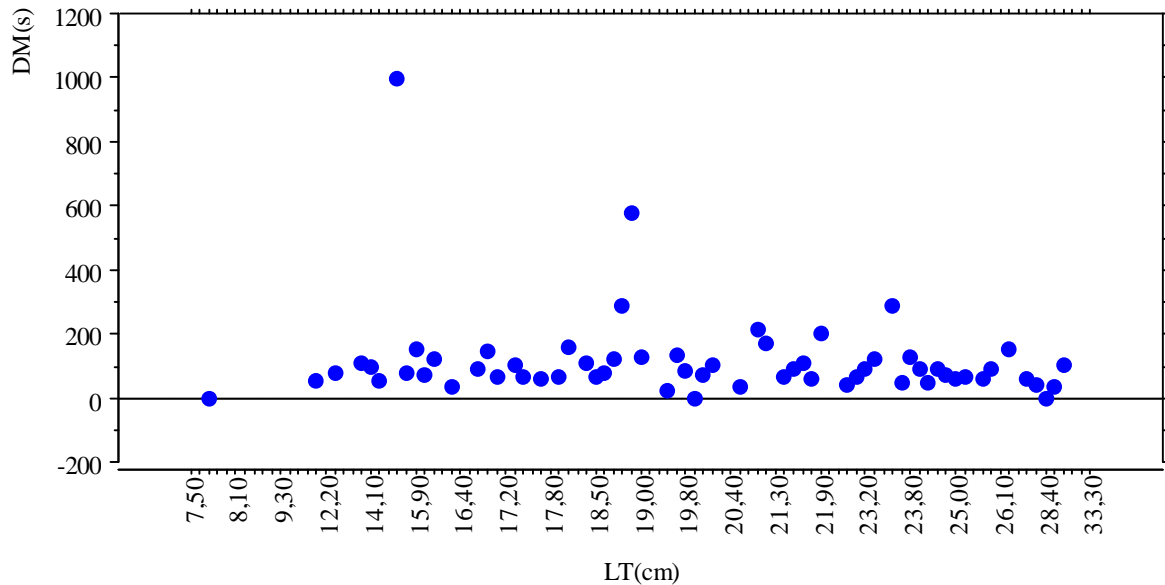


Figure N°27 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique (DM en secondes) en fonction de la longueur totale du poisson (LT en centimètres).

II.2.3. Variation des paramètres spermatiques en fonction du poids des foies

L'analyse de l'évolution du volume spermatique en fonction du rapport hépatosomatique éviscéré (RHSE) (**Figure N°28**) montre des résultats tout à fait inverses à ceux qui sont observés pour le poids des gonades (**figure N°16**) et du RGSE (**figure N°19**) avec une corrélation négative ($r = - 0,299$). Ceci signifie qu'à chaque fois qu'il y a une augmentation du volume spermatique il y a une diminution de RHSE et qui est expliquée par la mobilisation des réserves hépatiques par le poisson pendant la saison de reproduction pour les besoins de la spermatogenèse et de la spermiogenèse.

Par contre le RHSE semble n'avoir d'effet ni sur la concentration spermatique (**figure N°29**) ni sur la durée de la mobilité spermatique (**figure N°30**). Ces deux paramètres auraient donc des facteurs de régulation intra-testiculaires indépendants.

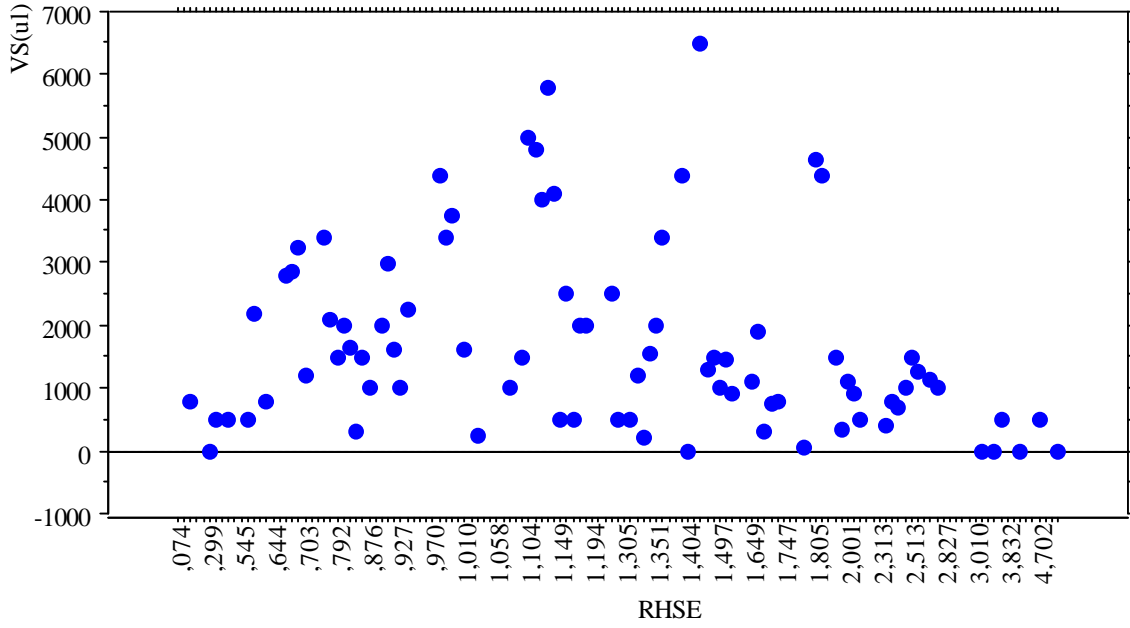


Figure N°28 : Courbe de variation du volume spermatique (VS en microlitres) en fonction du rapport hépatosomatique éviscéré (RHSE en %).

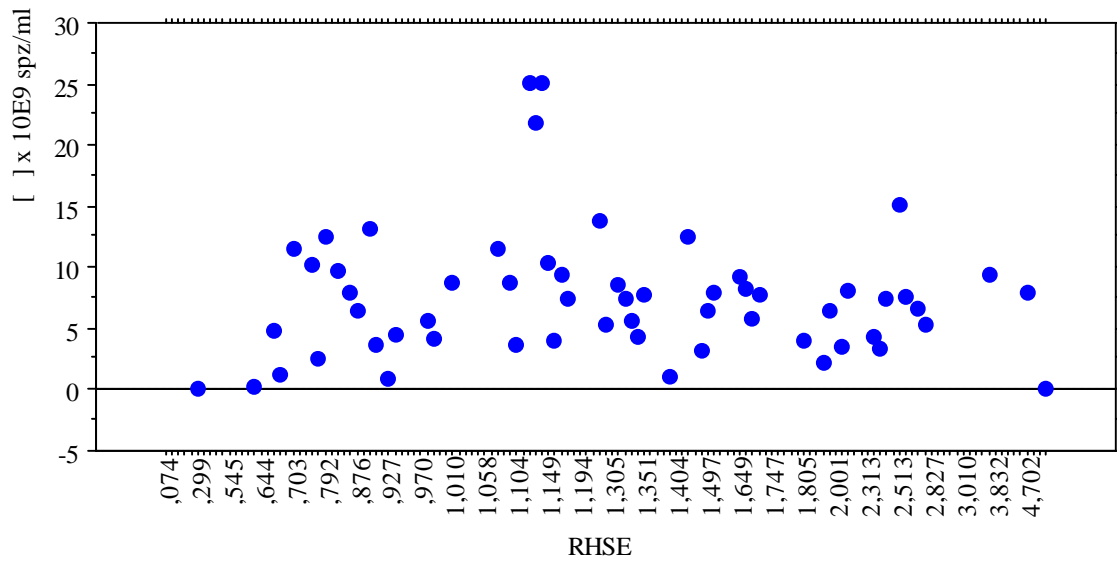


Figure N°29 : Courbe de variation de la concentration spermatique (en milliards /ml) en fonction du rapport hépatosomatique éviscéré (RHSE en %).

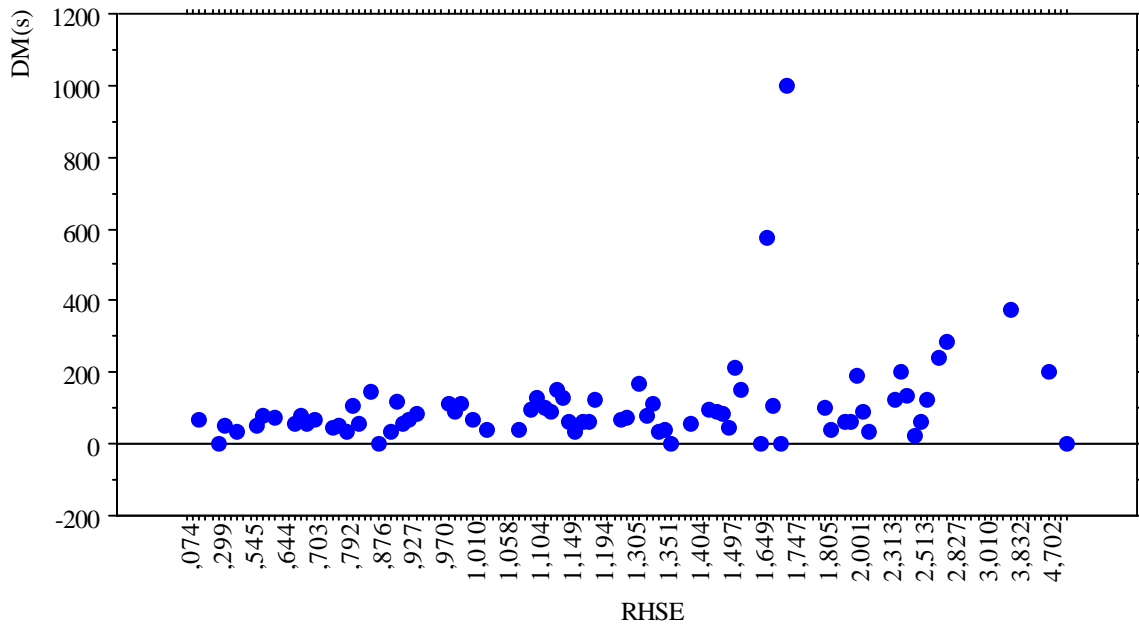


Figure N°30 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique (DM en secondes) en fonction du rapport hépato-somatique éviscéré (RHSE en %).

II.2.4. Variation des paramètres spermatiques en fonction du poids du contenu stomacal

La **figure N°31** représente la variation du volume spermatique en fonction du rapport : poids du contenu stomacal / poids du poisson éviscéré (RCSE) qui est indicateur de la vacuité de l'estomac. Nous pouvons voir dans ce cas que le volume spermatique a une tendance à être plus important quand le contenu stomacal est moins matérialisé par un coefficient de corrélation négatif ($r = - 0.363$). Cela signifie qu'en période de reproduction les mâles ont plus tendances à rechercher les femelles et à féconder les ovocytes que de l'alimentation. Ces résultats sont d'ailleurs identiques à ceux rapportés par **Cherghou et al., (2002)** chez *Barbus callensis* du Maroc.

Pour ce qui est de la concentration spermatique (**figure N°32**) et de la durée de mobilité (**figure N°33**), les mêmes constatations observées ci-dessus sont à retenir pour le contenu stomacal, avec aucun effet du RCSE sur ces deux paramètres spermatiques.

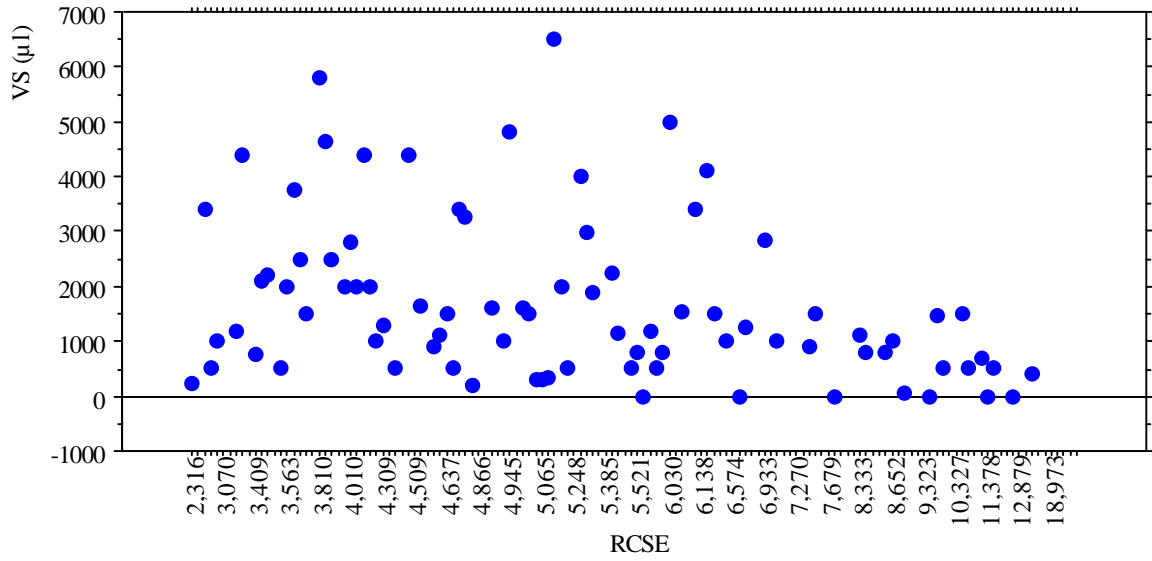


Figure N° 31 : Courbe de variation du volume spermatique (VS en microlitres) en fonction du rapport du contenu stomacal éviscéré (RCSE en %).

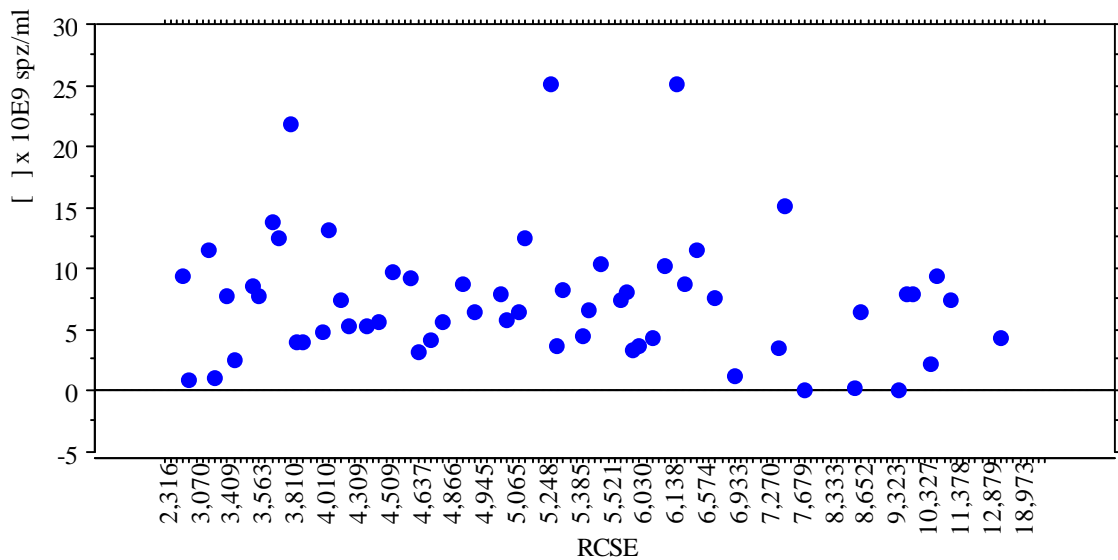


Figure N° 32 : Courbe de variation de la concentration spermatique (en milliards /ml) en fonction du rapport du contenu stomacal éviscéré (RCSE en %).

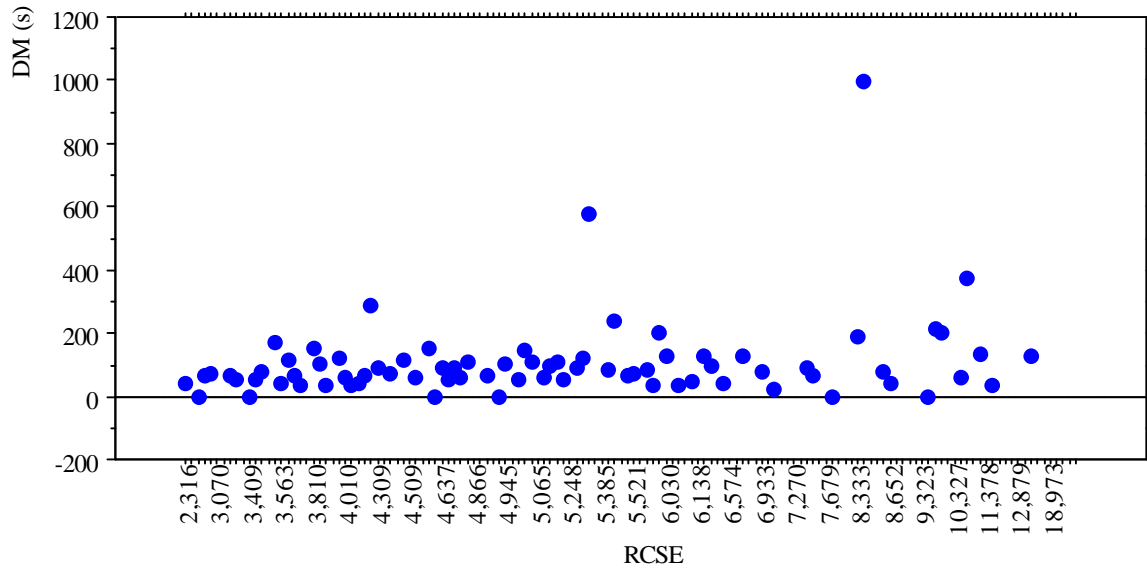


Figure N° 33 : Courbe de variation de la durée de la mobilité spermatique (DM en secondes) en fonction du rapport du contenu stomacal éviscéré (RCSE en %).

II.2.5. Relations RGS, RHSE et RCSE en fonction du temps

Habituellement, il est fait recours au rapport gonado-somatique pour étudier l'activité de reproduction des poissons, et ce n'est que dans très peu de situations où les paramètres spermatiques sont considérés. Sur la **figure N°34** nous avons représenté la variation du rapport gonado-somatique éviscéré en fonction du temps, nous pouvons voir que cet RGSE est faible au début puis augmente progressivement pour atteindre un premier pic en fin d'avril, puis un deuxième au début du juin pour ensuite présenter une diminution progressive et atteindre les valeurs les plus basses à la mi-août. En comparant cette évolution à celle des paramètres spermatiques nous pouvons voir que pour le volume spermatique (**figure N°11**) et la concentration d'éjaculat relative au poids de la gonade (**figure N°13**) le pic de production est obtenu quasiment un mois après celui du RGSE (début juin). Cela signifie que même si le RGSE reste un bon paramètre d'étude de la reproduction des poissons, il n'est pas aussi fin que celui de l'étude des paramètres spermatiques qui donne beaucoup plus de précision. Il est cependant important de signaler qu'il existe une meilleure corrélation du RGSE avec la durée de mobilité des spermatozoïdes (**figure N°15**) où en effet, on observe les pics des deux paramètres au même moment (début mai).

Le poids du foie reste un bon indicateur d'une consommation alimentaire et de stockage d'énergie chez les poissons (Vellas et al., 1994), dans notre cas il est important d'observer que l'évolution du RGSE est tout à fait inverse à celle du rapport hépatosomatique (figure N°35), indiquant ainsi la mobilisation des réserves hépatiques pour la fonction de reproduction. Cependant, cette mobilisation n'est pas la seule à incriminer dans la diminution du poids hépatique, il faut lui associer une chute de l'activité d'alimentation pendant la saison de reproduction. En effet, en analysant le poids du contenu stomacal (figure N°36) nous pouvons voir que les valeurs les plus basses sont observées en pleine saison de reproduction, et le redémarrage de l'activité d'alimentation n'est observé qu'à la fin, et c'est d'ailleurs à ce moment que le contenu stomacal devient verdâtre signe d'une reprise de la végétation.

L'évolution du RHSE dans notre travail reste identique à celle rapportée par Bouhbouh (2002) sur le *Barbus callensis* et *Barbus fritschi* au Maroc. De même, différents auteurs signalent cette évolution inverse entre RGSE et RHSE chez plusieurs espèces de poissons comme le choquemort (*Fundulus heteroclitus*) (Leblanc, J., et Couillard, C., M., 1995), le crénilabre paon (*Symphodus crenilabrus tinca* Linnaeus, 1758) (Ghorbel et al., 2002) et le mullet (Fehri-bedoui et al., 2002). Cependant chez les espèces où les réserves hépatiques n'interviennent pas dans le processus de reproduction, comme le rouget barbet (*Mullus barbatus*) le RHSE reste inchangé par rapport à l'évolution du RGSE (Layachi et al., 2007).

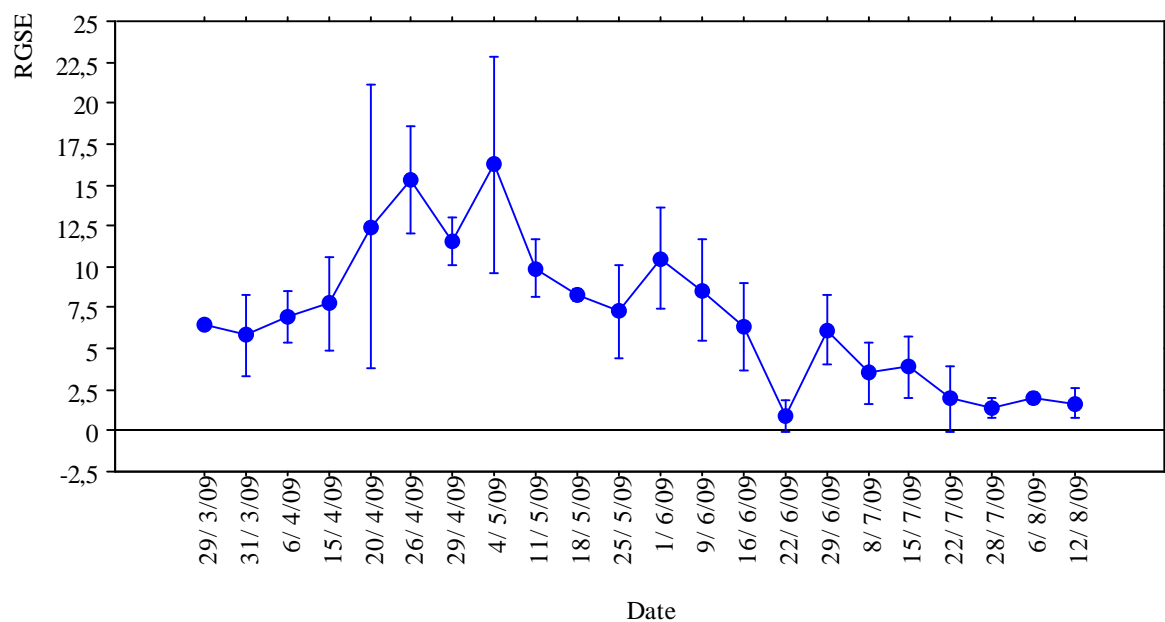


Figure N°34 : Courbe de variation du rapport gonado-somatique éviscéré (RGSE en %, Moyenne ± déviation standard) en fonction du temps.

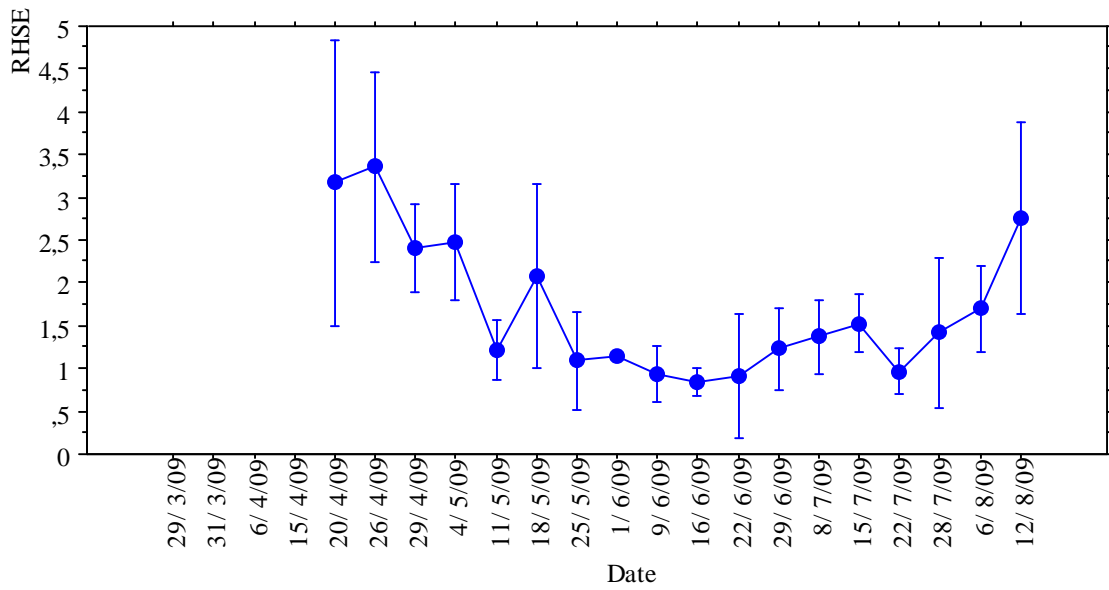


Figure N°35 : Courbe de variation du rapport hépato-somatique éviscéré (RHSE en %, Moyenne \pm déviation standard) en fonction du temps.

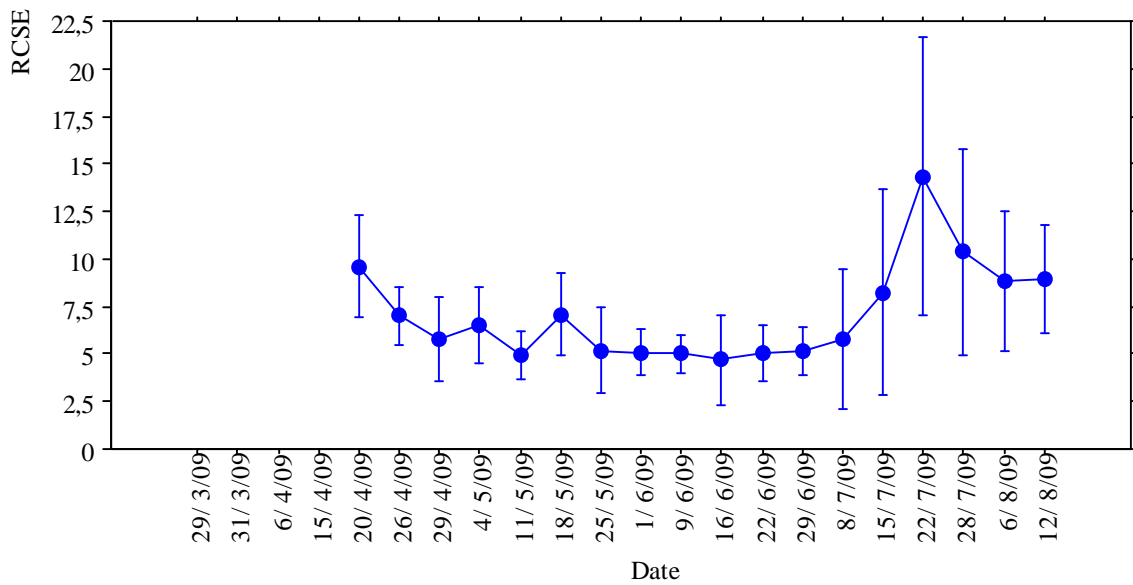


Figure N°36 : Courbe de variation du rapport du contenu stomacal éviscéré (RCSE en %, Moyenne \pm déviation standard) en fonction du temps.

En comparant le RGS des mâles et femelles nous avons constaté que ce paramètre reste élevé chez ces dernières, en effet les valeurs des femelles, notamment durant les mois d'avril et mai, restent aux alentours de 15% alors qu'elles ne sont que de 10% pour les mâles (**figure N°37**). Ces chiffres restent plus importants que ceux décrits par **Bouhbouh (2002)** pour *Barbus callensis au Maroc* et où les valeurs de RGS sont de 5,75% chez la femelle et 4,44% chez le mâle, probablement imputables aux conditions environnementales de chaque région d'étude. Cette supériorité du RGS des femelles par rapport aux mâles est aussi signalée par **Mutambue (1996)** pour *Barbus holotaenia*.

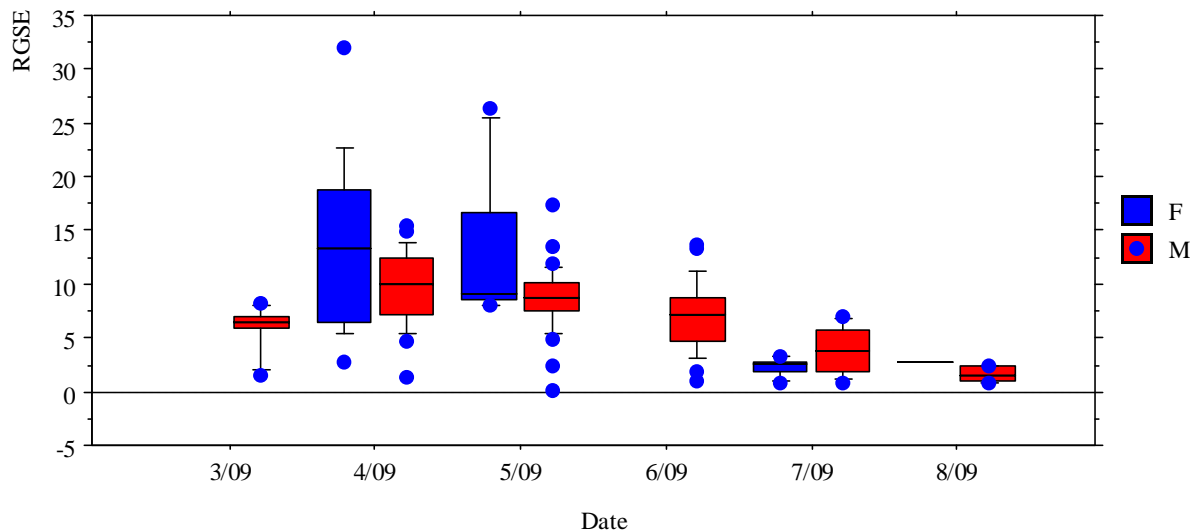


Figure N°37 : Graphe en boîte représentant la variation du rapport gonadosomatique éviscéré (RGSE en %) en fonction du temps (la ligne au milieu de la boîte représente la médiane) et par sexe du poisson (M : mâle et F : femelle).

II.2.6. Variation des paramètres de reproduction en fonction des facteurs environnementaux

Les poissons vivent dans des milieux environnementaux différents et dans des biotopes très variés ce qui produit une grande diversité dans les stratégies de reproduction. La relation entre ses facteurs environnementaux et les poissons est située dans le système neuroendocrinien et endocriniens (**Billard et Breton, 1981**). Chez les poissons, la température et la photopériode jouent un rôle clé dans la détermination de la saison de ponte (**Billard, 1979 ; Poncin et al., 1987 ; Beelen et al., 1999 ; Mattheeuws et al., 1981**). De même, les interactions entre ses deux facteurs pourraient être le paramètre déclencheur de la fonction de reproduction (**Mattheeuws et al., 1981**). Particulièrement chez les cyprinidés, dont fait partie le barbeau, l'étude du régime thermique est très importante dans la détermination de la saison de reproduction (**Billard, 1979**).

En plus de ces facteurs, il existe encore d'autres tels que l'alimentation, la sociabilité et l'environnement physique qui peuvent être capitaux.

Sur la **figure N°38** qui représente la variation de la température moyenne de l'eau en fonction du temps, on observe que les valeurs minimales de la température moyenne de l'eau ont été observées au début de la saison de reproduction et qui correspond au mois d'avril (13 °c), puis elles augmentent progressivement jusqu'à atteindre les valeurs maximales au mois d'aout (27 °c) à la fin de la saison.

Concernant la photopériode (**Figure N°39**), les valeurs minimales de durée du jour ont été observées au début de la saison (12h, 35min) (Fin du mois du mars) puis ces valeurs augmentent progressivement pour atteindre le maximum à la mi-juin (14h, 45min) pour diminuer progressivement à la fin de la saison de reproduction (13h, 45min).

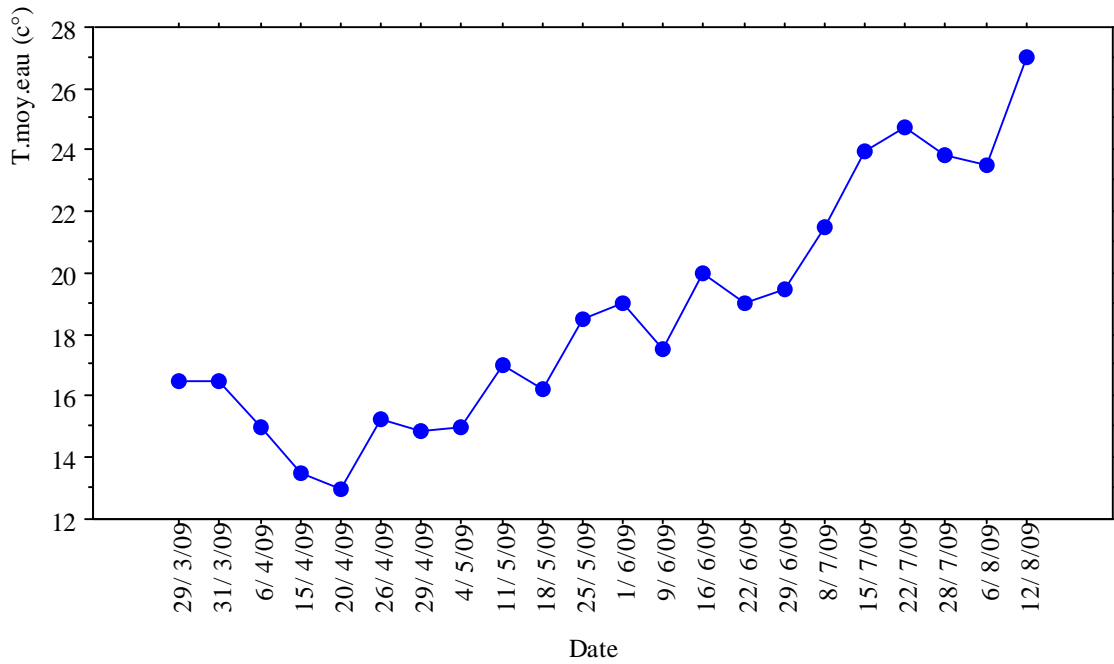


Figure N° 38 : Courbe de variation de la température moyenne de l'eau (T.moy.eau en °C) en fonction du temps.

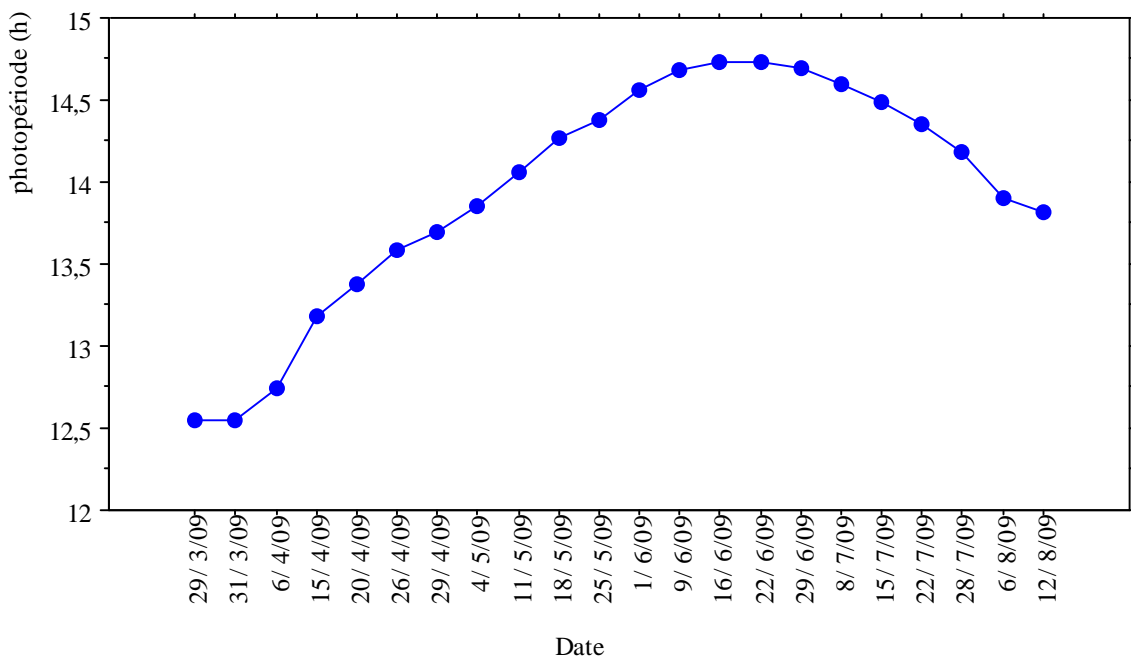


Figure N° 39 : Courbe de variation de la photopériode (en heure) en fonction du temps.

En comparant l'évolution des paramètres environnementaux (température et photopériode) avec les différents paramètres de reproduction considérés dans notre travail, RGSE (**figure N°34**), volume spermatique, concentrations spermatiques (**figure N°11, figure N°12**) et durée de mobilité spermatique (**Figure N°15**), nous pouvons voir qu'il ya un meilleur parallélisme avec l'évolution de la photopériode qu'avec la température. Ceci nous pousse à considérer que probablement la reproduction du *Barbus barbuis callensis* est plus conditionnée par la photopériode, et cela aussi bien dans son déclenchement que dans son arrêt, alors que la température serait plus impliquée dans le déclenchement, sauf s'il existe une température maximale au-delà de laquelle la reproduction est inhibée.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Conclusion

Le présent travail est le premier à être mené sur les paramètres spermatiques de l'espèce *Barbus barbuis callensis*. Cette approche est adoptée dans le but de caractériser la physiologie de reproduction de cette espèce et de déterminer plus particulièrement sa saison de reproduction en ciblant le mâle, et en déterminant les facteurs liés au temps, à l'environnement et à l'individus susceptibles de faire varier les paramètres spermatiques et donc à terme les performances de reproduction.

Les paramètres de reproduction que nous avons considérés sont le RGS, le volume et la concentration spermatiques et la durée de mobilité des spermatozoïdes une fois en contact avec l'eau.

Sur la base de cet ensemble de paramètres, la saison de reproduction du barbeau (*Barbus barbuis callensis*) dans l'oued Agrioun (Algérie) est située entre la fin du mois de mars et le début du mois d'août. Le sex-ratio de cette espèce est en faveur des mâles, avec un pourcentage de 78,519 % pour ces derniers et 21,481 % pour les femelles.

Les valeurs maximales du volume, de la concentration et de la concentration spermatiques de l'éjaculat ont été enregistrées au milieu de la saison de reproduction aux alentours du début du mois de juin. Cependant, la durée maximale de la mobilité des spermatozoïdes est enregistrée au début du mois de mai, qui correspond aussi aux maximums du RGSE.

La variation des caractéristiques spermatiques en fonction des paramètres liés à l'individu font ressortir que le volume spermatique est influencé par aussi bien le poids absolu de la gonade que le RGSE. De même, ce volume est influencé par le poids éviscéré et par la longueur des poissons. Par contre, la concentration spermatique par millilitre et la durée de mobilité des gamètes reste invariable en fonction du temps, du poids des gonades, de la longueur des poissons, du RHSE et du RCSE.

Pour ce qui est de la relation des paramètres spermatique avec le foie, il en ressort une corrélation négative du volume avec le RHSE signifiant ainsi, la mobilisation des réserves hépatiques dans l'effort de reproduction. Cette même corrélation négative est retrouvée aussi entre le volume spermatique et le poids du contenu stomacal.

Pour ce qui est du RGSE il a montré une évolution inverse par rapport au RHSE et au RCSE, signifiant ainsi l'utilisation des réserves hépatiques et stomacales dans la reproduction.

Pour ce qui est des facteurs environnementaux, il en ressort que la photopériode est celle qui semble être la plus liée à la dynamique de reproduction, la température serait plus liée au déclenchement de la saison de reproduction.

Cette étude ouvre plusieurs perspectives concernant la compréhension des mécanismes impliqués dans la physiologie de la reproduction et la biologie des poissons d'eau douce en général et du barbeau en particulier. Ainsi il est important de s'orienter vers l'analyse moléculaire de la mobilité spermatique chez cette espèce (composition du liquide séminal, composition de la cellule spermatique et mécanismes du déclenchement de la mobilité spermatique), de même il est intéressant d'appliquer les connaissances acquises dans cette expérience sur d'autres poissons à intérêt économique. De même, l'étude histologique des gonades et de l'hypophyse nous permettra de mieux situer dans le temps les différentes phases de la gamétogenèse (spermatogenèse, spermiogenèse et spermiation).

En perspective, il serait aussi intéressant de s'orienter vers l'étude de l'influence de certains facteurs négatifs comme le parasitisme et la pollution sur les performances de reproduction du barbeau.

Enfin, la maîtrise des techniques de procréation médicalement assisté comme la congélation du sperme et l'insémination artificielle pourrait être une des voies à explorer pour aussi bien protéger et restaurer la biodiversité, et apporter un appoint à la production de poissons à intérêt économique.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

- Abascal, F. J., Cosson, J., Fauvel, C., 2008.** Characterization of sperm motility in sea bass: the effect of heavy metals and physicochemical variables on sperm motility. *Journal of Fish Biology*. 509-522.
- Alavi, S. M. H., Cosson, J., 2005.** Sperm motility in fishes: (I) Effects of temperature and pH: a review. *Cell Biology International*. 29, 101-110.
- Alavi, S. M. H., Cosson, J., 2006.** Sperm motility in fishes. (II) Effects of ions and osmolality. *Cell Biology International*. 30, 1-14.
- Alavi, S. M. H., Cosson, J., Karami, M., Amiri, B. M., Akhoundzadeh, M. A., 2004.** Spermatozoa motility in the Persian sturgeon, *Acipenser persicus*: effects of pH, dilution rate, ions and osmolality. *Reproduction*. 128, 819-828.
- Alavi, S. M. H., Psenicka, M., Policar, T., Rodina, M., Kozak, P., Linhart O., 2008.** Sperm characteristics in *Barbus barbus* as a function of nutrition throughout the reproductive season. *Cybiurn*, 32(2) suppl., 200-201.
- Alavi, S.M.H., Psenicka, M., Rodina, M., Policar, T., Linhart, O., 2008b.** Changes of sperm morphology, volume, density and motility and seminal plasma composition in *Barbus barbus* (Teleostei: Cyprinidae) during the reproductive season. *Aquat. Living Resour.* 21, 75-80.
- Alavi, S.M.H., Rodina, M., Policar, T., Linhart, O., 2009.** Relationship between semen characteristics and body size in *Barbus barbus* L. (Teleostei: Cyprinidae) and effects of ions and osmolality on sperm motility. *Comparative Biochemistry and Physiology. Part A* 153, 430-437.
- Almaça, C., 1976.** La spéciation chez les Cyprinidés de la péninsule Ibérique. *Trav. Inst. Pêches marit.*, 40 (3 et 4), 399-411.
- Almaça, C., 1990.** Neogene Circum-Mediterranean paleogeography and Euro-Mediterranean *Barbus* biogeography. *Arq. Mus. Bio.*, (4), 585-611.
- Ameur, B., Bayed, A., Benazzou, T., 2003.** Rôle de la communication de la lagune de Merja Zerga (Gharb, Maroc) avec l'océan Atlantique dans la reproduction d'une population de *Mugil cephalus* L. (Poisson Mugilidae). *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie*, n°25, 77-82.

B

- Bacha, M., Amara, R., 2007.** Les poissons des eaux continentales d'Algérie. Étude de l'ichtyofaune de la Soummam. *Cybium*. 31(3), 351-358.
- Baras, E., 1992.** Etude des stratégies d'occupation du temps et de l'espace chez le barbeau fluviatile, *Barbus barbus* (L.). Ed. Service d'éthologie et de psychologie animale. Musée de Zoologie de l'université du liège. 12 (2-3), 125-442. Pp.145-148.
- Baras, E., Cherry, B., 1990.** Seasonal activities of female barbe1 *Barbus barbus* (L.) in the River Ourthe (Southern Belgium), as revealed by radio tracking. *Aquat. Licing Resour.* 3, 283-294.
- Barrie G.M.J., 1991.** Fish evolution and systematics : Evidence from spermatozoa. Ed. Cambridge University. hard back. Pp. 248.
- Beelen, R., Rinchard, J., Kestemont, P., Micha, J.-C., Guimarães, P. M., 1999.** Etude comparative de la stratégie de reproduction du gardon (*Rutilus rutilus* L.) et du goujon (*Gobio gobio* L.) sous des conditions thermiques contrôlées : relation entre la température et l'ovogenèse. *Boletim do Instituto de Pesca, São Paulo*, 25 (único), 31-43.
- Bekadja, I.B., Mouffok, S., Kherraz, A., Boutiba, Z., 2009.** Etude préliminaire sur la biologie et la dynamique des populations de la crevette profonde *Parapenaeus Longirostris* (LUCAS, 1846) de la façade maritime Oranaise. *European Journal of Scientific Research*. Vol. 36 N° 1, Pp.134-144.
- Berrebi, P., 1979.** Omniprésence d'une Myxosporidie chez les barbeaux Marocains (Poissons Téléostéens-Cyprinidés). *Bulletin de l'institut Scientifique, Rabat*, N°4, Pp191-192.
- Berrebi, P., 1983.** Biologie d'une Myxosporidie parasite des barbeaux (poissons, Cyprinidés) du versant Atlantique du Maroc. *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat*, N°7, Pp.171-176.
- Billard, F., Breton, B., Jalabert, B., 1971.** La production spermatogénétique chez la truite. *Ann.Biol. Anim. Bioch. Biophys.*, 11(2), 199-212.
- Billard, R., 1974.** La production spermatogénétique de la truite arc-en-ciel au cours du premier cycle reproducteur. *Bulletin français de pisciculture*. No 253, 2^{ème} trimestre.
- Billard, R., 1979.** La gamétogenèse, le cycle sexuel et le contrôle de la reproduction chez les poissons Téléostéens. *Bulletin Français de pisciculture* N°273, 2^e trimestre.
- Billard, R., 1986.** Spermatogenesis and spermatology of some teleost fish species. *Reprod.Nutr.Développ.*, 26(4), 877-920.

- Billard, R., Breton, B., 1981.** Le cycle reproducteur chez les poissons téléostéens. Cahier de laboratoire de Montereau N°12. Pp., 43-56.
- Billard, R., Christen, R., Cosson, M.P., Gatti, J.L., Letellier, L., Renard, P., Saad, A., 1986.** Biology of the gametes of some teleost species. Fish Physiology and Biochemistry vol. 2 nos. 1-4 Pp 115-120. Kugler Publications, Amsterdam/Berkeley.
- Billard, R., Cosson, J., Crim, L.W., 1993.** Motility of fresh and aged halibut sperm. Aquat. Living Resour., 6, 67-75.
- Billard, R., Cosson, J., Perchec, G., Linhart, O., 1995.** Biology of sperm and artificial reproduction in carp. Aquaculture. 129, 95-112.
- Billard, R., Solari, A., Escaffre, A.M., 1974.** Méthode d'analyse quantitative de la spermatogenèse des poissons téléostéens. Ann. Biol.Anim.Bioch.Biophys., 14 (I), 87-104.
- Bober, J., Labbé, C., 2009.** Egg and sperm quality in fish. General and Comparative Endocrinology xxx, xxx-xxx.
- Bouhbouh, S., 2002.** Bio-Ecologie de *Barbus callensis* (Valencienne 1842) et *Barbus fritschi* (Günther 1874) au niveau du réservoir Allal el Fassi (Maroc). Thèse doctorat national Es-Sciences. Faculté des sciences dhar el mehraz Fes. Université Sidi Mohamed ben abdallah.
- Bruslé, J., Quignard, J.P., 2001.** Biologie des poissons d'eau douce europeens. Ed. Tec et Doc. Pp. 249-266.
- Burness, G., Moyes, C. D., Montgomerie, R., 2005.** Motility, ATP levels and metabolic enzyme activity of sperm from bluegill (*Lepomis macrochirus*). Comparative Biochemistry and Physiology, Part A 140, 11-17.

C

- Cherghou, S., Khodari, M., Yaâkoubi, F., Benabid, M., Badri, A., 2002.** Contribution à l'étude du régime alimentaire du barbeau (*Barbus barbus callensis* Valenciennes, 1842) d'un cours d'eau du Moyen-Atlas (Maroc) : Oued Bouferkrane. Rev. Sci. Eau. 153-163.
- Chevassus-au-Louis, B., Lazard, J., 2009.** Situation et perspectives de la pisciculture dans le monde : consommation et production. Cah Agric, vol. 18, n° 2-3, 82-90.
- Christen R., Gatti, J.-L., Billard, R., 1987.** Trout sperm motility the transient movement of trout sperm is related to changes in the concentration of ATP following the activation of the flagellar movement. Eur. J. Biochem. 166, 667-671.
- Cosson, J., 1996.** A moving image of flagella: news and views on the mechanisms involved in axonemal beating. Cell Biology International. Vol. 20, No. 2, 83-94.

Cosson, J., 2004. The ionic and osmotic factors controlling motility of fish spermatozoa. *Aquaculture International* 12: 69-85.

Cosson, J., Groison, A.-L., Suquet, M., Fauvel, C., Dreanno, C., Billard, R., 2008. Studying sperm motility in marine fish: an overview on the state of the art. *J. Appl. Ichthyol.* 24, 460-486.

Cosson, J., Groison, A.-L., Suquet, M., Fauvel C., Dreanno C., Billard, R., 2008c. marine fish spermatozoa: racing ephemeral swimmers. *Reproduction.* 136, 277-294.

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

D

Darszon, A., Labarca, P., Nishigaki, T., Espinosa, F., 1999. Ion channels in sperm physiology. *Physiological Reviews* Vol. 79, No. 2.

Djemali, I., 2005. Evaluation de la biomasse piscicole dans les plans d'eau douce tunisiens : Approches analytique et acoustique. Thèse de doctorat en sciences agronomiques Spécialité : Halieutique. 1-32.

Doadrio, I., 1990. Phylogenetic relationships and classification of western palearctic species of the genus *Barbus* (Osteichthys, cyprinidae) *Aqu. Liv. Res.*, 3, 265-282.

Dreanno, C., Suquet, M., Desbruyères, E., Cosson, J., Le Delliou, H., Billard, R., 1998. Effect of urine on semen quality in turbot (*Psetta maxima*). *Aquaculture* 169, 247-262.

E

Elgharbi, S., Birgi, E., Lambert, A., 1994. Monogènes Dactylogyridae parasites de Cyprinidae du genre *Barbus* d'Afrique du Nord. *Systematic Parasitology.* 27, 45-70.

F

FAO, 2006. Situation de l'aquaculture mondiale, 48-52.

Fehri-bedoui, R., Gharbi, H., El abed, A., 2002. Période de reproduction et maturité sexuelle de *Liza aurata* (poisson, Mugilidae) des côtes Est et Sud Tunisiennes. *Bull. Inst. Natn. Scien. Tech. Mer de Salammbô, Vol.* 29.

Flammarion, P., 2000. Mesure d'un bio marqueur de pollution chez des poissons d'eau douce. Ed.ISBN2.Pp. 35.

G

Gaamour, A., Khemiri, S., Mili, S., Ben abdallah, L., 2004. L'anchois (*Engraulis encrasicolus*) des cotes nord de la Tunisie: reproduction et exploitation. Bull. Inst. Natn. Scien. Tech. Mer de Salammbô, Vol. 31.

Ghorbel, A. O., Bradai, M, N., Bouain, A., 2002. Période de reproduction et maturité sexuelle de *symphodus (Crenilabrus) tinca* (labridae), des côtes de Sfax (Tunisie). Cybium 26, 2, 89-92.

Gwo, J., C., 1995. Ultrastructural study of osmolality effect on spermatozoa of three marine teleosts. Tissue & Cell. 27 (5) 491-497.

H

Hamamah, S., Gatti, J.-L., 1998. Role of the ionic environment and internal pH on sperm activity. Human Reproduction. Vol. 13 Supplement 4.

Hatef, A., Niksirat, H., Alavi, S. M. H., 2009. Composition of ovarian fluid in endangered Caspian brown trout, *Salmo trutta caspius*, and its effects on spermatozoa motility and fertilizing ability compared to freshwater and a saline medium. Fish Physiol Biochem.DOI 10.1007/s10695-008-9302-6.

He, S., Jenkins-Keeran, K., Woods, L. C., 2004. Activation of sperm motility in striped bass via a cAMP-independent pathway. Theriogenology. 61, 1487-1498.

Huet, M., 1954. Biologie, profils en long et en travers des eaux courantes. Bulletin français de pisciculture N° 175.

Huet, M., 1962. Influence du courant sur la distribution des poissons dans les eaux courantes. Hydrol. 412-432.

K

Kaushik, S., 2004. Alimentation humaine, ressources halieutiques et avenir de l'aquaculture. Aquaculture et environnement. 26, 20-25.

Kho, K. H., Tanimoto, S., Inaba, K., Oka, Y., Morisawa, M., 2001. Transmembrane Cell Signaling for the Initiation of Trout Sperm Motility: Roles of Ion Channels and Membrane Hyperpolarization for Cyclic AMP Synthesis. Zoological science 18, 919-928.

- Koné, T., Teugels, G.G., 1999.** Données sur la reproduction d'un tilapia estuarien (*Sarotherodon melanotheron*) isolé dans un lac de barrage ouest-africain. *Aquat Living Resour.* 12 (4), 289-293.
- Kraiem, M., 1996.** The diet of *Barbus callensis* (Cyprinidae) in northern Tunisia. Vol. 20, N°1, Pp. 75-85.
- Kraiem, M., Pattee, E., 1988.** Salinity tolerance of the barbel, *Barbus callensis* Valenciennes, 1842 (Pisces, Cyprinidae) and its ecological significance. *Hydrobiologia.* 166, 263-267.
- Krasznai, Z., Marian, T., Izumi, H., Damjanovich, S., Balkay, Tron, L., Morisawa, M., 2000.** Membrane hyperpolarization removes inactivation of Ca^{2+} channels, leading to Ca^{2+} influx and subsequent initiation of sperm motility in the common carp. *PNAS.* Vol. 97, No. 5, 2052-2057.
- Krasznai, Z., Morisawa, M., Morisawa, S., Krasznai, Z.T., Trón, L., Gáspár, R., Márián, T., 2003.** Role of ion channels and membrane potential in the initiation of carp sperm motility. *Aquatic living resources.* 16, 445-449.

L

- Lahnsteiner, F., Berger, B., Weismann, T., Patzner, R.A., 1996.** Motility of spermatozoa of *Alburnus alburnus* (Cyprinidae) and its relationship to seminal plasma composition and sperm metabolism. *Fish Physiology and Biochemistry* vol. 15 No. 2 Pp. 167-179.
- Layachi, M., Melhaoui, M., Srour, A., Ramdani, M., 2007.** Contribution à l'étude de la reproduction et de la croissance du Rougetbarbet de vase (*Mullus barbatus* L., 1758) de la zone littorale méditerranéenne de Nador (Maroc). *Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, section Sciences de la Vie, N°29, 43-51.*
- Leblanc, J., et Couillard, C., M., 1995.** Description de la période de reproduction d'un poisson sentinelle: le choquemort (*Fundulus heteroclitus*) de l'estuaire de la miramichi. *Pêche et océan.* Pp.7.
- Legendre, M., Billard, B., 1980.** Cryoconservation du sperme de truite arc-en-ciel (*Salmo gairdneri* R.). *Bulletin français de pisciculture* N° 278, 12-33.
- Lévêque, C., et Paugy, D., 1999.** Les poissons des eaux continentales africaines. *Institut de Recherche pour le Développement (ex-Orstom) (IRD).* (Eds.). Paris, Pp.131.

Lin, F., Dabrowski, K., 1996. Characteristics of Muskellunge Spermatozoa II: Effects of Ions and Osmolality on Sperm Motility. Transactions of the American Fisheries Society 125, 195-202.

Linhart, O., Cosson J., Mims S. D., Shelton W. L., Rodina M., 2002. Effects of ions on the motility of fresh and demembrated paddlefish (*Polyodon spathula*) spermatozoa. Reproduction. 124, 713-719.

M

M'hadhbi, L., Boumaïza, M., 2008. Etude de la croissance relative du barbeau: *Barbus callensis* (Cyprinidae) de la retenue de barrage Joumine (Nord Tunisien). Analele Științifice ale Universității, Al. I. Cuza" Iași, s. Biologie animală, Tom LIV.

Maise, G., Pinson, A., Loire, M., 1988. Caractérisation de l'aptitude à la congélation du sperme de truite arc-en-ciel (*Salmo gairdneri*) par des critères physico-chimiques. Aquat. Living Resour. 1,45-51.

Malejac, M. L., Loire, M., Maise, G., 1990. Qualité de la membrane des spermatozoïdes des truites arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*); relation avec l'aptitude du sperme à la congélation. Aquat. Living Resour. 3, 43-54.

Marcano, D., Cardillo, E., Rodriguez, C., Poleo, G., Gago, N., Guerrero, H.Y., 2007. Seasonal reproductive biology of two species of freshwater catfish from the Venezuelan Xoodplains. General and Comparative Endocrinology 153, 371-377.

Mattheeuws, A., Genin, M., Detollenaere, A., Micha, J.-C., Mine, Y., 1981. Etude de la reproduction du gardon (*Rutilus rutilus*) et des effets d'une élévation provoquée de la température en Meuse sur cette reproduction. Hydrobiologia 85,271- 282.

Montalembert, G.D., Marcel, J., Billard, R., 1980. La spermiation chez le brochet-1- Evolution de la quantité de sperme récolté au cours de la saison de reproduction. Bulletin français de pisciculture N° 276.

Morisawa, M., Suzuki, K., Morisawa, S., 1983. Effects of potassium and osmolality on spermatozoan motility of salmonid fishes. J. exp. Biol. 107, 105-113.

Morisawa, S., Morisawa, M., 1986. Acquisition of potential for sperm motility in rainbow trout and chum salmon. J. exp. Biol. 126, 89-96.

Morita, M., Okuno, M., Susilo, E. S., Setyo, B.P., Martarini, D., Harnadi, L., Akemura, A., 2006. Changes in sperm motility in response to osmolality/ Ca^{2+} in three Indonesian fresh water teleosts: Goby (*Oxyeleotris marmorata*), Java carp (*Puntius javanicus*), and catfish (*Clarias batrachus*). Comparative Biochemistry and Physiology, Part A. 143, 361-367.

Morita, M., Takemura, A., Okuno, M., 2003. Requirement of Ca²⁺ on activation of sperm motility in euryhaline tilapia *Oreochromis mossambicus*. The Journal of Experimental Biology. 206, 913-921.

Mutambue, S., 1996. Biologie et écologie de *Barbus holotaenia*, Boulenger, 1904, du bassin de la rivière luki (Zaïre). Bull. Fr. Pêche Piscic. 340, 25-41.

Mylonas, C. C., Fostier, A., Zanuy, S., 2009. Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction. General and Comparative Endocrinology. xxx, xxx-xxx.

P

Percec, G. P., Gatti, J. L., Cosson, J., Jeulin, C., Fierville1, F., Billard, R., 1997. Effects of extracellular environment on the osmotic signal transduction involved in activation of motility of carp spermatozoa. Journals of reproduction and fertility. 110, 315-327.

Percec, G., Jeulin, C., Cosson, J., André, F., Billard, R., 1995. Relationship between sperm ATP content and motility of carp spermatozoa. Journal of Cell Science. 108, 747-753.

Poncin, P., 1989. Effect of different photoperiods on the reproduction of the barbel, *Barbus barbus* (L.), reared at constant temperature. J. Fish Biol. 35, 395-400.

Poncin, P., 1992. Influence of the daily distribution of light on reproduction in the barbel, *Barbus barbus* (L.). Journal of Fish Biology 41, 993-997.

Poncin, P., 1994. Bilan de 4 années d'étude du comportement reproducteur et de l'hybridation chez *Barbus barbus* (L., 1758) et *Barbus meridionalis* (Risso, 1826). Bull. Fr. Pêche Piscic. 334, 169-176-169.

Poncin, P., 1996. Reproduction chez nos poissons. Ed. Fédération sportive des pêcheurs francophones de Belgique ASBL.DL/1213/1.Pp.35-39.

Poncin, P., Jeandarme, J., Berrebi, P., 1994. A behavioural study of hybridization between *barbus barbus* and *Barbus meridionalis*. Journal of Fish Biology 45, 447-451.

Poncin, P., Kuhn, E. R., Vandorpe, G., Phillipart, J-C., 1998. Gonadal and thyroid hormones in the barbell (*Barbus barbus*) during and outside short reproductive cycles. Folia Zool.-47(Suppl.1), 61-66.

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

Poupard, G., P., Paxion, C., Cosson, J., Fierville, F., Billard, R., 1998. Initiation of carp spermatozoa motility and early ATP reduction after milt contamination by urine. *Aquaculture*. 160, 317-328.

R

Rafael, Z., Doadrio, I., 1998. Phylogenetic relationships of Iberian cyprinids: systematic and biogeographical implications. *The Royal Society*. 265, 1365-372.

Rurangwa, E., Kime, D.E., Ollevier, F., Nash, J.P., 2004. The measurement of sperm motility and factors affecting sperm quality in cultured fish. *Aquaculture*. 234, 1-28.

S

Saad, A., Billard, R., 1995. Production et gestion des spermatozoïdes chez le poisson-chat européen *Silurus glanis*. *Aquat. Living Resour.* 8, 323-328.

Stéquert, B., Ramcharrun, B., 1996. La reproduction du listao (*Katsuwonus pelamis*) dans le bassin ouest de l'océan Indien. *Aquat. Living Resour.*, 9, 235-247.

Suquet, M., Billard, R., Cosson, J., Dorange, G., Chauvaud, L., Mugnier, C., Fauvel, C., 1994. Sperm features in turbot (*Scophthalmus maximus*): a comparison with other freshwater and marine fish species. *Aquat. Living Resour.*, 7, 283-294.

Suquet, M., Dreanno, C., Fauvel, C., Cosson, J., Billard, R., 2000. Cryopreservation of sperm in marine fish. *Aquaculture Research*. 31(3), 231-243.

T

Takai, H., Morisawa, M., 1995. Change in intracellular K^+ concentration caused by external osmolality change regulates sperm motility of marine and freshwater teleosts. *Journal of Cell Science* 108, 1175-1181.

Toth, G. P., Ciereszko, A., Christ, S. A., Dabrowski, K., 1997. Objective analysis of sperm motility in the lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*): activation and inhibition conditions. *Aquaculture* 154, 337-348.

Trippel, E.A., 2003. Estimation of male reproductive success of marine fishes. *J. Northw. Atl. Fish. Sci.* Vol.33, 81-113.

V

Van aerle, R., Nolan, M., Jobling, S., Christiansen, L.B., Sumpter, J. P., Tyler, C. R., 2001. Sexual disruption in a second species of wild cyprinid fish (the gudgeon, *Gobio gobio*) in United Kingdom freshwaters. *Environmental Toxicology and Chemistry*, Vol. 20, No. 12, Pp. 2841-2847.

Vellas, F., Ferroni, J.M., Bau, F., Parent, J.P., 1994. Recherche sur l'état physiologique des poissons de la retenue de Pareloup: données relatives à cinq années d'étude. *Hydroécol.Appl.*, tome 6 vol. 1-2, Pp. 257-292.

W

Wilson-Leedy, J.G., Kanuga, M.K., Ingermann, R.L., 2009. Influence of osmolality and ions on the activation and characteristics of zebrafish sperm motility. *Theriogenology* 71, 1054-1062.

Z

Zietara, M., Biegniewska, S., Rurangwa, E., Swierczynski, J., Ollevier, F., Skorkowski, E. F., 2009. Bioenergetics of fish spermatozoa during semen storage. *Fish Physiol Biochem*. DOI 10.1007/s10695-9308-8.

Zietara, M.S., Slominska, E., Swierczynski, J., Rurangwa, E., Ollevier, F., Skorkowski, E.F., 2004. *Fish Physiology and Biochemistry* . 30, 119-127.

Résumé

Notre travail de recherche à été réalisé sur une espèce de poisson d'eau douce autochtone appelé barbeau (*Barbus barbus callensis*) avec une période d'échantillonnage de cinq mois dans l'oued Agrioun (Béjaia, Algérie). 23 sorties ont été effectuées et 160 individus ont été pêchés ; 106 individus de sexe mâles, 29 femelles et 25 de sexe indéterminé. Le poids des poissons varie entre 3,85 et 327,70g et les longueurs entre 7,50 et 33, 33cm. Nous avons considéré les paramètres spermatiques (volume spermatique, concentration spermatique et durée de la mobilité spermatique), et les paramètres gonadique (RGSE) de même que le poids du foie (RHSE) et du contenu stomacal (RCSE) afin de déterminer la saison de reproduction de cette espèce et comprendre quels seraient les facteurs liés à l'individu ou à l'environnement susceptibles de faire varier les caractéristiques spermatiques et l'activité de reproduction en général. Nous avons montré que la saison de reproduction de cette espèce dans l'oued Agrioun est située entre la fin du mois du Mars et le début du mois d'Août. Au milieu de la saison de reproduction, la moyenne du volume spermatique est de 4500 µl, la moyenne de la concentration spermatique par millilitre est de l'ordre de 25×10^9 et la durée de la mobilité moyenne est de 350 secondes. Le RGSE évolue d'une manière inverse au RHSE et au RCSE, démontrant ainsi une implication des stocks hépatiques dans l'effort de reproduction et une baisse de l'activité alimentaire notamment en pleine saison de reproduction.

Les facteurs environnementaux tels que la température mais surtout la photopériode joueraient un rôle clé dans l'activité de reproduction de *Barbus barbus callensis*.

Mots clés : le barbeau, *Barbus barbus callensis*, reproduction, paramètres spermatiques, gonade, RGSE, RHSE, RCSE, facteurs environnementaux, oued Agrioun, Algérie.

Abstract

Our research has been conducted on a species of freshwater Algerian native fish called barbel (*Barbus barbus callensis*) with a sampling period of five months in the Agrioun river (Bejaia, Algeria). 23 samplings were made and 160 individuals were fished, 106 individuals of male gender, 29 females and 25 of undetermined sex. The weight of fish varies between 3,85 and 327,70 g and lengths between 7,50 and 33, 33cm. We considered sperm parameters (sperm volume, sperm concentration and duration of sperm mobility), and gonadal parameters (RGSE) as well as liver weight (RHSE) and stomach contents (RCSE) to determine the reproduction season of this species and to understand factors related to the individual or the environment that could affect the sperm characteristics and reproductive activity in general. The results showed that the breeding season of this species in the Agrioun river take place between the end of March and the beginning of August. In the middle of the breeding season, the average sperm volume is 4500 µl, the average sperm concentration per milliliter is approximately 25×10^9 and the average duration of mobility is 350 seconds. The RGSE showed an inverse evolution to the RHSE and RCSE, demonstrating the involvement of liver stored energy in reproductive effort and reduction of feeding activity especially during the mating season. Environmental factors such as temperature and especially photoperiod play a key role in the reproductive activity of *Barbus barbus callensis*.

Keywords : barbel, *Barbus barbus callensis*, reproduction, sperm parameters, gonad, RGSE, RHSE, RCSE, environmental factors, Agrioun river, Algeria.

الخلاصة

في إطار هذا العمل قمنا بدراسة نوع من الأسماك الموجودة في المياه العذبة في وادي الجزائر وهو سمك الباربو (*Barbus barbus callensis*)، قمنا بالتحديد بهذه الدراسة في وادي اغريون، وهذا بأخذ عينات من الأسماك لمدة 5 أشهر. قمنا في المجموع بـ 23 حملة لجمع العينات و اصطدنا 160 سمكة من بينها 106 ذكور و 29 إناث و 25 غير محدودة الجنس. وقد كان وزن هذه الأسماك يتراوح بين 3,85 و 327,70 غ وطولها بين 7,5 و 33,33 سم. أخذنا بعين الاعتبار خاصية النطاف (الحجم، عدد الخلايا المنوية والمدة الزمنية التي تتحرك خلالها هذه الخلايا). وكذلك اعتبرنا وزن الغدد التنكاثرية والكبد ووزن محتويات المعدة وهذا بهدف معرفة موسم تكاثر هذه السمكة وكذلك معرفة العوامل المؤثرة في خصائص هذا التكاثر سواء الراجعة منها للمحيط أو لذات الأسماك. وجدنا أن موسم تكاثر هذه السمكة يتراوح بين نهاية شهر مارس و بداية شهر أوت. عندما تكون عملية التكاثر في أوجها يكون معدل حجم النطاف 4500 µl في حين يكون عدد الخلايا المنوية 25 مليا رفي المليليتر الواحد، بينما المدة الزمنية التي تتحرك فيها هذه الخلايا تقدر بـ 350 ثانية. الوزن النسبي للغدد التنكاثرية اظهر حركية متعاكسة مع وزن الكبد و محتوى المعدة. مما يعني أن الكبد يساهم بقدر كبير في تكاثر سمكة الباربو، علما أن خلال هذا التكاثر ضهر نشاط غذائي قليل المدى.

الكلمات الرئيسية : سمك الباربو، *Barbus barbus callensis*، التكاثر، خصائص النطاف، الغدد التنكاثرية، RGSE, RHSE, RCSE, العوامل المناخية، وادي اغريون، الجزائر.