

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Blida - 1 -

Faculté des sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie des Populations et Organismes



Mémoire

De fin d'Etude En Vue de l'Obtention du diplôme de Master II en
Biologie
Option : Reproduction Animale

Thème

**Contribution à l'étude de la biologie de la reproduction
des *Cyprinidae* : Spermatogénèses et Ovogénèses**

Présenté par :

Benaouda hadjer

Ouchèn zehira

Soutenu le : 17 Septembre 2018

Président : Mr BESSAD M.A Maitre de Conférences B U. Blida 1

Promoteur : Mr LARBI DOUKARA K. Maire de Conférences B U. Blida1

Examinatrice : Mme CHAICHI W. Maire de Conférences B U. Blida 1

Année universitaire : 2017/2018

Remerciements

Le présent travail a été réalisé au laboratoire de projet de fin d'étude de la Faculté des Sciences Biologiques (U.S.F.B) à Blida. Sous la direction de l'ingénieur de laboratoire esse **MJMJ.NAZJHA**.

Le travail de recherche présumé dans ce mémoire n'aurait pu être réalisé sans les conseils, l'aide et le soutien de très nombreuses personnes et qui ont de la sorte contribué à sa réalisation. Je suis heureuse de pouvoir remercier tous ceux qui nous aidé à le mener à terme.

Monsieur **LARBJ DOUKARA** a accepté de diriger notre simple recherche. C'est grâce aux judicieux conseils et aux précieux encouragements qu'il nous prodigués, avec beaucoup de bienveillance depuis le début, que ce travail a pu être réalisé. Nous lui exprimons en cette occasion notre respectueuse gratitude pour avoir bénéficié de son expérience. Nous l'en remercions très sincèrement et lui en suis très reconnaissante.

Nous remercions le Professeur **SIJMANJ** de l'hôpital Bnimessous d'avoir accepté notre demande de stage et sa gentillesse sans oublier docteur **MESBAHJ** et la biologiste **Minya**.

Nous désirions souligner de façon particulière toute l'aide et le soutien apportés par nos collègues.

Nous remercions Madame Yasmina pour la préparation des liquides chimique.

Nous remercions Madame **Chaichi**. Et Monsieur **Bessaad**. Et leur exprime notre profonde gratitude d'avoir fait l'honneur de participer à ce jury.

Dédicace

Je dédie ce mémoire à

Mes très chers parents

Qui sont toujours dans cœur, qui a consacré leur vie à mon éducation et ma réussite, qui m'ont encouragé dans les moments les plus difficiles de ma vie.

Que Dieu les garde et les protège pour nous.

Mon frère :

Naseradine

Mes tantes :

KARIMA, AKILA, AICHA, HORIYA, MALIKA, ET FATMA.

Mes oncles :

ALWANAS, MAHFOD, BRAHIM, KRIMO, FATAH, JAMAL, AMER.

Mon fiancé :

MOHAMED ET SA FAMILLE.

*Toutes mes amies en particulier : SAMIRA, SOUAD, KARIMA, AMIRA,
KHADEDJA, IKRAM, ZENEB.*

Mon binôme HADJER à qui je souhaite une vie pleine de bonheur et de succès.

Toutes les étudiantes de l'option Biologie et physiologie de reproduction promotion 2017.

Tous ceux qui m'aiment et que j'aime.

Zehira

Je dédie ce mémoire à

A Mon Cher Père Atmen je me rappelle toujours de tous les moments où tu m'as poussé à travailler et à réussir, je suis devenue quelque chose actuellement c'est grâce à tes efforts à tes conseils et à ta surveillance.

A Ma très Chère mère Yazid Naima j'aimerais toujours te remercier pour tout ce que tu as fait jusqu'à notre jour c'est grâce à toi que je dois toute ma réussite. J'espère que mon travail sera le témoignage de ma gratitude et mon respect le plus profond.

Sans oublier mon prince Okba mahdi et mes sœurs : kHadija , selma , khaloula et mes cousines : soumia, imen , lina , rachia , rahil , mouhemed , wahid. mouatasim. Mes tantes : rabia, amel, zinouba , zahira, saida, besma.

Et Mustapha. saïde. Mounire. Mouhemmed

Mon Mari Halfaoui Atmen Aucun mot n'aurait t'exprimer mon profond attachement et ma reconnaissance pour l'amour, la tendresse et la gentillesse dont tu m'as toujours entouré. Cher mari j'aimerais bien que tu trouves dans ce travail l'expression de mes sentiments de reconnaissance les plus sincères car grâce à ton aide et à ta patience avec moi que ce travail a pu voir le jour... Que dieu le tout puissant nous accorde un avenir meilleur.

A ma belle-mère Larabi zuhour qui me soutient des débuts et qui m'aide plusieurs fois merci pour ta patience à mon deuxième père Halfaoui djamel , chaima , hadjer , selma , hamza , lilouna . khlto doudja , khlto zoulikha.

A mon grand père Baba mahfoud et Mima khididja et mima Aichouche

Sans oublier mon cher OVAIS

Merci à tous

Hadjer

**‘ Contribution à l’étude de la biologie de la reproduction des *Cyprinidae* :
Spermatogenèses et Ovogenèse ‘**

Résumer

Afin de déterminer la période de reproduction des deux espèces *Barbeau* et *Tanche*, et connaître la relation entre le poids des gonades et du foie. Les deux espèces appartiennent de la grande famille de poissons d’eau douce *Cyprinidae* qui affectionnent généralement des eaux tièdes, courantes ou stagnantes, peu minéralisées les plus abondant en Algérie.

Les deux espèces étudiées sont les plus abondantes dans le fonctionnement du lac de barrage de BOUHNAIFIA. Ce dernier est situé sur le territoire de la wilaya de Mascara, dans la chaîne littorale des côtes méditerranéennes. Nous avons étudié la reproduction des deux espèces pendant de période durant deux mois.

Les poissons ont été capturés par des filets maillants à différents vides de mailles, de mois d’avril à juin 2018, selon un pas d’échantillonnage mensuel. Les pêches ont montré que le lac de barrage de Mascara abrite une bonne diversité de Cyprinidés : les barbeaux, les carpes, le gardon, le carassin et l’ablette.

Notre travail est reposé sur deux études la première macroscopique, étudiée les mesures des longueurs du poisson et du poids Détermination du sexe, détermination de la maturité sexuelle à partir de plusieurs rapports gonado-somatique et hépato-somatique en terminant par une étude histologique des gonades.

Le cycle de développement des gonades a montré que la période de reproduction chez le *Barbeau* se déroule en mois d’avril et chez la *Tanche* en mois de juin.

Mots clés : *Barbeau, Tanche, Cyprinidae*, Eau douce, reproduction.

‘ Contribution to the study of the reproduction biologie of Cyprinidae :

Sprmatogenesis and Ovogenesis ‘

Fishes of the cyprinid genus barbus and tanch contribute significantly to subsistence fisheries in Algeria. Little is known about the annual cycle of gonad development. One of the most important questions in fishery biology is to determine the annual reproductive cycle of fishes.

A rheophilous fish which favours running water in rocky habitats, is widely distributed throughout freshwater which “fond” generally warm waters, currentor stagnant, little mineralized.

The two studied spices are the most cbundant in the operation of dam lake of Bouhanaifia.

The latter is located in the territory of wilaya of MASCARA in the littoral og the Mediterranean coast. We have studied the reproof two spices during two months, the fish were caught gillnets et different mesh gaps from april to june 2018 according to a monthly sampling step.

The peaches shewed that the lake of Mascara dam sheltered a good variety of Cyprinids: Labeo, carp, roach, cruciancarp and bleak.

Previous assessments were based exclusively on macroscopic observations, while seasonal variations were analysed only in terms of changes in the gonadosomatic index anr hepatosomatic index. Gonad maturation in barbus ant tanch has not been studied at a histological level, and their sexual maturation is still poorly understood.

The identification of gonad development stages is considered an essential element in reproductive studies, the methods used for evaluating ovary development stages in fish include measurements of oocyte size, histological examination, determination of gonadic indices, and external appearance of ovaries and oocytes. Although time-consuming and expensive, histology is considered the most precise technique, and is a powerful tool for the evaluation of fish maturity stages (West 1990, Paugy and Lévêque 1999). The aim of this study was to describe, by means of histological techniques, ovarian and testicular development stages.

The development cycle of gonads shoed the period of repro for the barbuls take place on April and for Tnche on June.

Keywords : *Barbus, Tanch*, cyprinidae, reproduction, freshwater.

ملخص

من اجل تحديد فترة التكاثر لفصيلتين من الأسماك الأكثر تواجدا في المياه العذبة وهما سمك الشبوط وسمك البردي ومعرفة العلاقة بين وزن الكبد والأعضاء التناسلية.

تم صيد الأسماك بواسطة شباكه ذات فتحات من سد بوحنيقية المتواجد في ولاية معسكر الذي يضم أنواع كثيرة من الأسماك. عملية الصيد تمت خلال فترتين مدة شهرين.

دراستنا قامت على محورين أساسيين الأول يعتمد على العين المجردة الهدف منها تحديد الجنس وتحديد مستوى نضو الامشاج ومحور ثانی يعتمد على الدراسة الجهرية للأنسجة.

اثبتت الدراسة ان فترة تكاثر سمك الشبوط خلال شهر ماي اما سمك البردي خلال شهر ج

Listes des tableaux

TABLEAU N°		Page
Tableau I	Liste systématique avec le nom en français des espèces de familles <i>Cyprinidae</i> , des poissons signalés en Algérie (1842 – 2011). (Chaïbi, 2014)	4
Tableau II	Description général du Barbeau	7
Tableau III	La systématique du barbeau (boulenger, 1911, valencienne, 1842)	9
Tableau IV	Classification de la tanche d'après Linnée	13
Tableau V	Description générale de Tanche	14
Tableau VI	Stade de développement de la fécondation jusqu'à stade larvaire	16
Tableau VII	Présentation générale sur les dates de prélèvement, le nombre, et le sexe des échantillons	24
Tableau VII	Echelle de maturité en cinq points (FAO, 1983)	26
Tableau IX	Echelle de maturité microscopique	26
Tableau X	Les valeurs de variable (b) calculer chez les deux espèces	41
Tableau XI	Valeur de coefficient de corrélation de l'échantillonnage de 14 et 21 Avril 2018.	45
Tableau XII	Valeur de coefficient de corrélation de l'espèce Tanche l'échantillonnage de 21 Avril 2018.	45
Tableau XIII	Valeur de coefficient de corrélation de l'espèce Tanche l'échantillonnage de 10 Juin 2018.	45
Tableau XIV	Rappels sur les deux échantillons femelles choisis pour les coupes histologiques.	62
Tableau XV	Rappels sur les deux échantillons mâles choisis pour les coupes histologiques.	62
Tableau XVI	Rappels sur les deux échantillons mâle et femelle de mois de juin choisis pour les coupes histologiques	66

Liste des Figure

Figure		Page
Figure 1	<i>Barbus callensis</i> (Bouhbouh, 2002)	4
Figure 2	Répartition des espèces du genre <i>Barbus</i> en Algérie et Afrique du nord (Dumont, 1981, <i>in Arab</i> , 1989) (Carte modifiée)	8
Figure 3	Morphologie externe de Barbeau commun (Gervais et Boulart, 1876)	10
Figure 4	Morphologie interne du Barbeau (Association française du poisson rouge, 2018)	11
Figure 5	Morphologie du Tanche (Gervais et Boulart, 1876)	11
Figure 6	Distribution mondiale de la Tanche par bassin versant (Suncica, 2017)	12
Figure 7	Stade de développement et mode de nutrition au cours de la vie du poisson	17
Figure 8	(A) Représentation schématique de deux type de structure testiculaire rencontrées chez les Téléostéens (d'après BILLARD et al,1982), (B) coupe transversal d'un lobule (d'après BILLARD et al,1982)	19
Figure 9	Situation géographique du barrage de Bou-Hanifia	23
Figure 10	Filet de pêche trémail après un relevé	24
Figure 11	Échantillonnage des deux espèces étudié : <i>Barbus</i> , <i>Tanche</i> (original, 05/2018)	25
Figure 12	Langueurs du poisson mesuré	28
Figure 13	Mesure de la longueur des poissons au laboratoire	28
Figure 14	Mesure de poids de poisson entier	29
Figure 15	Dissection du poisson	29
Figure 16	Mesure de poids de foie et des gonades	30
Figure 17	Observation des gonades et détermination du sexe	31
Figure 18	Ovaire de <i>Tinca tinca</i> (Tanche)	31
Figure 19	Testicule de <i>Tinca tinca</i> (Tanche)	31
Figure 20	Photo représente l'ovaire d'espèce Barbeau échantillons N.23 appartient ou stade Mûr.	37
Figure 21	photos représente les œufs mûrs transparents de Barbeau échantillons 23.	37
Figure 22	Photo d'ovaire de tanche échantillon N 20 appartient au stade Mur	38
Figure 23	Photo de testicule de l'espèces tanche échantillon N03 de longueur totale 19.4cm et le poids total 106.2 appartient où stade murissant.	39
Figure 24	Relation longueur-poids chez l'espèce Barbeau sexe réuni	40

	(échantillons 14 et 21 avril 2018).	
Figure 25	Relation longueur-poids chez l'espèce le <i>Barbeau</i> male (échantillons 14 et 21 avril 2018).	41
Figure 26	Relation longueur-poids chez l'espèce le <i>Barbeau</i> femelle (échantillons 14 et 21 avril 2018).	42
Figure 27	Relation longueur-poids chez l'espèce le <i>Tanche</i> sexe réuni (échantillon 21avril 2018).	43
Figure 28	Relation longueur-poids chez l'espèce le <i>Tanche</i> male (échantillon 21avril 2018).	43
Figure 29	Relation longueur-poids chez l'espèce le <i>Tanche</i> femelle (Échantillon 21avril 2018).	44
Figure 30	Relation longueur-poids chez l'espèce le <i>Tanche</i> sexe réuni (échantillon 10juin 2018).	44
Figure 31	Relation longueur-poids chez l'espèce <i>Tanche</i> male (échantillon 10juin 2018).	45
Figure 32	Relation longueur-poids chez l'espèce <i>Tanche</i> femelle (échantillon 10juin 2018).	45
Figure 33	Relation entre les langure chez <i>Babeau</i> sexe réuni (échantillon 14 et 21 avril 2018)	47
Figure 34	rapport gonado-somatique chez l'espèce <i>Barbeau</i> sexe femelle.	48
Figure 35	rapport gonado-somatique chez l'espèce <i>Barbeau</i> sexe mâle.	49
Figure 36	rapport gonado-somatique chez l'espèce <i>Tanche</i> sexe femelle.	50
Figure 37	Rapport gonado-somatique chez l'espèce <i>Tanche</i> sexe Male.	50
Figure 38	Rapport gonado-somatique chez l'espèce <i>Tanche</i> sexe mâle.	51
Figure 39	rapport gonado-somatique chez l'espèce <i>Tanche</i> sexe femelle durant le mois de juin.	52
Figure 40	rapport gonado-somatique chez l'espèce (<i>Tanche</i>) sexe mâle durant le mois de juin.	53
Figure 41	Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces <i>Barbeau</i> sexe femelle.	54
Figure 42	Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces <i>Barbeau</i> sexe male	54
Figure 43	Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces <i>Tanche</i> femelle(21avril2018).	55
Figure 44	Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces	56

	<i>Tanche</i> mâle(21avril).	
Figure 45	Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces <i>Tanche</i> femelle (10juin).	57
Figure 46	Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces <i>Tanche</i> mâle(10juin).	57
Figure 47	la relation entre RGS femelle-RGS mâle.	58
Figure 58	la relation entre RGS femelle-RGS mâle.	57
Figure 49	coupes histologique transversale au niveau d'ovaire de TB 20.	62
Figure 50	coupes histologique transversale au niveau d'ovaire de TB 20.	63
Figure 51	coupes histologique transversale au niveau d'ovaire de TB 20.	63
Figure 52	coupes histologique transversale au niveau d'ovaire de TB 20 de (G x 10).Stade mature	64
Figure 53	coupes histologique transversale au niveau de testicule de TB 03 Stade de développement.	65
Figure 54	coupe histologique au niveau de testicules BB25 de (G x 40) stade mature	66

Abréviation

BR : barbillons

Ve : Vas efférent

Vd : Vas déférant

SP : Spermatozoïde

Sp-Zp : Sper-tozeugme

GA : Spermatogonie A

RGS : Rapport gonado-somatique

RHS : Rapport hepato-somatique

Pt : Poids total du poisson

Pg : Poids des gonades

Pf : Poids du foie

Lt : Langur totale du poisson

Lf : Langur de la franche

Ls : Langur standard

BB : Barbeau Bouhnaifia

TB : Tanche Bouhnaifia

TA : Tunique albuginé

CA : Corticale alvéolaire

VIJ : Vésicule interne jaune

ZP : Zone pellucide

EF : Epithélium folliculaire

CA : Corticale alvéolaire,

VIJ : Vésicule interne jaune,

ZP : Zone pellucide,

EF : Epithélium folliculaire

VJO : vésicule jaune d'ovocyte,

VO : vétélogène ovocyte,

N : noyau,

PO : paroi ovocyte.

VS : vaisseau sanguin,

SS : spermatocytes secondaire,

SZ : spermatozoïde.

ST : spermatide,

SC1 : spermatocyte primaire,

SC2 : spermatocyte secondaire,

ZP : spermatozoïde.

Sommaire

Introduction

CHAPITRE I : Recherche bibliographique

I- 1. Les <i>Cyprinidae</i>	03
1-1. Bioécologie des <i>cyprinidae</i>	03
1-2. Répartition	03
1-3. Morphologie et Systématique.....	05
1-4. Classification	06
2. Présentation du barbeau	07
2-1. Présentation du genre barbeau	07
2-2. Biologie de barbeau.....	07
2-3. Répartition du barbeau en Algérie.....	08
2-4. Systématique du barbeau	08
2-5. Morphologie du barbeau	09
5-1. Morphologie externe	09
5-2. Morphologie interne	10
3. Présentation du <i>Tincatinca</i>	11
3-1. Présentation du genre tanche	11
3-2. Répartition du tanche	12
3-3. Systématique du tanche	13
3-4. Morphologie du tance	13
3-5. Biologie du tanche	14

II-1. Biologie de reproduction des Cyprinidae	14
1-1. L'appareil reproducteur des cyprinidae.....	14
1-2. Stratège de reproduction des cyprinidae.....	14
1-3. Cycle de reproduction.....	15
II-2. Physiologie de la reproduction des <i>Cyprinidae</i>	17
2-1. Caractéristique générale de la gamétogénèses des poissons	
téléostéens	17
1-1. Différenciation sexuelle est puberté	17
1-2. Le testicule et la spermatogénèses	18
1-3. L'ovaire et l'ovogenèses	20
1-4. Taille de la première maturité sexuelle	20
 CHAPITRE II : Matériel et Méthodes	
I-Généralité sur le Matériel	23
1- Site d'étude	23
2. Matériel non biologique	24
3. Matériel biologique	24
3.1. Techniques de pêche	24
II - Échantillonnage et traitement de laboratoire	25
1- Traitement des échantillons	26
2- Paramètre biométrique	28
3-. Mesure de la loguer	28
4- Meusure de poids	29
5 – Dessection du poissons	29

6- Prélèvement du gonades et du foie	30
III- Détermination du sexe	30
3-1. Étude de la maturité sexuelle	31
3-2. L'indice gonado-somatique.....	32
3-3. Le rapport hépato-somatique	33
V- Histologie des gonades	34
1. Fixation.....	34
2-Déshydratation.....	34
3. Eclaircissement	34
4. Imprégnation	35
5. Confection des blocs de paraffine	35
6. Coupe a paraffine	35
7. Déparaffinage	35
8. Réhydratation	35
9. Coloration	35
10. Déshydratation	36
11. Montage et observation	36

CHAPITRE III : Résultat et Discussions

Introduction

1- étude de macroscopique	37
2- Relation longueur-poids	39
3- La relation entre les déférents longueur.....	47

4-Variation pondéral des gonades.....	47
4-1. Variation des valeurs du Rapport Gonado-Somatique (RGS).....	47
4-2. Variation des Valeurs du Rapport Hepato-Somatque (RHS).....	53
4-3. Relation RGS femelle RGS male	58
5-Hitologie	59
Conclusion Générale.....	67
Bibliographie	68
Aannexe	

INTRODUCTION

Introduction :

Avant 1992, l'Algérie disposait de 12 barrages ; par contre, en 2013, selon l'Agence National des Barrages et Transferts a exploité 68 barrages (M.Arezki) Les barrages ont pour principaux rôles : l'irrigation, la production d'énergie électrique, l'alimentation en eau potable ne sont pas seulement considérés comme source d'apport d'eau, mais aussi comme un véritable biotope pour de nombreux êtres vivants aquatiques, parmi lesquels les poissons.

Ceux-ci jouent un rôle très important dans le bon fonctionnement et l'équilibre de l'écosystème, par un entretien permanent (nettoyage) du barrage.

Le secteur de la pêche et des ressources halieutiques prévoit à l'horizon 2020 une production annuelle de 1.000 tonnes de poisson d'eau douce à travers la région du sud-ouest du pays, soit 5 des objectifs nationaux de production de ce type de poissons a-t-on appris du responsable de la pêche et des ressources halieutiques de Bechar.

Les premiers travaux sur l'ichtyofaune d'Afrique du nord remontent au début du XIXème siècle. Ils étaient consacrés essentiellement à la systématique (Valenciennes, 1842), à leur répartition géographique (Pellegrin, 1920 ; Almaça, 1969), à la croissance et à l'écologie (Kraiem, 1986 ; Kraiem et Pattée, 1988).

La faune piscicole d'eau douce d'Algérie composée de 48 espèces appartenant à 15 familles, 21 espèces sont autochtones, dont trois sont endémiques, deux sont en voies disparition, et l'une est gravement menacée. Vingt-sept espèce ont été introduites, dont 18 ne sont jamais établies et 9 sont établies. Quatre espèces sont signalées pour la première fois (Francis, 2012).

Les poissons des eaux douces de l'Algérie sont caractérisés par la prédominance des *Cyprinidae* et de Barbeau en particulier.

Le genre *Barbus*, prédomine ; il est représenté par dix-sept espèces dont cinq très répandues en Algérie ; *Barbus setivimensis* (Valenciennes, 1842), *Barbus biscarensis* (Boulenger, 1911), *Barbus antinorii* (Boulenger, 1911), *Barbus callensis* (Valencienne, 1842) et *Barbus ksibi* (Boulenger, 1905) (Almaça, 1970).

Nous avons entrepris une étude préliminaire sur la biologie de la reproduction des *Cyprinidae* : Spermatogénèses et ovogénèses. Cette étude réalisée sur les poissons d'eau douce de barrage de Bouhanifia situé dans la wilaya de Mascara, construire en 1937 avec une capacité de 73.1 Mm³.

Le choix du barrage était le résultat d'un climat instable dans le centre (Alger, Blida, Bouira) qui n'a pas permis la pêche. Nous sommes intéressées de deux espèces comme modèle d'étude Barbeau et Tanche.

D'après l'Union Mondiale Pour La Nature met clairement une liste rouge des espèces menacées, les poissons d'eau douce en tête de la liste des extinctions, leur taux de déclin est parmi les plus importants 56% des 252 espèces de poisson d'eau douces endémique su bassin méditerranéenne.

C'est pour cette raison en à réaliser une recherche, afin de connaitre quel est la période de la reproduction des deux espèces, et quel est la relation entre le poids des gonades et du foie et la reproduction. Afin de déterminer cette relation, nous supposons donc que la taille et le poids influences la reproduction.

Conclusion générale qui tentera de faire la synthèse, et de dégager les perspectives de la pêche dans le barrage étudié, ce qui nous permettra d'en généraliser la portée sur les autres eaux continentales algériennes.

Rappel bibliographique

I-. Les *Cyprinidae* :

Le nom de famille *Cyprinidae* est un dérivé du grec ancien « Kyprinos » semble à « carpe » ; cette famille réparties sur l'ensemble du globe. Cette famille riche en espèces, est représentée dans les eau douce d'Europe, d'Asie, d'Afrique, d'Amérique du nord et d'Amérique central.

L'estimation actuelle du nombre d'espèces sont varié de 2000 à 2500, beaucoup d'espèces sont importantes sur le plan économique particulièrement dans la pêche et l'aquaculture (Melanie et al., 2007).

1-1. Bio-écologie des *Cyprinidae* :

Les *Cyprinidés* sont des poissons osseux d'eau douce, c'est la plus grande famille de poissons connue avec le plus grand nombre d'animaux vertébrés en général.

La famille compte environ 3000 espèces vivantes et éteintes dans 370 genres. Elle est caractérisée par un important polyphylétisme et par de la large différenciation écologique (Bruslé et Quignard, 2001).

Les *Cyprinidés* affectionnent généralement des eaux tièdes, courantes ou stagnantes, peu minéralisées (maximum de 7 à 10 mg/l), mésotrophes et eutrophies (Mann et al., 1998, In Bruslé et Quignard, 2001).

Beaucoup de *Cyprinidés* tolèrent une large gamme de température ; ils supportent aussi de fortes et rapides fluctuations thermiques. Beaucoup d'espèces tolèrent très bien les fortes oscillations des teneurs en oxygène dissous ; elles peuvent survivre en condition de sursaturation ou en quasi- anoxie (1mg d'O₂/l). La gamme de PH supportée est large de 5 à 9 (Billard, 1995).

1-2. Répartition :

Les *Cyprinidés* constituent l'une des familles les plus importantes et les plus connues parmi les *Cypriniformes*.

L'origine et le centre de dispersion sont localisés en Asie orientale et méridionale (Banarescu, 1972 ; 1973 In Bruslé et Quignard, 2001 ; Caron, 2003). Leur répartition est vaste, ils sont largement représentés en Amérique du Nord, Eurasie et Afrique mais sont naturellement

absents d'Amérique du Sud, de Madagascar et Australie où toutefois l'homme a introduit quelques espèces (Billard, 1995).

Les *Cyprinidae*s les plus anciens de l'Europe occidentale ont été trouvés dans l'Oligocène moyen de la France et de l'Allemagne (Keith, 1998), et dans des gisements de la fin de l'Oligocène et du début du Miocène d'Allemagne, d'Espagne et de l'ancienne Tchécoslovaquie.

C'est à la fin du Miocène que cette famille s'est diversifiée pour donner naissance aux genres actuels, dont plusieurs sont paléarctiques : *Aspius*, *Gobio*, *Leuciscus*, *Tinca*, *Barbus*, *Alburnus*, *Carassius*, *Rhodeus*, *Cyprinus* et *Scardinius* (Banarescu, 1990)(TableauI).

Tableau I : Liste systématique avec le nom en français des espèces de familles *Cyprinidae* de poissons signalées en Algérie (1842 - 2011) (Chaibi, 2014).

Espèces	Auteur	Nom commun
<i>Barbus nasus</i> (Günther, 1874)	Bacha & Amara (2007), Kara(2011)	Barbeau
<i>Barbus callensis</i> (Valenciennes, 1842)	Bacha & Amara (2007), Kara (2011), Le Berre (1989), Guichenot (1850), Gervais (1853), Rafael & Doadrio (1999), Fishbase (2010), Meddour (2010), Pellegrin (1939)	Barbeau
<i>Barbus deserti</i> (Blecker, 1863)	Bacha & Amara (2007), Kara (2011), Le Berre (1989), Fishbase (2010), Lhote (1942)	Barbeau du désert
<i>Barbus leptopogon</i> (Schimper,1834)	IUCN (2010), Fishbase (2010), Guichenot(1850) ,Gervais (1853)	Barbeau
<i>Cyprinus carpio carpio</i> (Linnaeus, 1758)	Bacha & Amara (2007), Guichenot (1850), Kara (2011), Fishbase (2010) , Meddour (2010)	Carpe commune
<i>Aristichthys nobilis</i> (Richardson, 1845)	Bacha & Amara (2007), Kara (2011), Fishbase (2010), Meddour (2010)	Carpe grande bouche
<i>Hypophthalmichthys molitrix</i> (Valenciennes, 1844)	Bacha & Amara (2007), Kara (2011), Fishbase (2010) , Meddour (2010)	Carpe argentée
<i>Pseudorasbora parva</i> (Temminck & Schlegel, 1846)	Kara (2011), Bacha & Amara (2007), Fishbase (2010)	Pseudorasbora
<i>Pseudophoxinus punicus</i> (Pellegrin, 1920)	Meddour (2010), IUCN (2010), Lévêque & Daget (1984)	
<i>Pseudophoxinus callensis</i> (Guichenot, 1850)	Bacha & Amara (2007), Kara (2011), LeBerre (1989), Fishbase (2010), Meddour (2010), Gervais (1853, 1867)	Ablette d'orient

<i>Scardinius erythrophthalmus</i> (Linnaeus, 1758)	Kara (2011)	Gardon rouge
<i>Alburnus alburnus</i> (Linnaeus, 1758)	Bacha & Amara (2007), Kara (2011)	Ablette
<i>Carassius auratus auratus</i> (Linnaeus, 1758)	Bacha & Amara (2007), Kara(2011)	Carpe dorée
<i>Carassius gibelio</i> (Bloch, 1782)	Meddour (2010)	Carassin prusse, Carpe de Giebel
<i>Carassius carassius</i> (Linnaeus, 1758)	Kara(2011)	Carassin commun
<i>Leuciscus cephalus</i> (Linnaeus, 1758)	Karali & Echikh (2005)	Chevaine
<i>Leuciscus rutilus</i> (Linnaeus, 1758)	Karali & Echikh(2005)	Gardon
<i>Tinca tinca</i> (Linnaeus, 1758)	Karali & Echikh(2005), Kara (2011), Bacha & Amara (2007)	La Tanche
<i>Aspius aspius</i> (Linnaeus, 1758)	Kara (2011)	Aspe
<i>Scardinius erythrophthalmus</i>	Kara (2011)	Rotengle
<i>Abramis brama</i> (Linnaeus, 1758)	Kara (2011)	La Brème commune

1-3. Morphologie et systématique :

La famille des *Cyprinidae* se partage en deux tribus :

* Les *Cobitines*, à petite têtes qui ont un corps allongé, une tête petite. Des dents pharyngiennes nombreuses et pointues.

* *Cyprinidés*, ces derniers ont le corps recouvert d'écailles, en général grandes ; leur bouche, peu fendue, en présente pas de dents, et la mâchoire supérieure à ses bords constitués par les intermaxillaires. Les os pharyngiens sont armés de fortes dents qui servent à triturer les aliments. La nageoire dorsal est unique, et les ventrales sont insérées en arrière des pectorales (Gervaise et Boulart ,1876).

Les Cyprinidés présentent un certain nombre d'originalités comme leur localisation en eau douce, et la possession de l'appareil de Weber, qui est une structure anatomique originale constituée de petites pièces osseuses formées à partir des 4 à 6 premières vertèbres (Billard, 1995).

La pièce osseuse la plus antérieure entre en contact avec une extension du labyrinthe et la plus postérieure avec la vessie natatoire (Billard, 1995).

Le processus pharyngien du bas occipital se rejoignant sous l'aorte et supportant un coussinet corné (plaque masticatrice). Souvent une à deux paires de barbillons insérés sont sur un prémaxillaire. La vessie gazeuse libre est divisée en deux par un étranglement transversal (Daoud, 1984).

1-4. Classification :

Règne	Animal	Caractéristiques
Embranchement	Chorodata	Animaux à l'organisation complexe définie par 3 caractères originaux tube nerveux dorsal, chorde dorsale, et tube digestif ventral.
Sous embranchement	Vertebrata	Chordés possédant une colonne vertébrale et un crâne qui contient la partie antérieure du système nerveux
Super classe	Ostéichthyens	Vertébré à squelette osseuse
Classe	Actinoptérygiens	Ossification du crâne ou du squelette tout entier. Poissons épineux ou à nageoires rayonnées.
Sous classe	Neopterygii	Poissons à arêtes osseuses, présence d'un opercule, écailles minces et imbriquées
Infra- classe	Teleostei	Squelette osseuse
Super-ordre	Ostariophysi	Possède un système d'appareille de weber reliant l'oreille à la vessie gazeuse
Ordre	Cypriniformes	
Super famille	Cyprinoidés	

2. Présentation du Barbeau :

2-1. Présentation du genre Barbeau :

Le genre *Barbus* Cuvier (1817) comptabilise à lui seul environ 800 espèces, avec un degré variable de différenciation génotypique et phénotypique.

Selon Bouhbouh (2002) les poissons du genre *Barbus*, sont caractérisés par :

- Un corps fusiforme, plus au moins comprimé, recouvert d'écailles cycloïdes, dont le nombre et les stries radiales servent de critères de détermination systématique.
- Un œil petit, une bouche bordée d'épaisses lèvres mobiles et munies de deux paires de barbillons (BR) (figure 1) d'où le nom de Barbeau.
- Une ligne latérale habituellement présente et complète.
- Une nageoire dorsale à dernier rayon simple osseux denticulé ou non, dont la forme et les dimensions servent à la diagnose.
- Des os pharyngiens bien développés et pourvus de dent (Bouhbouh, 2002)

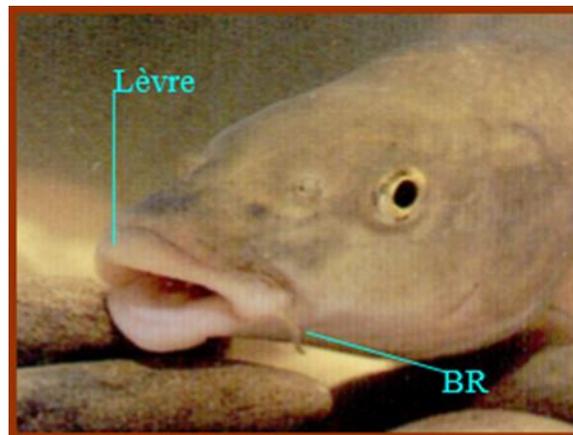


Figure1 : *Barbus callensis* (Bouhbouh, 2002)

2-2. Biologie de Barbeau :

Tableau II : Description général du Barbeau.

Habitat	Le Barbeau aime les eaux vives et se plaît surtout dans les lieux où le courant est rapide. Il fréquente de préférence le voisinage des arches des ponts ou les chaussées qui avoisinent les moulins
Régime alimentaire	Omnivore à prédominance carnée ; son repas est composé de plancton, de graines ; de céréales, de larves d'insectes, d'écrevisses, de vers d'eau divers, de gammarus, de petits mollusques et des œufs d'autres poissons.
Croissance	Les <i>Cyprinidés</i> sont sujets à des variations interspécifiques entre les cycles de vie d'une même espèce (différences majeures entre les sexes mâles et femelles). Cette large variabilité au sein de la même espèce reflète l'influence des facteurs environnementaux et les facteurs génétiques (Hadou-sanoun, 2013).

2.3. Répartition du Barbeau en Algérie :

Les *Cyprinidés* habitent toutes les eaux douces du monde. On en trouve en Europe et en Asie, où ils ont de nombreux représentants ; dans l'Amérique et en Afrique, où leurs espèces sont peu nombreuses.

Dieuzeide (1927) note la présence de *B. callensis* dans l'oued Réghaia, Bouton (1957) dans l'oued Sebaou, Dieuzeide et Roland (1957) dans les cours inférieurs de l'oued Mazafran. Pellegrin (1939) cite trois sous genre de *Barbus* *B. biscarensis*, *B. callensis* et *B. setivimensis*.

Almaça (1970), distingue 5 sous-groupes : *B. callensis* aux environs de Biskra, *B. setivimensis* à Sétif et à Tafna, *B. biscarensis* au Tassili, au Sahara et à Issakarassen (Hoggar), *B. antinorii* à Ourka (sud-ouest), à Timimoun, à Beni Abess, à Foggara à Moghrar Tahtani (sud-ouest) (Ain Sefra) à Béchar et à Oran et *B. magniathantis* au Hoggar.

Dumont (1981) distingue deux espèces du genre *Barbus* en Algérie : *B. callensis* (*B. nauus* et *B. biscarensis*) dans les oueds du nord de l'Algérie à (l'oued Saoura, à oued Iharhir (Tassili) et au Hoggar, *B. crops* à oued Iharhir (Tassili) (Arab, 1989).

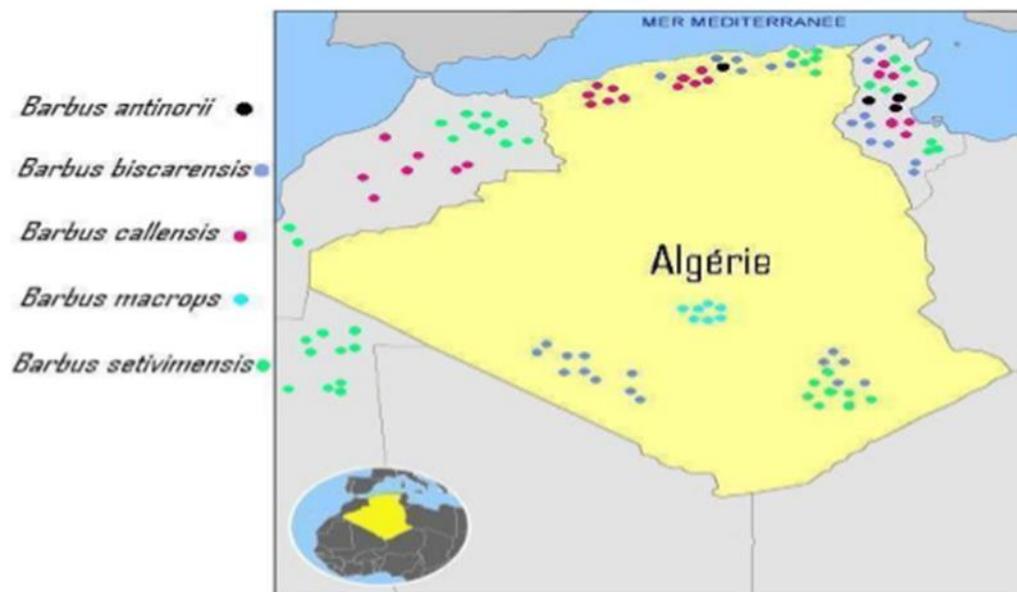


Figure 2 : Répartition des espèces du genre *Barbus* en Algérie et Afrique du nord (Dumont, 1981, in Arab, 1989) (Carte modifiée).

2-4. Systématique du Barbeau (Tableau III):

Boulenger (1911) et Pellegrin (1921-1939) ont utilisé, dans la systématique des *Barbus* nord-africains, la position du premier rayon de la dorsale par rapport au premier rayon des pelviennes.

Tableau III : La systématique du Barbeau (Boulenger, 1911, Valenciennes, 1842).

Phylum	CORDES
Sous-phylum	POISSONS
Super classe	OSTEICHTYENS
Sous ordre	ACTINOPTERYGIENS
Ordre	TELEOSTEENS
Sous ordre	CYPRINIFORMES
Famille	CYPRINOIDAE
Genre	<i>Barbus</i>
Espèces	<i>B. setivimensis</i> (Valenciennes, 1842) <i>B. antinorii</i> (Boulenger, 1911) ;
Nom commun	Barbeau

2-5. Morphologie de genre *Barbus* :

5-1. Morphologie externe :

Le genre *Barbus* est caractérisé par un corps trapu épais, comprimé latéralement, la ligne latérale est visible le long du milieu du corps et le long de la ligne médiane du pédoncule caudal, a peu des écailles cycloïdes plus ou moins grandes. La tête des poissons porte les yeux, la bouche ventrale, protractile, est munie de deux lèvres charnues sans enveloppe écailleuse (figure 3).

Les barbillons (organe sensoriel) sont courts et sont au nombre de quatre et les narines, les yeux n'ont généralement pas de paupières.

La nageoire dorsale est courte, son premier rayon est simple osseux et dentelé et ne présente pas plus de neuf rayons mous, le premier rayon est opposé à la base de la nageoire ventrale, la nageoire anale est fourchue et courte (Berrebi, 1981).

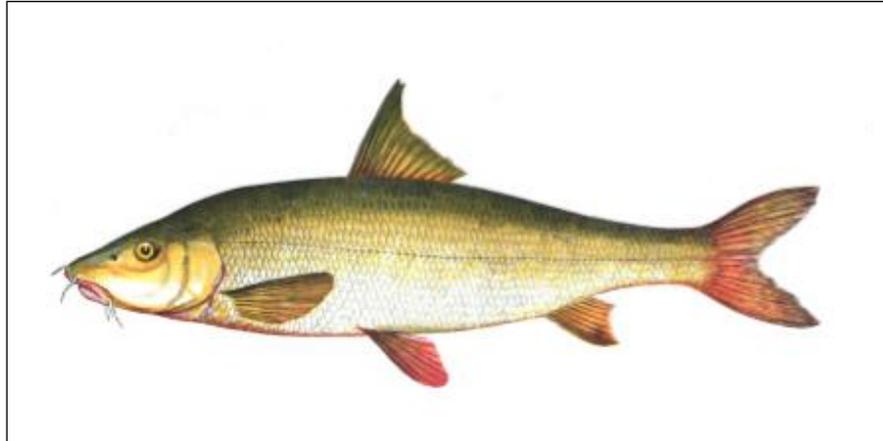


Figure 3 : Morphologie externe de Barbeau commun (Gervais et Boulart, 1876).

5-2. Morphologie Interne :

Le squelette des poissons est l'armature qui supporte les muscles et le cerveau, il est composé os de la tête, d'un axe vertébral et des artères.

Les muscles servent à la propulsion des poissons et leur permettent de respirer, les branchies des poissons d'eau douce se trouvant sous les opercules qui les protègent, elles assurant l'oxygénation du sang il y en quatre de chaque côté de tête. la vessie natatoire peut avoir de multiples fonction.

L'appareil digestif commence par la bouche, puis continue sa route par la cavité buccale, le pharynx, l'œsophage, et l'estomac qui secrète le suc digestif (figure, 4).

Arrive ensuite le foie, la vésicule biliaire, le canal cholédoque et les caecums pyloriques, le pylore, l'intestin, la rate et l'anus (figure, 4).

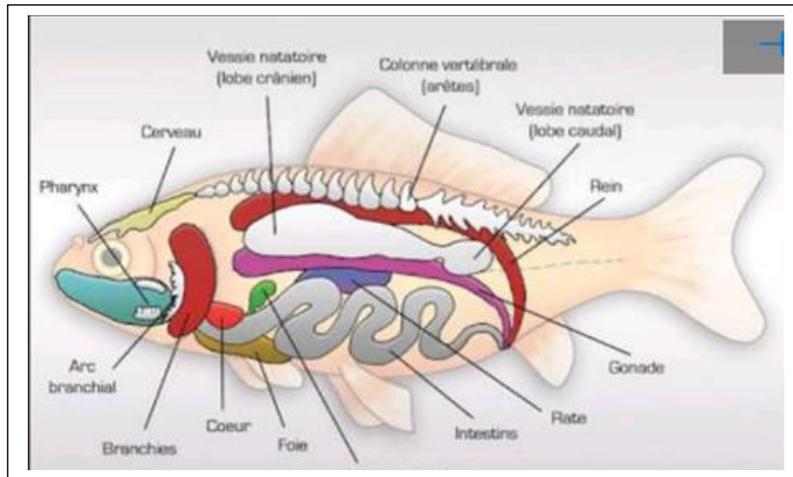


Figure 4 : Morphologie interne du Barbeau (A. F. P. R., 2018)

3. Présentation de Tanche *Tinca tinca* (linnaeus,1758) :

3-1. Présentation du genre *Tanche* :

La Tanche a une grande ténacité vitale et vit dans des milieux où tout autre poisson trouverait la mort, Pendant la saison froide, elle se cache sous la vase. La tanche se prend à la ligne ordinaire, à la ligne de fond amorcée de vers de terre, lorsque le temps est chaud et couvert. On la prend également la nuit, au verveux et à la nasse (Gervais et Boulart, 1876).

La Tanche peut être conservée plusieurs jours hors de l'eau, à la condition d'humecter ses branchies plusieurs fois par jour (Gervais et Boulart, 1876).

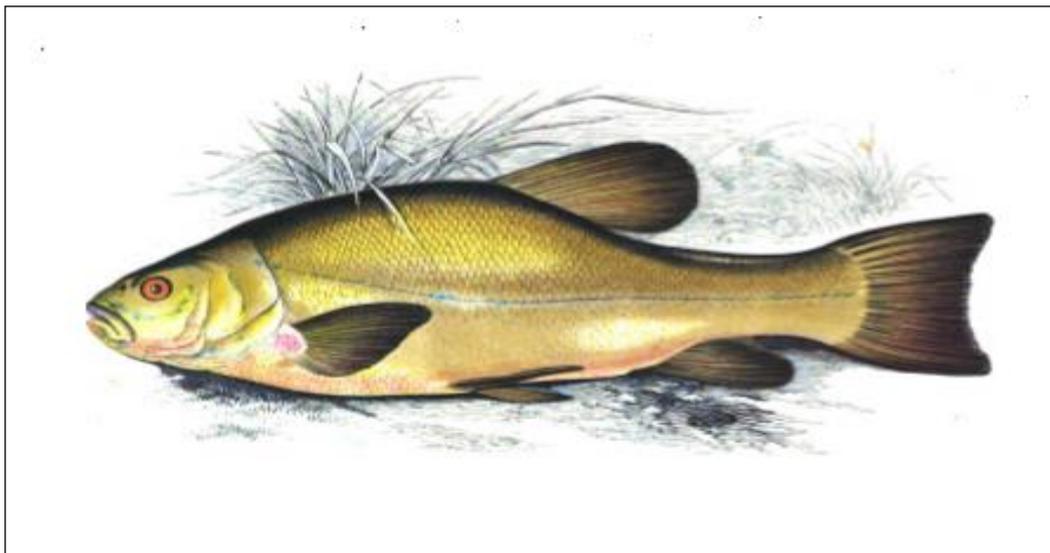
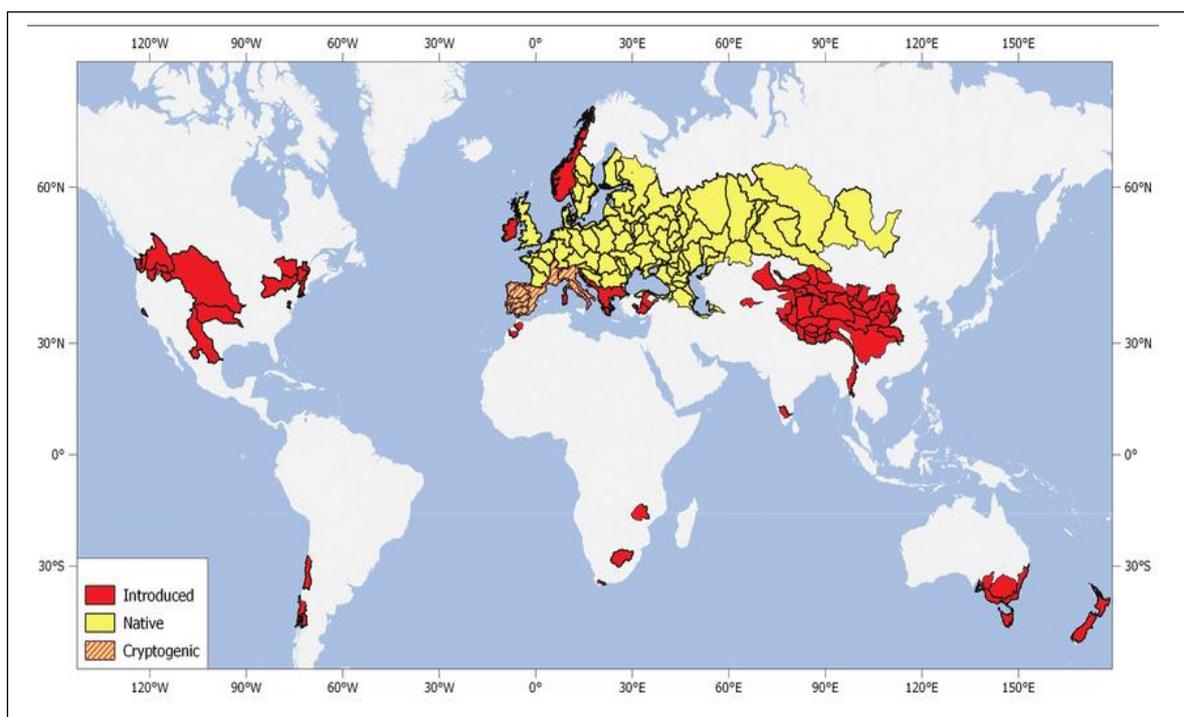


Figure 5 : Morphologie du Tanche (Gervais et Boulart,1876)

3-2. Répartition de Tanche :

Le stockage dans toute l'Europe depuis des siècles a brouillé le modèle de distribution original, imaginé comme étant natif dans la majeure partie de l'Europe (figure, 6).

Naturellement absent seulement en Irlande, en Scandinavie, dans le bassin adriatique oriental et dans l'ouest et le sud de la Grèce, où il est maintenant introduit. En Asie, originaire de l'est jusqu'à l'ouest du Yenisei au sud de 60°N. Introduit en Afrique du Nord et du Sud, en Tasmanie, en Australie, en Nouvelle-Zélande en Inde, en Amérique du Nord, au Chili et probablement ailleurs (Freyhof et Kottelat, 2008) (figure, 6).



■ Espèces introduit ■ E originaire ■ E cryptogénique

Figure 6 : Distribution mondiale de la tanche par bassin versant (Suncica et al., 2017)

3-3. Classification et systématique de Tanche (Voire, tableau 5):

Tableau IV : classification de la Tanche d'après Linné (Linnaeus, 1758)

Phylum	Corodata
Sous-phylum	Vertébrata
Super classe	Actopterygii
Classe	Actinoptyrigii
Ordre	Clupeiformes (poissons à nageoires rayonnées, caractérisés par une vessie natatoire reliée à leur appareil digestif).
Famille	Cyprinidae
Genre	<i>Tinca</i>
Espèces	<i>T. tinca</i>
Nom binominal	<i>Tinca tinca</i> (linnaeus, 1758)

3-4. Morphologie du genre *Tanche* :

Ce poisson joint aux caractères généraux des Cyprins, celui de n'avoir que de très-petites écailles et des barbillons très-petits (Blanchere, 1868).

L'œil paraît petit pour l'animal, il est rouge carmin ; la tête est un peu en groin, les lèvres épaisses, le front large. La couleur du poisson varie d'un brun jaunâtre à un beau ton vert bronzé, suivant les eaux, l'âge et peut-être le sexe (Blanchere, 1868).

La ligne latérale court en s'incurvant de l'opercule jusqu'au milieu du corps ; elle devient ensuite rectiligne, les nageoires varient également. La gorge est généralement blanchâtre ainsi que le ventre, les nageoires sont violettes (Blanchere, 1868).

La Tanche est couverte d'une abondante mucosité qui, à l'air, masque les écailles, mais dans l'eau les laisse voir parfaitement. Ces écailles, sont, dit-on, plus grandes chez la femelle que chez le mâle et on a fait le calcul que leur nombre n'était pas moindre de trente mille (Blanchere, 1868).

3-5. Biologie de Tanche :

Tableau V : Description générale de Tanche.

Habitat	Elle habite les eaux courantes, mais se plaît particulièrement dans celles où le fond est vaseux et herbeux : conditions nécessaires à son genre de vie et à son alimentation (Gervais et Boulart,1876).
Régime alimentaire	Omnivore, la tanche se nourrit en fouissant le substrat vaseux du fond de jeunes pousses d'herbes aquatiques, de grains et autres débris végétaux, sans oublier un grand nombre de petites proies telles que vers, mollusque, larves d'insectes et parfois alvins chez les gros sujets (Durantel,2003)
Croissance	La Tanche mesure en moyenne une trentaine de centimètres. Elle peut atteindre la taille respectable de 60 cm pour un poids de 3 kg (Durantel,2003)

II-1. Biologie de reproduction des *Cyprinidae* :

La reproduction des *Cyprinidés* a en général lieu en printemps en zone tempérée, les œufs étant le plus souvent de petite taille d'ordre de 1 mm voire de 0.5mm dans le cas de la Tanche (Billars, 1995).

Les produits sexuels sont directement libérés dans l'orifice génital, la fécondation et donc externe (Magnan, 1999).

Le développement embryonnaire est bref et les larves, dès l'éclosion devient impérativement trouver une alimentation e petite taille (Billard, 1995).

Tous sont ovipares, ils pondent des œufs collants, soit sur les végétaux aquatiques immergés (cas de Tanche) soit sur les pierres et les graviers (cas de Barbeau) le frai est souvent collectif, les mâles et les femelles réunissant en grand nombre aux endroits propices, les frayères, au printemps ou au début de l'été (Mellinger, 2016).

1-1. L'appareil reproducteur des *Cyprinidae* :

Les mâles possèdent 2testicules internes reliés à des canaux différents, les femelles possèdent 2 ovaires prolongés par des oviductes.

Quand arrive la période de frai, les femelles sont plus rondes et plus pleines que les mâles. Le ventre devient souple et l'orifice génital paraît proéminent.

Si l'on y regarde de près, on peut constater la présence de trois orifices, chez les femelles : l'anus, et l'extrémité de l'oviducte au bord du quel s'ouvre l'orifice urinaire.

Chez les mâles, les trois orifices débouchent distinctement à l'extérieur. En période de reproduction les mâles portent de nombreux « boutons de noce » blancs et rugueux sur les opercules ainsi que sur le premier rayon des nageoires pectorales.

Ces nageoires sont souvent plus fortes et plus longues que chez les femelles car ils les utilisent pour aider la femelle à libérer ses œufs.

1-2. Stratégie de reproduction des *Cyprinidae* :

Dès la fin d'une période de ponte, les femelles reconstituent leur « stock » d'ovules (ovogenèse). Lorsque ce développement arrive à son terme, il se produit une pause que l'on nomme « dormance » et qui se prolonge sous nos latitudes pendant tout l'hiver.

Pendant cette période, les poissons, demeurent en état de léthargie. Il ne s'agit pas d'hibernation, mais d'un simple ralentissement du métabolisme, c'est-à-dire des fonctions vitales, telles les battements cardiaques, la digestion, la respiration.

Le rythme du métabolisme suit les variations de température en attendant les premiers signes de l'arrivée du printemps : Il s'agit en particulier du réchauffement de l'eau, mais aussi de l'allongement de la durée du jour ainsi que de l'apparition des premières pousses des végétaux aquatiques, et bien sûr aussi la présence de partenaires sexuels matures.

Ces événements déclenchent chez les poissons une sécrétion d'hormones (hypophysaires) qui « réveille » le processus de la reproduction (Jean, 2008).

1-3. Cycle de reproduction :

Se réactive donc au printemps, en général lorsque la température de l'eau dépasse durablement 14 - 16 voire 18°C selon les régions l'environnement et le « vécu thermique » des géniteurs. Les ovules démarrent alors leur maturation.

Cela se traduit au sein de l'ovule par une migration du noyau (vésicule germinative) d'une position centrale à une position périphérique proche du « micropyle » qui est le seul passage possible pour la pénétration du spermatozoïde à travers la membrane cellulaire. Lorsque cette migration démarre, le processus de reproduction ne peut plus être arrêté (Jean, 2008).

En milieu naturel on recommande un ratio de 2 ou 3 mâles pour féconder 1 femelle est la règle.

Tableau VI : Stade de développement de la fécondation jusqu'à stade larvaire

La ponte	Les femelles libèrent simultanément leurs ovules dans l'eau. Au contact de l'eau, les protéines qui couvrent l'œuf commencent à devenir adhésives ; l'œuf s'hydrate et se gonfle, et le micropyle se referme. Les ovules qui n'ont pas été fécondés à ce stade sont perdus. Les femelles de cyprinidés peuvent pondre de 150 à 200 000 œufs par kilogramme de poids vif.
L'incubation	La durée de l'incubation est proportionnelle à la température et peut demander de 8 à 3 jours dans une eau respectivement de 15 à 24°C.
Elevage Larvaire	À l'éclosion, les extrémités de l'appareil digestif (bouche et anus) de la larve ne sont pas encore ouvertes, mais celle-ci dispose d'une réserve vitelline qui lui apporte les nutriments et l'énergie nécessaires pour achever sa formation. Cependant, n'ayant pas encore de vessie natatoire, la larve coule et ne peut tenir en eau sans fournir un effort considérable. Elle cherche donc à s'accrocher par la bouche aux supports qu'elle trouve. À ce stade elle est extrêmement fragile et vulnérable vis-à-vis des prédateurs y compris des prédateurs planctoniques. au cours de cette période dite de « résorption de la vésicule » qui peut durer de 2 à 4 jours (toujours selon la température), la formation de la bouche s'achève. La larve vient alors à la surface pour capter de l'air et gonfler sa vessie natatoire. Elle devient larve nageant et doit alors impérativement commencer à se nourrir.

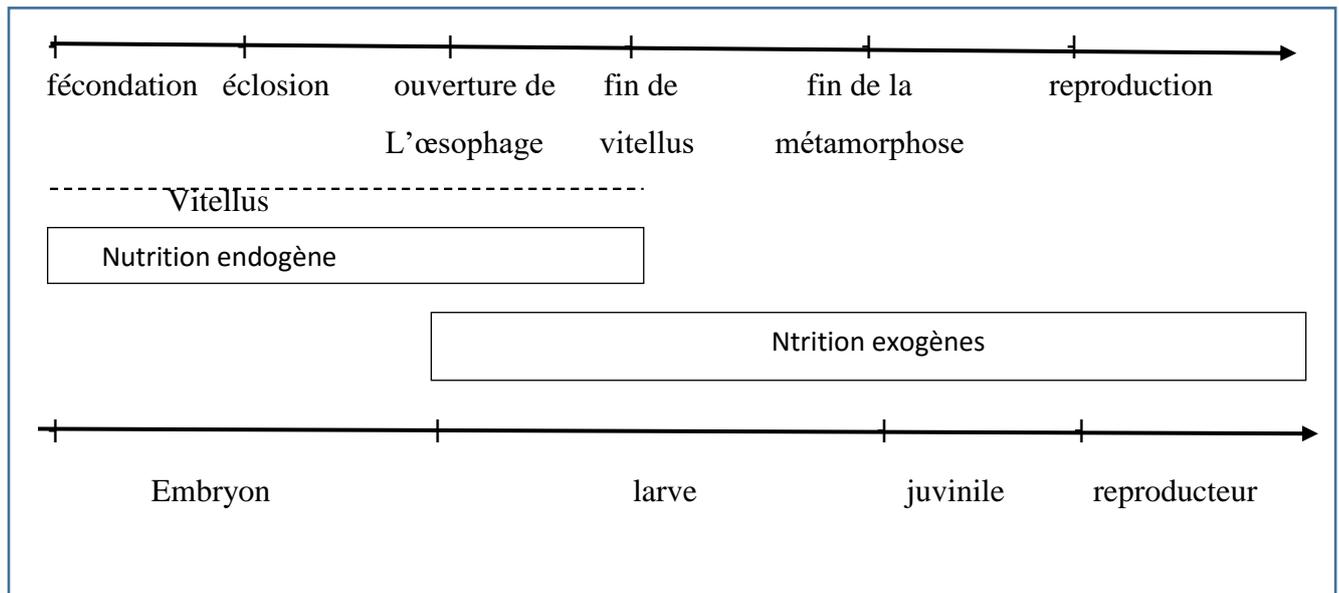


Figure7 : Stade de développement et mode de nutrition au cours de la vie du poisson (Gatesoupe, 1999).

II-2. Physiologie de la reproduction des *Cyprinidae* :

2-1. Caractéristique générale de la gamétogenèse des poissons téléostéens :

1-1. Différenciation sexuelle et puberté :

Chez les poissons, comme chez les autres animaux, on connaît peu de choses sur la succession d'évènements intervenant entre le niveau chromosomique (sexe génétique) et l'apparition définitive d'éléments mâles ou femelle (sexe phénotypique) dans la gonade en différenciation (Hanington, 1974).

Pour Yamamoto (1969), les gènes sexuels n'agiraient qu'indirectement sur la différenciation sexuelle par l'intermédiaire d'inducteurs sexuels placés sous leur contrôle. La nature de ces inducteurs est encore inconnue, toutefois certains faits expérimentaux suggèrent un rôle des stéroïdes sexuels.

Chez de nombreuses espèces, l'administration d'androgènes ou d'œstrogènes peut en effet induire la différenciation de femelles génétiques ou de mâles génétiques en des adultes fonctionnels et fertiles du sexe opposé (voir Yamamoto, 1969 ; Schreck, 1974).

Dans certains cas, la proportion des sexes apparaît être infléchi par divers facteurs de l'environnement (facteurs sociaux, température, notamment) en particulier chez les espèces qui présentent un hermaphrodisme successif (Reinboth, 1980).

La puberté, phase transitoire durant laquelle se mettent en place les différents éléments concourant à la réalisation de la (première) reproduction, se réalise en un temps variable suivant les espèces.

La causalité de son déclenchement est encore mal élucidée. Il semble que les poissons doivent atteindre un certain développement corporel ou un certain âge pour devenir sexuellement matures, mais ce phénomène dépend aussi de facteurs du milieu ayant une action sur le métabolisme ou la croissance, tels que la température ou l'alimentation (Kausch, 1975).

1-2. Le testicule et la spermatogénèse :

Chez la plupart des téléostéens, le testicule est un organe pair situé dorsalement dans la cavité générale et qui est prolongé postérieurement par un canal déférent (spermiducte) se terminant au niveau de la papille génitale.

La structure testiculaire apparaît plus diversifiée chez les téléostéens que chez tous les autres groupes de vertébrés (Dodd, 1972 ; De Vlaming, 1974, Callard et *al.*, 1978).

Il est généralement admis, bien qu'il n'y ait pas unanimité (Grier, 1981), que deux types de structures testiculaires, lobulaire et tubulaire, peuvent être identifiés selon le mode de spermatogénèse (De Vlaming, 1974 ; Billard et *al.*, 1982).

Le type lobulaire, ainsi dénommé car les tubes séminifères ont un diamètre variable et présentent un aspect lobé en histologie, est le plus répandu chez les téléostéens.

Dans ce type de structure testiculaire, les spermatogonies (type A) sont réparties tout au long du tube séminifère, les kystes formés se déplacent peu au cours de leur évolution, et les spermatozoïdes produits sont libérés dans la lumière centrale des tubes en communication avec le canal déférent.

Dans le type tubulaire (figure 8 et 9), limité au groupe des Poecilidae (Billard et *al.*, 1982), les cellules germinales sont au contraire localisées uniquement au niveau de l'extrémité aveugle des tubules.

Durant la spermatogénèse les kystes migrent le long du tubule, qui ne possède pas de lumière, vers la cavité centrale du testicule où sont libérés les spermatozoïdes. Dans les deux cas, les tubules ou les lobules sont séparés les uns des autres par les cellules (Leydig homologues) du tissu interstitiel (Legendre et Jalabert, 1999).

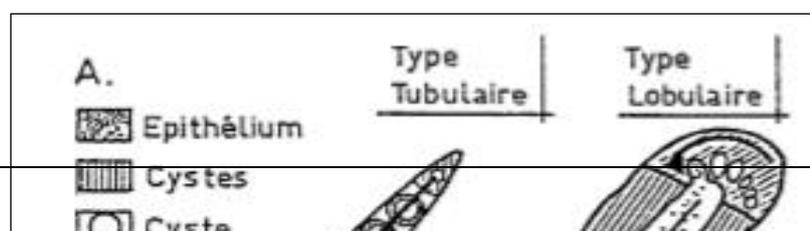


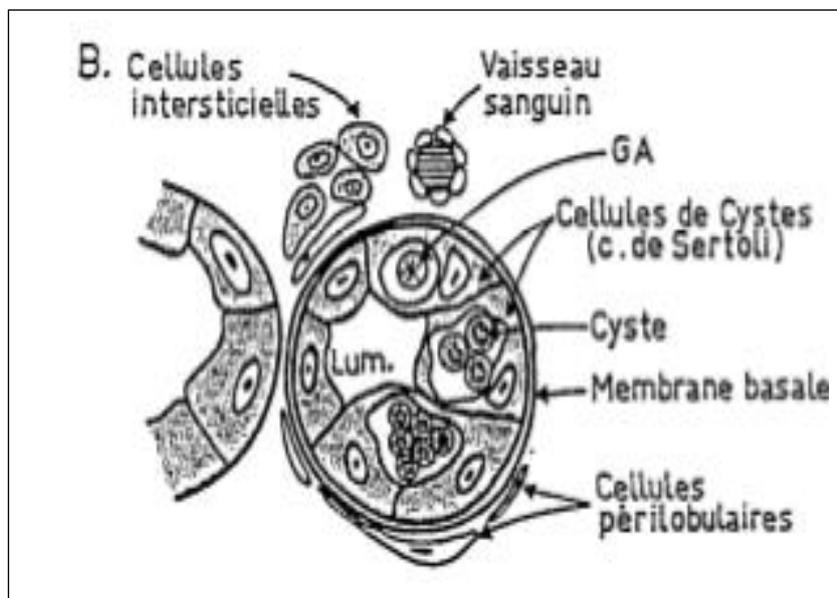
Figure 8 : (A) Représentation schématique de deux types de structures testiculaires rencontrées chez les Téléostéens (d'après Billard et al., 1982).

Ve : vas efférent.

Vd : vas déférents.

Sp : spermatozoïdes.

Sp-zg : sperma- tozeugme



(B) Coupe transversale d'un lobule (d'après Billard et al., 1982).

G.A. : spermatogonie du type A.

Le processus de spermatogénèse regroupe l'ensemble des phases cytologiques conduisant à l'élaboration des spermatozoïdes à partir de cellules indifférenciées (spermatogonies A), elles-mêmes issues des cellules germinales primordiales de l'embryon par division mitotique.

La spermatogénèse peut avoir, suivant les espèces, un caractère continu (par ex : chez la carpe) ou saisonnier (par ex. chez la truite) (Billard et al., 1982).

La différenciation des spermatozoïdes s'effectue entièrement à l'intérieur des kystes, délimités par une couche de cellules somatiques dont l'homologie avec les cellules de Sertoli des mammifères reste controversée (Billard et al., 1982 ; Grier, 1981).

Durant la spermatogénèse, l'évolution des cellules germinales est synchrone à l'intérieur de chaque kyste. Les spermatogonies A sont initialement isolées et entourées de quelques cellules somatiques.

Ces dernières se divisant forment l'enveloppe du kyste, alors que les spermatogonies (type B) subissent plusieurs divisions mitotiques aboutissant aux spermatocytes primaires, puis après les deux divisions de la méiose, aux spermatides. Une série de transformations cytologiques (spermiogénèse) intervient alors, au cours de laquelle chaque spermatide se différencie en un spermatozoïde.

Les spermatozoïdes sont ensuite libérés dans le canal déférent du testicule ; c'est la spermiation, qui est généralement accompagnée par une hydratation des gonades et du sperme (Hoar, 1969 ; De Vlaming, 1974 ; Billard et al., 1982).

Lors de l'émission du sperme (éjaculation), les spermatozoïdes sont libres dans le plasma séminal chez les espèces à fécondation externe, alors qu'ils sont souvent groupés en spermatophores ou en spermatozeugmes chez les espèces à fécondation interne.

2-3. L'ovaire et l'ovogénèse :

L'ovaire est un organe généralement pair, suspendu dorsalement dans la cavité péritonéale par le mésovarium qui est une extension du péritoine. Les tissus de l'ovaire forment de nombreux replis ou lamelles ovigères dans lesquelles se développent les ovocytes.

Chez les téléostéens, contrairement à ce que l'on observe chez les vertébrés supérieurs, l'ovaire contient un stock d'ovogonies indifférenciées qui semble pouvoir être renouvelé par divisions mitotiques tout au long de la vie.

Un oviducte reliant l'ovaire à la papille génitale, où lors de l'ovulation les ovules sont libérés dans la cavité cœlomique. L'ovogénèse débute véritablement avec la différenciation de certaines ovogonies qui entrent en prophase de Première division méiotique.

Cette phase d'arrêt de la méiose caractérisée au niveau du noyau (ou vésicule germinative) par le maintien d'un double stock de chromosomes (4n) sous une forme peu condensée « chromosomes en écouvillons », dure jusqu'à la fin de la vitellogénèse.

Les « ovocytes » ainsi formés sont progressivement entourés par des cellules somatiques qui se différencient en plusieurs couches formant les enveloppes folliculaires. De la périphérie vers l'ovocyte on distingue : la thèque constituée de plusieurs couches cellulaires et la granulosa séparée de la thèque par une membrane basale (Harvey et Hoar, 1980).

La granulosa, formée d'une couche monocellulaire, est en contact étroit avec l'ovocyte grâce à de nombreuses interdigitations qui s'entrecroisent à travers une couche acellulaire, la zona pellucida, futur chorion de l'œuf (figure 8).

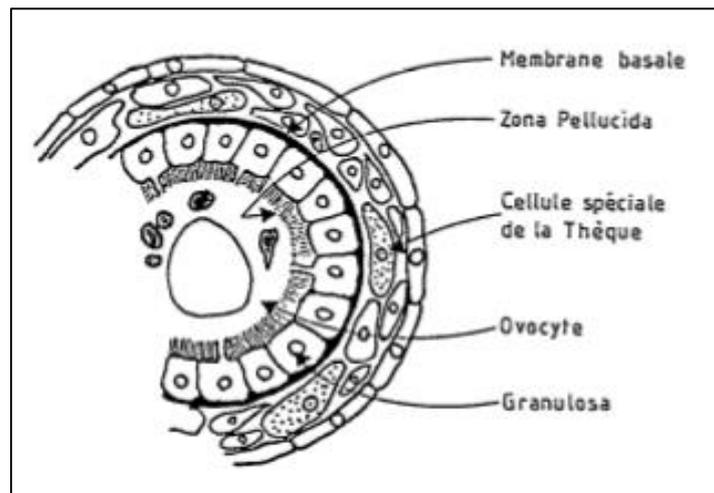


Figure 9 : Représentation schématique d'un follicule ovarien de poisson téléostéen (d'après Hoar & Nagahama, 1978).

La croissance ovocytaire peut être décomposée de façon schématique en deux phases : d'abord une phase de prévitellogénèse, parfois dénommée « vitellogénèse endogène » qui consiste essentiellement, semble-t-il, en la mise en place de la machinerie métabolique indispensable à la croissance ultérieure de cette cellule géante : organites cellulaires, acides nucléiques.

Ensuite la vitellogénèse proprement dite (accumulation des réserves vitellines ou vitellus) dénommée parfois « vitellogénèse exogène » car elle est caractérisée par l'incorporation de vitellogénine, grosse molécule lipoprotéique synthétisée par le foie, circulant dans le sang et pénétrant dans l'ovocyte par micropinocytose.

A la fin de la vitellogénèse, l'ovocyte subit une évolution rapide, la vésicule germinative migre vers la périphérie au pôle animal et la méiose reprend jusqu'à la métaphase de deuxième division.

Ce processus de maturation ovocytaire est accompagné d'importants changements au sein du cytoplasme et du vitellus, et chez de nombreuses espèces l'ovocyte subit une hydratation se traduisant par une rapide augmentation de volume.

L'ovocyte entouré du chorion se sépare ensuite du follicule et est expulsé (ovulation) dans la lumière ovarienne. La ponte (ou oviposition) se produit après l'ovulation avec un délai variable suivant les espèces.

L'œuf est fécondé par un seul spermatozoïde pénétrant par le micropyle, orifice en forme d'entonnoir qui traverse le chorion au pôle animal. La méiose s'achève alors et le second globule polaire est émis.

La dynamique de développement des ovocytes dans l'ovaire présente néanmoins une extrême diversité dans ce groupe (Wallace et Selman, 1981).

La taille et le nombre des ovocytes produits sont, par ailleurs, éminemment variables suivant les espèces et les milieux colonisés (Legendre et Jalabert, 1999).

2-4 Taille de la première maturité sexuelle :

La taille de première maturité sexuelle est un indice le plus important de la sexualité du poisson. C'est elle qui va, en effet, nous renseigner sur la fraction du stock qui est apte à assurer le renouvellement de l'espèce ; et par conséquent, nous informer sur la taille minimale légale des poissons pouvant être pêchés. L'objectif est donc la préservation d'une fécondité suffisante pour générer le stock.

La définition de la taille de la première maturité sexuelle est très variée selon les auteurs.

D'après Postel (1955), c'est la longueur du plus petit individu adulte, selon Fontana & Pianet (1973) le Grand (1960) et Stequert (1976) c'est la longueur à laquelle 100% des individus sont matures.

La définition la plus utilisée est celle de Batts (1972), reprise par Shung (1973) et ensuite par Conand (1977) qui définissent la taille de la première maturité sexuelle comme étant la longueur pour laquelle 50% des individus sont matures.

Matériel et Méthode

Introduction :

Afin d'évaluer l'identification d'état de maturité sexuelle, et la période de reproduction sexuelle chez deux espèces appartenant de la famille des *Cyprinidés* Barbeau et Tanche ; Nous allons présenter dans ce chapitre le matériel et les méthodes utiliser dans l'étude des déférant paramètre biologique et physiologique.

Les travaux pratique commencé du 14 avril 2018 jusqu'à le 21 dans laboratoire de Projet de Fin d'étude de l'université du Blida, et l'étude histologique commence le 10 juin 2018 jusqu'à 28 juin 2018 à l'hôpital de Beni Messous dans le service d'ana-pathologie sous la direction de médecin spécialiste.

I-1. Généralité sur le Matériel :

I-1. Site d'étude :

Le barrage de Bou-Hanifia est construit sur l'oued El Hammam qui prend sa source dans les montagnes de Daïa et se termine dans les marais de la Macta.

Le bassin versant du barrage a une superficie de 7.850 km² et le débit annuel moyen de l'oued atteint 110 millions de m³ (Bounaadja, 2009).

L'ouvrage, d'une capacité de 73.106 m³ est situé à 400 km au nord-ouest d'Alger (Fig.9). Il est construit en 1937 et mis en exploitation en 1945 et est destiné à l'irrigation des terres agricoles voisines ainsi qu'à alimenter la retenue du barrage de Fergoug par des lâchés périodiques (Labioud et al., 2004).

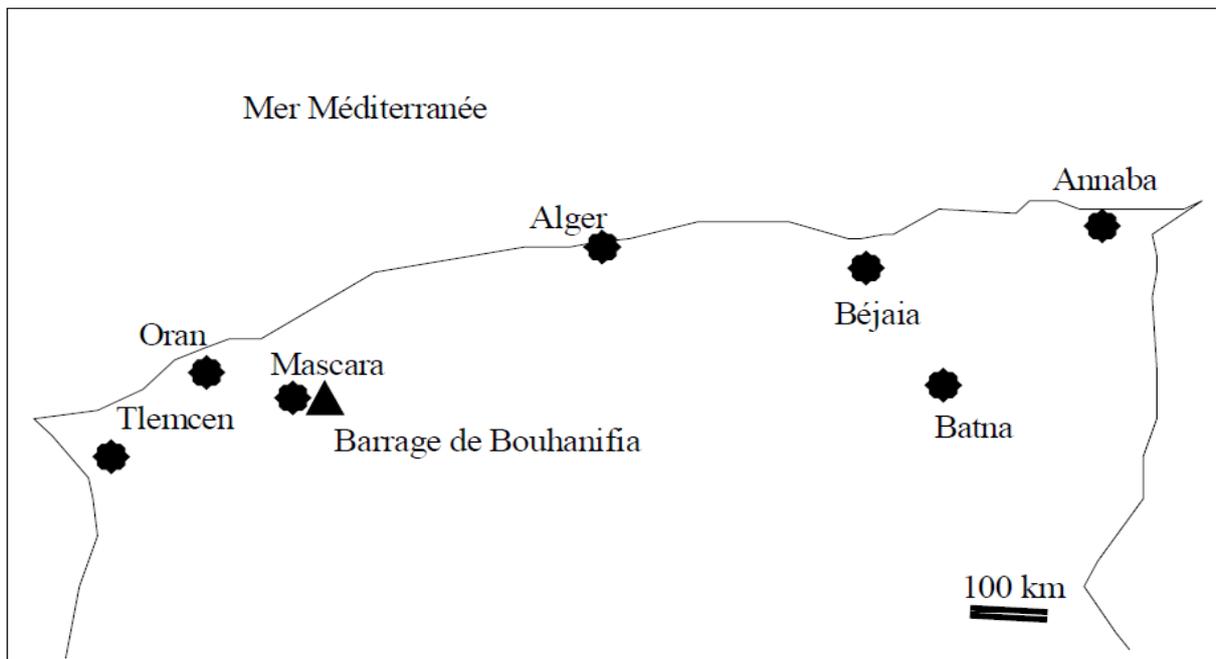


Figure 9 : Situation géographique du barrage de Bou-Hanifia

I-2. Matériel non biologique :

Le matériel non biologique l'annexe N 1.

I-3. Matériel biologique :

3.1. Techniques de pêche :

Des pêches avec différents types de filet ont été réalisées *in-situ* dans le barrage de Bouhnaifia, Daira de Bouhanifia, Wilaya de Mascara, afin de connaître la richesse spécifique, la biologie et l'écologie des différentes espèces de poissons.

Dans cette étude, nous avons utilisé le filet maillant vertical, qui constitue une méthode d'étude des peuplements ichthyologiques des grands plans d'eau particulièrement bien adaptée à ce type de milieu (Degiorgi, 1994 ; Flesch, 1994 ; Appelberg et al., 1995).

Ce sont des engins de capture statiques, constitués d'une nappe de filet en nylon monofilament, enroulée sur un tube en PVC servant de flotteur (Figure 9).

Chaque filet, lesté, repose sur le fond, posé ; il demeure vertical dans l'eau et permet ainsi d'échantillonner les poissons dans l'ensemble de la colonne d'eau quelle que soit sa hauteur. Dans deux stations deux types de filets de mailles de 20 ; 50 mm est posée 08 heures, mais il est possible d'effectuer un relevé intermédiaire.

Les filets ont une largeur de 20 m ; 80m leur profondeur correspond à celle de la station prospectée (2 ; 7m).

Trois campagnes ont été réalisées au niveau de sites de barrage Bouhanifia, pendant les mois d'Avril et Juin, au cours de l'année 2018 durant lesquels, 62 spécimens de famille *Cyprinidea* : Barbeau et Tanche (voir annexe) ont été capturés dans deux zones au niveau de cette retenue collinaire.



Figure 10 : Filet de pêche trémail après un relevé.

II. Echantillonnages et traitement de laboratoire :

L'étude a été réalisée sur de 62 individus dont 33 appartiennent de l'espèce *Barbus* 15 sont des femelles et 17 sont des mâles, un leur sexe est indéterminé, et 29 appartiennent de l'espèce Tanche dont 24 sont des femelles et 5 sont des mâles, ces échantillons prélevés pendant deux période : la période de reproduction et la période de repos des deux espèces de poissons de famille *Cyprinide*. Le suivi de l'étude a été réalisé à un rythme mensuel durant deux mois avril et juin 2018 (Tableau VII).

Tableau VII : Présentation générale sur les dates de prélèvement, le nombre, et le sexe des échantillons.

Dates de prélèvement	Nombre des échantillon	Espèces	Nombre de mâle	Nombre de Femelle	Cas de sexe Indéterminé
14Avril 2018	22	Barbeau	10	11	01
21Avril 2018	11	Barbeau	07	04	00
21Avril 2018	20	Tanche	05	15	00
10 Juin 2018	09	Tanche	04	05	00

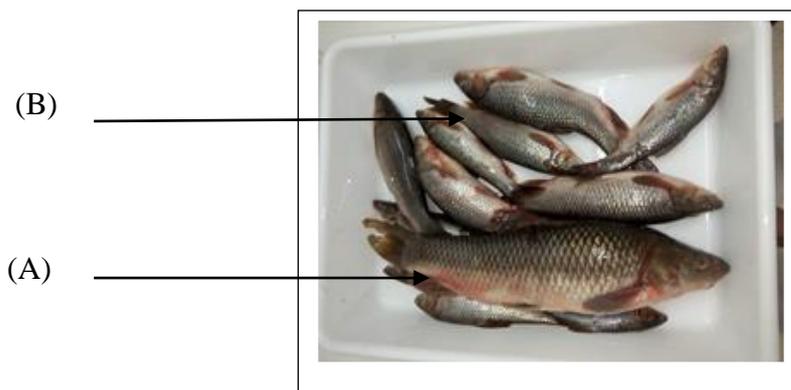


Figure 11 : Échantillonnage des deux espèces étudié (A) Barbus (B) Tanche (original, 05/2018).

Des prélèvements mensuels de la Tanche et Barbeau de différentes tailles ont été effectués au niveau de barrage de Bouhnaifia afin de déterminer leur maturité sexuelle, plusieurs paramètres physiologiques du poisson ont été calculés. Il s'agit du Rapport Gonado-somatique (RGS), du Rapport Hépatosomatique (RHS).

II-1. Traitement des échantillonnages :

Les poissons des deux espèces ont été identifiés à l'aide des fiches d'identification des poissons (Fiches FAO, 1987).

Après séparation des espèces, les poissons ont été selon le sexe classés en trois lots, mâles, femelles, indéterminés. Vu de l'absence de dimorphismes sexuels la détermination du sexe se fait après l'ouverture de la cavité abdominale à partir de l'anus jusqu'à l'opercule.

Nous avons déterminé les stades de la maturité des gonades à l'œil nu (échelle macroscopique) ont utilisé une échelle de maturité de la gonade établie par la FAO en 1983 (Tableau 2) ; puis en passe sur l'observation microscopique des gonades, elle est utilisée quand l'identification du stade de maturité sexuelle n'est pas possible macroscopiquement (Costa, 2004) (Tableau VII).

Tableau VIII : Echelle de maturité en cinq points (description macroscopique) (FAO, 1983).

Stade	Etat	Description
I	Immature	Ovaires et testicules environ $\frac{1}{3}$ de la longueur de la cavité abdominale. Ovaires rosâtres, translucides; testicules blanchâtres. Œufs invisibles à l'œil nu.
II	Vierge en maturation et récupération	Ovaires et testicules environ $\frac{1}{2}$ de la longueur de la cavité abdominale. Ovaires rosâtres, translucides; testicules blanchâtres, plus ou moins symétriques. Œufs invisibles à l'œil nu.
III	Mûrissant	Ovaires et testicules environ $\frac{2}{3}$ de la longueur de la cavité abdominale. Ovaires de couleur jaune-rosâtre avec aspect granuleux, testicules blanchâtres à crème. Pas d'œufs transparents ou translucides visibles.
IV	Mûr	Ovaires et testicules de $\frac{2}{3}$ à toute la longueur de la cavité abdominale. Ovaires de couleur rose-orange avec des vaisseaux sanguins superficiels visibles. Grands œufs mûrs, transparents. Testicules blancs crémeux, mous.
V	Après ponte	Ovaires et testicules rétractés à environ $\frac{1}{2}$ de la longueur de la cavité abdominale. Parois lâches. Les ovaires peuvent contenir des restes d'œufs opaques et mûrs en désintégration, assombris ou translucides. Testicules injectés de sang et flasques.

Tableau IX : Echelle de maturité (description microscopique) (FAO, 1983).

Stades de maturité sexuelle	Description microscopique
I- Immature	Lobules séminifères tapissés par des cellules germinales primaires et tissu interstitiel.
II- Début de développement et récupération	Lobules séminifères contenant une masse des cellules souches primordiales, avec un noyau distinct, et un gros nucléole appelées spermatogonies.
III- Pré -spermiation (mise au point finale)	Lobules séminifères avec des spermatocytes primaires et secondaires, plus petites par rapport à leur prédécesseur. Présences aussi des spermatides.
IV- Spermiation (Mure)	Les lobules séminifères remplis de spermatozoïdes mais identification aussi d'autres cellules en stades finaux de développement
V- Post-spermiation (Epuisé)	Les lobules séminifères commencent à s'épaissir, on voit un grand nombre de spermatozoïdes.
VI – le relèvement précoce	Lobule séminifères avec des parois fortement épaissies, mais avec vide laissés par la résorption du sperme

II-2. Paramètre biométrique :

Les mesures et les prélèvements ont été effectués au laboratoire PFE de Blida, les poissons sont mesurés avant et après éviscération. Les gonades sont prélevées et pesées.

2-1. Mesure de la longueur :

Le poisson a mesuré est posé sur un flanc, le mesure contre la butée de l'échtyomètre gradué au millimètre près, pour chaque poisson nous avant mesuré les longueurs suivantes Figure 12 :

- La longueur totale (Lt)
- La longueur a la fourche (Lf)
- La longueur standard (Ls)

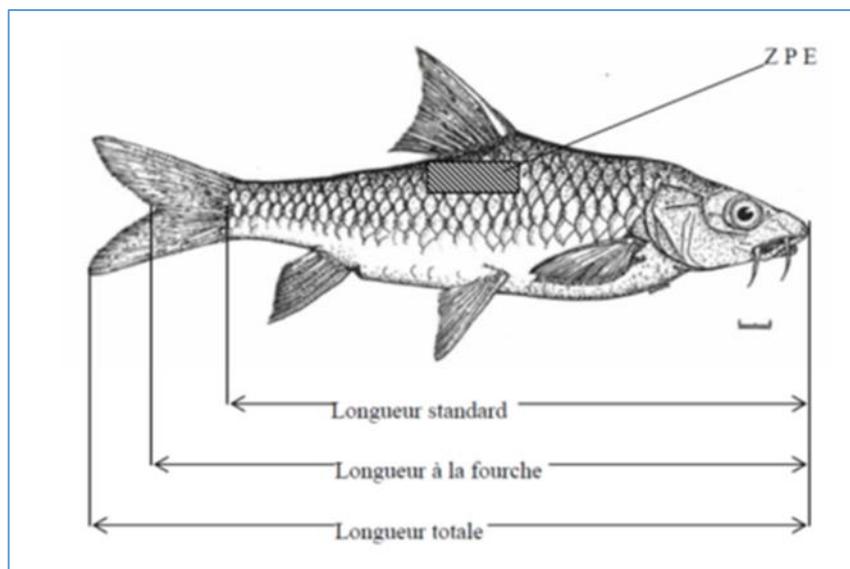


Figure 12 : Longueurs du poisson mesuré.



Figure 13 : Mesure de la longueur des poissons au laboratoire.

2-2. Mesure de poids :

Les pesées ont été réalisées à l'aide d'une balance KERN, ayant une précision de 0.1g et une portée de 7 kg, nous avons mesuré les poids suivants :

- Les poids total (Pt) : le poids de poisson entier (Figure 14).
- Les poids éviscérés : le poids de poissons vidé de son gonade, de son foie.



Figure 14 : Mesure de poids de poisson entier

2-3. Dissection des poissons

- En dispose l'animal, face dorsale contre la planche à dissection
- Inciser la paroi abdominal 1/2cm en avant de l'anus, en poursuivre l'incision sur la ligne médiane jusqu'à l'extrémité antérieure des fentes operculaires, en protégeant l'organe sous-jacents avec la sonde cannelée (Salame, 2008) (Figure 14).



Figure 15 : Dissection du poisson

2-4. Prélèvement des gonades et du foie :

Un totale de 62 poissons mâles et femelles, chaque individu a fait l'objet des mesures et relevés suivants :

- Identification de sexe (après extraction des gonades)
- Poids des gonades a l'état frais (Pg)
- Vérification de stade macroscopique de la maturité sexuelle et description de caractéristique des gonades (couleur, vascularisation, consistance, volume)
- Poids du foie (Pf)

Les gonades sont fixé dans deux fixateurs le liquide de Bouin (Annexe 2) et dans du formol a 10%.



Figure 16 : Mesure de foie et des gonades.

III- détermination du sexe :

Les sexes sont déterminés visuellement, en observe les gonades après l'ouverture de l'abdomen (Figure 17). Elles occupent le quart postérieur de l'abdomen et sont très différenciés selon les sexes.



Position des gonades
Détermination du sexe



Figure 17 : Observation des gonades et détermination du sexe.

- Les gonades femelles ont une couleur rose foncé, avec une structure globuleuse et innervée (Figure 17).
- Les gonades mâles ayant une coloration blanchâtre, sont légèrement aplati et sans innervation (Figure 18)



Figure 18 : Ovaire de *Tinica tinica* (Tanche) **Figure 19 :** Testicule de *Tinica tinica* (Tanche)

III-1. Étude de la maturité sexuelle :

La détermination du stade sexuel de la maturité du Barbus et (Tanche) (*Tinica tinica*) est basée sur l'observation macroscopique d'un grand nombre des gonades afin d'obtenir une image représentative du stade de maturation de population, et des changements qui y surviennent avec le temps, en tenant compte de leur coloration, leur consistance, l'importance de la vascularisation, et le volume occupé par les gonades dans la cavité abdominale, l'épaisseur et la transparence de la paroi des gonades.

III-2. Rapport gonado-somatique :

Les variations des rapports organo-organisme constituent un bon moyen de connaissance de l'évolution des organes des poissons tels que le foie et les gonades un cours de leurs différents cycles de vie (Laflamme, 1991).

L'indice gonado-somatique en plus indiquer le stade de développement des gonades, la forme de la courbe d'évolution de IGS peut aussi donner une indication sur la stratégie et la période de ponte d'une espèce (West, 1990 ; Mahé *et al.*, 2005).

L'évolution temporelle du l'RGS d'un poisson mature suit généralement trois phases (Annexe 2) :

- Une première phase ou ce rapport est minimum et qui correspond à la période de repos biologique.
- La deuxième phase ou l'RGS commence à augmenter et qui correspond à la phase de maturation des ovocytes.
- La troisième phase ou l'RGS commence à diminué et qui est correspond à la période de ponte proprement dit, la formule utilisée pour établir l'IGS individuel est la suivante :

$$\text{IGS} = \frac{Pg}{Pt} \times 100$$

Avec

- Pg : Poids des gonades en grammes.
- Pt : Poids total de l'individu en grammes.

III-5. Rapport Hépatosomatique :

La formation des produits sexuels s'accompagne d'une dépense d'énergie, d'un transfert d'énergie réservé de nature essentiellement lipidique emmagasinée dans les différentes parties du corps.

Le stock des graisses aurait lieu avant la maturation des gonades dans le foie ou les muscle suivant le type de poisson.

Selon Stequert (1976), il serait possible de connaître avec précision le cycle de reproduction d'un poisson, en suivant seulement les variations de l'RHS, cet indice indiquerait le taux de

participation des réserves hépatique à la production des gamètes (Gherbi et Barre, 1983) (Annexe 2).

La formule utilisée pour établir l'IHS individuel est la suivant :

$$\text{IHS} = \frac{Pf}{Pt} \times 100$$

Avec :

- Pf : Poids du foie en gramme.
- Pt : Poids total de l'individu en gramme.

V- Histologie des gonades :

L'aspect macroscopique des gonades a été décrit. Un fragment de quelques millimètres d'épaisseur a été prélevé et fixé dans liquide du Bouin alcoolique, ensuite inclus dans la paraffine et coupés à 5 µm.

La coloration a été faite à hématoxyline-éosine et trichrome à chaud. L'analyse des coupes histologiques a été effectuée au niveau des gonades mâles et femelles suivant le protocole de Gabe (1968) et Exbrayat (1986).

❖ Fixation :

La fixation doit se faire le plus tôt possible après le prélèvement pour garder l'échantillon dans état proche du vivant.

La rapidité de l'action du fixateur repose sur la taille de l'échantillon, c'est pourquoi on prélève des fragments de gonades de quelques millimètres d'épaisseur.

Les gonades sont plongées dans un volume de fixateur (4 échantillons dans le formol à 10 %, 4 échantillons dans le liquide de Bouin, Annexe1).

❖ **Inclusion :**

Ce processus comporte quatre étapes :

1- Déshydratation :

Pour permettre l'imprégnation de la paraffine on doit se débarrasser de l'eau qui se trouve dans les fragments de gonades. L'agent déshydratant choisi est l'acétone ; les fragments des gonades ont été placés dans deux bains successifs d'acétone 15 minutes chacun à 40 °C.

2. Eclaircissement :

C'est une étape qui rend les tissus transparents pour une meilleure observation microscopique.

L'éclaircissement s'appelle aussi substitution parce que la paraffine n'est pas soluble dans l'acétone donc on doit le substituer par un autre produit.

L'agent éclaircissant choisi est le toluène, les fragments des gonades sont placés dans deux bains successifs de toluène d'une heure de chacun à 40°C.

3. Imprégnation dans la paraffine :

L'inclusion n'est réussie que si les fragments des gonades ne contiennent ni l'eau ni l'acétone.

Les pièces sont placées dans des bains de paraffines d'une heure chacun à 56 °C.

4. Confection des blocs de paraffine :

Dans cette étape, on a utilisé des moules de métal (tissus-TEK11) et des cassettes en plastique sur lesquelles sont inscrites les indications de la pièce traitée.

La paraffine fondue est versée dans les moules légèrement préchauffés à 45°C, ou on dépose délicatement l'organe imprégné, la cassette est déposée sur le moule.

Le bloc n'est démoulé qu'après refroidissement total sur une plaque et il est conservé à la congélation à une température de -4°C jusqu'à la réalisation des coupes.

❖ **Microtomie :**

1. Coupes à la paraffine :

A l'aide d'un microtome AMERICAN OPTICAL, les blocs de paraffine ont été découpés à une épaisseur de 5 µm.

Les rubans obtenus sont étalés et dépliés sur des lames contenant une eau albumineuse (Annexe 1), les lames sont séchées sur une plaque chauffante à 55 C°.

7. Déparaffinage :

Les coupes histologiques sont trempées dans des bains de toluène pour éliminer la paraffine.

8. Réhydratation :

Les lames sont immergées dans des bains d'éthanol à des concentrations décroissantes, dans ce cas l'alcool remplace le toluène. Enfin les lames sont rincées avec de l'eau qui remplace l'alcool.

❖ Coloration :

Le but de la coloration est de rendre plus évidents les constituants cellulaires et tissulaires. Ceci est obtenu à l'aide de colorations topographiques. Les coupes ont été colorées par deux types de colorations :

- Trichrome à chaud (Annexe1) : colorant le noyau en violet et les fibres conjonctives en vert.
- Hématoxyline-éosine (Annexe1) : colorant le noyau en bleu et cytoplasme en rose.

10. Déshydratation :

Après coloration les lames sont placées dans des bains successifs d'alcool à concentration croissante puis dans du toluène.

11. Montage et observation :

Le montage est l'opération qui consiste à conserver les colorations à l'aide de l'EuKitt (Merck Darmstadt, R.F.A) qui permet l'adhérence entre la lame et la lamelle.

Après montage, les lames sont séchées sur papier absorbant et enfin observées au microscope photonique.

Résultat et discussions

I- Résultat :

Introduction :

1. Etude macroscopique :

L'observation du l'ovaire d'espèces Barbeau avec de couleur rose-orange, avec des vaisseaux Sanguin superficiele visibles (figure 20) plaine du grand œuf murs d'une couleur transparente (Figure 21). Le poids des gonades 73.7g appartient ou stade Mur.



Figure 20 : Photo représente l'ovaire d'espèce Barbeau échantillons N.23 appartient ou stade Mûr.



Figure 21 : photos représente les œufs mûrs transparents de Barbeau échenillions 23.

L'observation du l'ovaire d'espèce Tanche échantillon N 20 avec de couleur rouge-orange et des œufs visibles a œil nu (Figure 22) plaine du grand œuf mûrs, de poids des gonades 39.3g appartient ou stade Mûr.

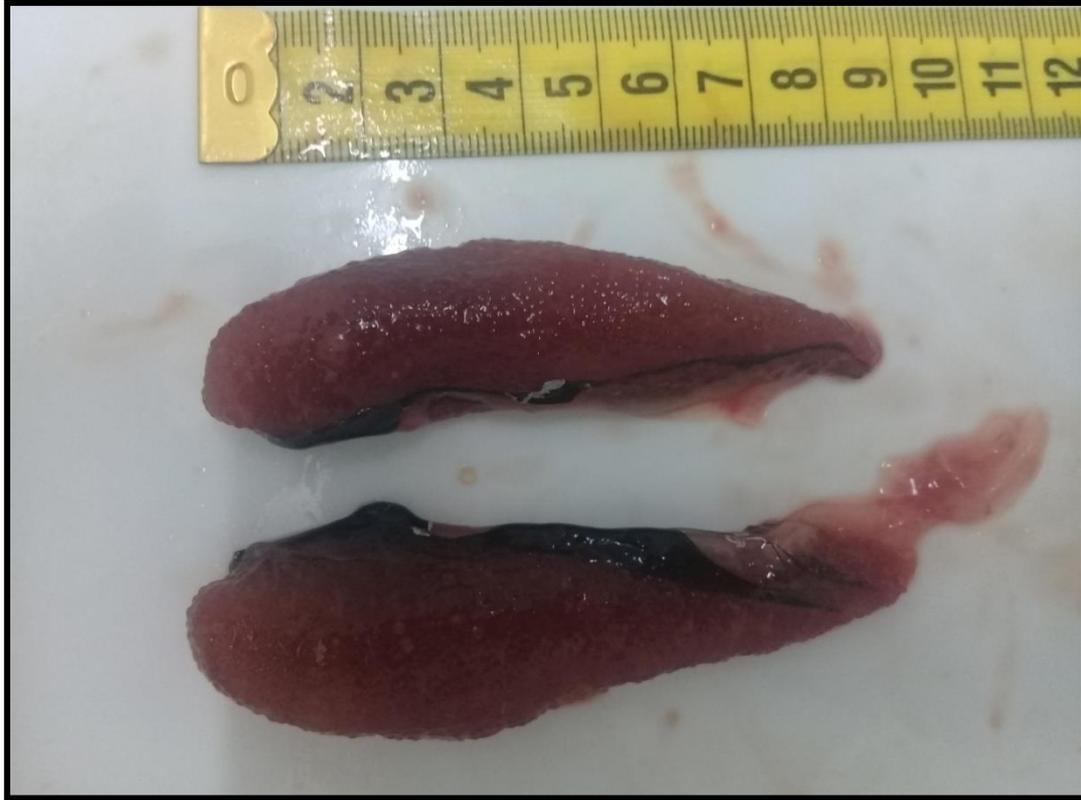


Figure 22 : Photo d'ovaire de tanche échantillon N 20 appartient au stade Mur

L'observation des testicules de espèces Tanche forme de filament et disposés en forme de V dans la pointe se situe à l'extrémité postérieure de la cavité générale avec de couleur blancs crémeux, le poids de gonade 16.2 g nous avons classe dans le stade mûr (Figure 23).



Figure 23 : Photo de testicule de l'espèces tanche échantillon N03 de longueur totale 19.4cm et le poids total 106.2 appartient où stade murissant.

- Nous avons déterminé les stades de la maturité des gonades des échantillons BB23, TB20 et TB3 a l'œil nu (échelle macroscopique) ont utilisent une échelle de maturité de la gonde établie par la FAO en 1983. Notre résultat été similaire à celle de Bouhbouh 2002.

2. Relation longueur-poids :

En ichtyologie, la corrélation entre le poids et la longueur du poisson est d'une grande importance. C'est pour ça nous avons d'estimer le poids du poisson à partir de sa longueur. Pour le *Barbeau* et *Tanche* du réservoir de BOUHNIFIA. Les courbes longueurs-poids sont représentés (figure 24).

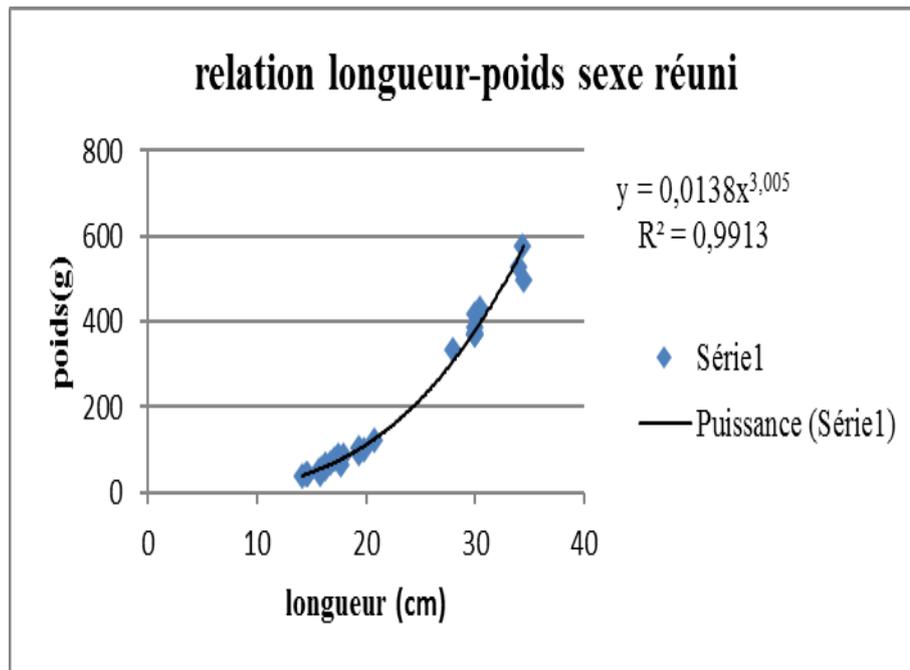


Figure 24 : Relation longueur-poids chez l'espèce Barbeau sexe réuni (échantillons 14 et 21 avril 2018).

Parmi les modèles mathématique existant pour décrire la croissance des poissons entre deux variables biométriques, la loi allométrie simple de Huxley et Teissier (1936), qui une équation de type :

$$pt = a * lt^b$$

- pt : Poids totale (non éviscéré) de chaque poisson a été mesuré en gramme (g).
- lt^b : la longueur totale du poisson a été mesuré en centimètre (cm).

Et les paramètres (**a** et **b**) donnent généralement des informations sur les variations pondérales d'un individu par rapport à sa taille. Les données brutes ont été analysées en utilisant le logiciel Excel.

Les constantes **a** et **b** peuvent être évaluées par un ajustement de type moindre de carrés suivant les valeurs de b, trois cas sont possibles (Tableau X) :

- Si **b** est égale 3 ; la croissance est dite isométrique, le poids augmente comme le cube de la longueur.
- Si **b** est inférieur à 3 ; l'allométrie est minorante, le poids augmente moins que la longueur.
- Si **b** est supérieur à 3 ; l'allométrie est majorante, le poids augmente plus vite que la longueur.

Tableau X : Les valeurs de variable **b** calculé chez les deux espèces.

Échantillon de 14 et 21 avril 2018	Echantillon de 21 avril 2018	Echantillon de 10 juin
<i>Barbeau</i> sexe réuni b =3.005	<i>Tanche</i> sexe réuni b =2.983	<i>Tanche</i> sexe réuni b =2.341
<i>Barbeau</i> femelle b =3.064	<i>Tanche</i> femelle b =2.989	<i>Tanche</i> femelle b =2.663
<i>Barbeau</i> male b =3.049	<i>Tanche</i> male b =2.910	<i>Tanche</i> male b =1.571

Nous avons observé que les longueurs et les masses maximales chez les deux espèces sont différentes, les valeurs les plus élevées sont observées chez espèces *Barbeau* mâle (figure25) et femelle (figure26). Par contre chez espèces *Tanche* mâle et femelle les valeurs sont moins élevées durant le mois avril et mois de juin (Figure 27).

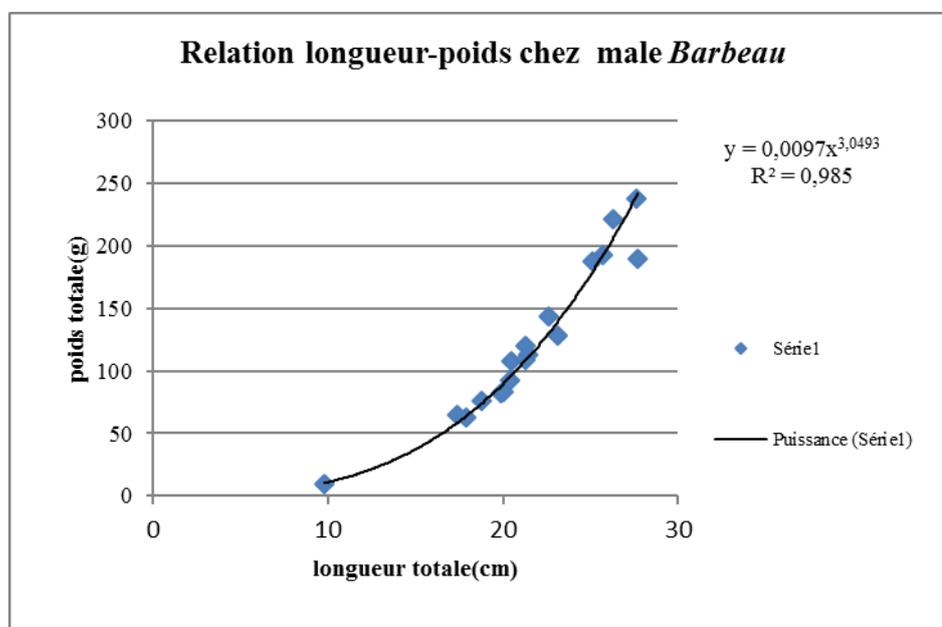


Figure 25 : Relation longueur-poids chez l'espèce le *Barbeau* mâle (échantillons 14 et 21 avril 2018).

- **Chez espèces *Barbeau* :**

Échantillon de 14 et 21 avril 2018 : l'allométrie est majorante, le poids augmente plus vite que la longueur.

- ✚ il existe une bonne corrélation (Tableau XII) entre la longueur et le poids totale chez les deux sexes.

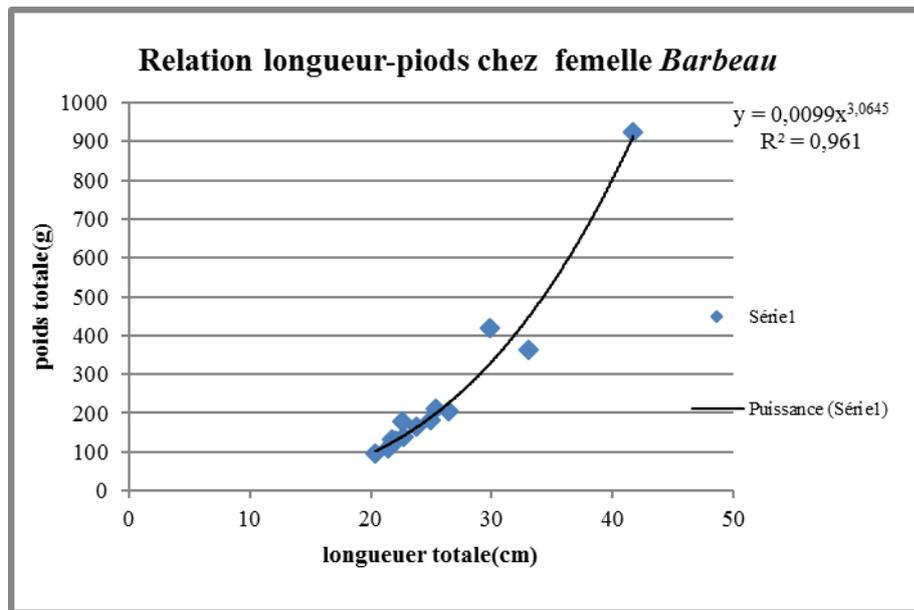


Figure 26 : Relation longueur-poids chez l'espèce le *Barbeau* femelle (échantillons 14 et 21 avril 2018).

- **Chez espèces *Tanche* :**

- ✚ Echantillon de 21 avril 2018 : la croissance est dite isométrique, le poids augmente comme le cube de la longueur

Les résultats trouvée et similaire que les résultats trouvent aux travaux de (Fateh Mimiche.2008).

Nous avons remarqué qu'il existe une corrélation (Tableau XII) entre la longue et poids totale chez espèces *Tanche* (figure 27), chez le male (figure 28). Chez femelle (figure 29).

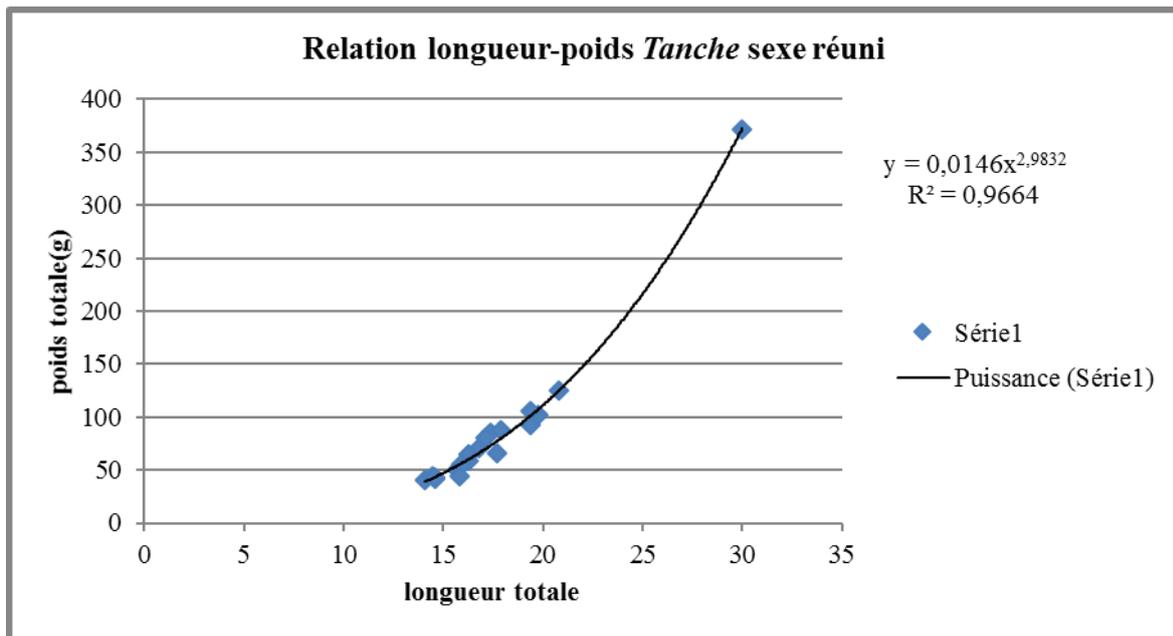


Figure 27 : Relation longueur-poids chez l'espèce le *Tanche* sexe réuni (échantillon 21 avril 2018).

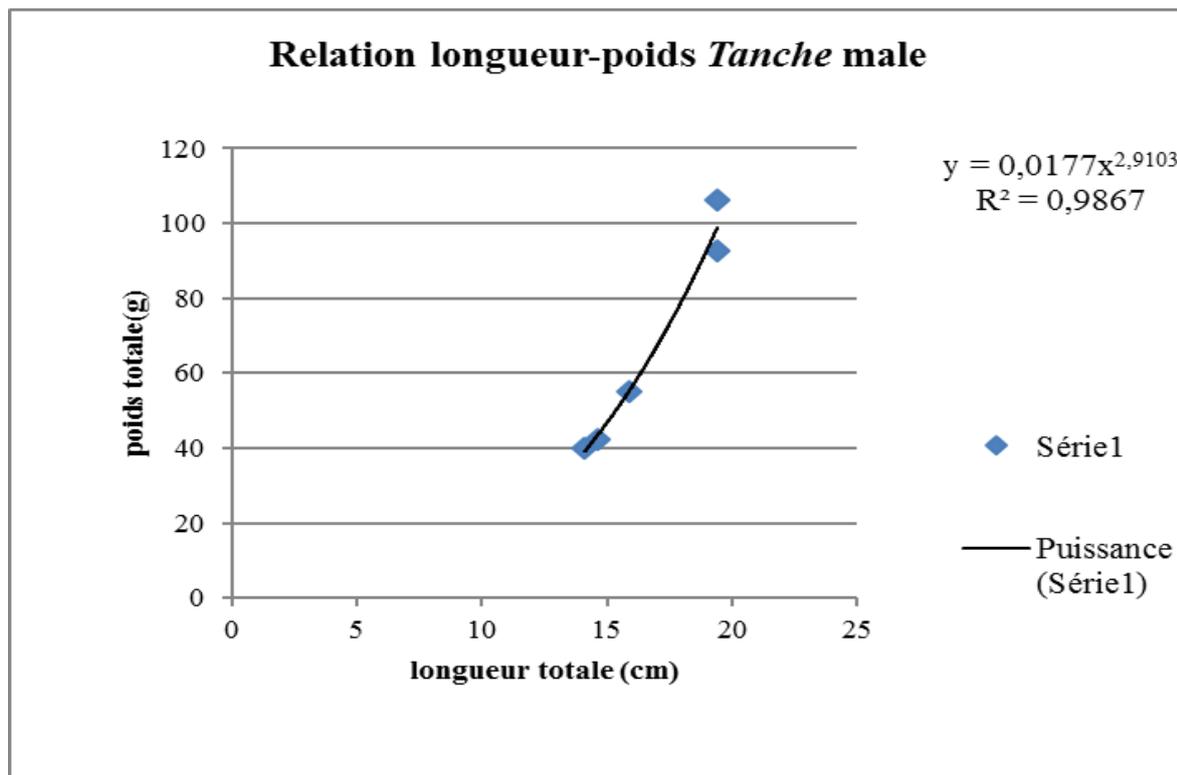


Figure 28 : Relation longueur-poids chez l'espèce le *Tanche* male (échantillon 21 avril 2018).

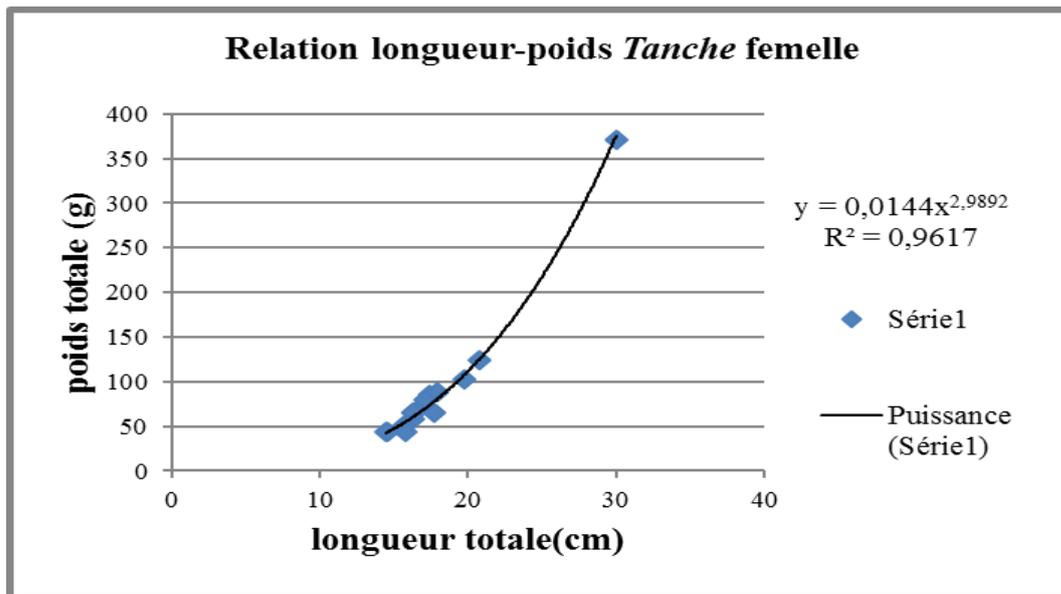


Figure 29 : Relation longueur-poids chez l'espèce le *Tanche* femelle (Échantillon 21 avril 2018).

- ✚ Echantillon de 10 juin 2018 : il existe une bonne corrélation (Tableau XIII) entre la longueur et le poids totale chez les deux sexes (figure 30) et parallèlement chez le sexe male (figure 31) , et aussi chez le sexe femelle figure(Figure 32) .

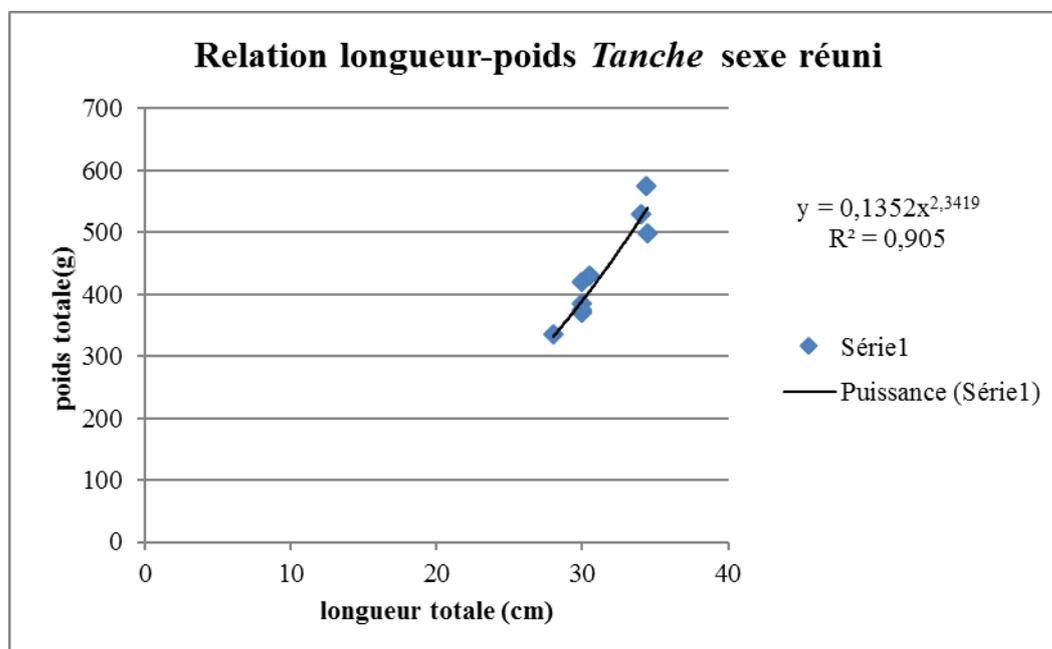


Figure 30 : Relation longueur-poids chez l'espèce le *Tanche* sexe réuni (échantillon 10 juin 2018)

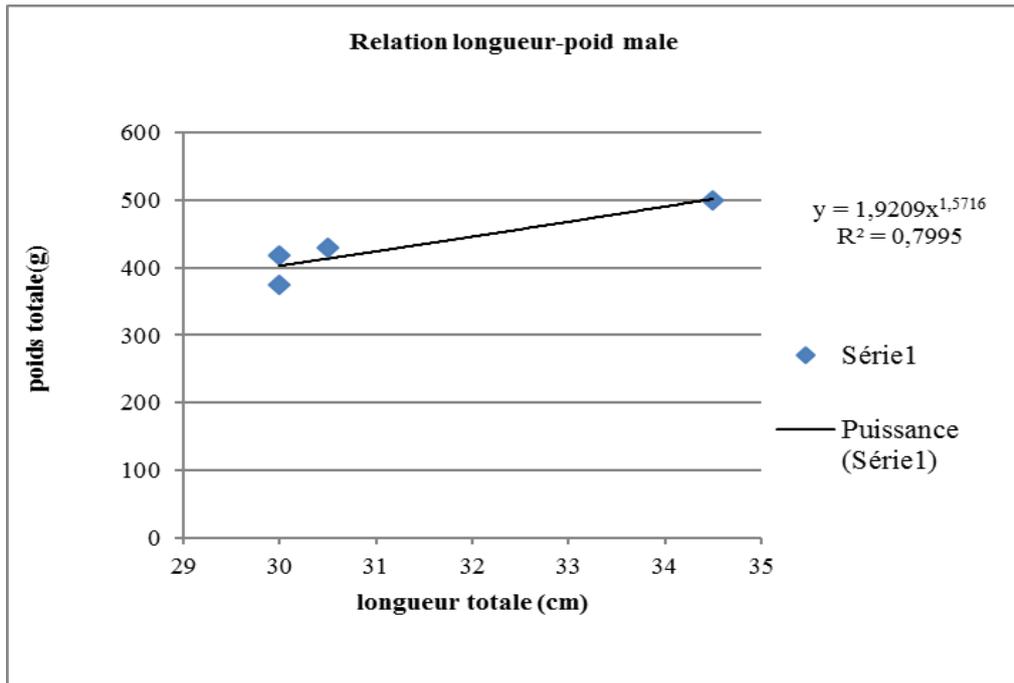


Figure 31 : Relation longueur-poids chez l'espèce *Tanche* male (échantillon 10juin 2018).

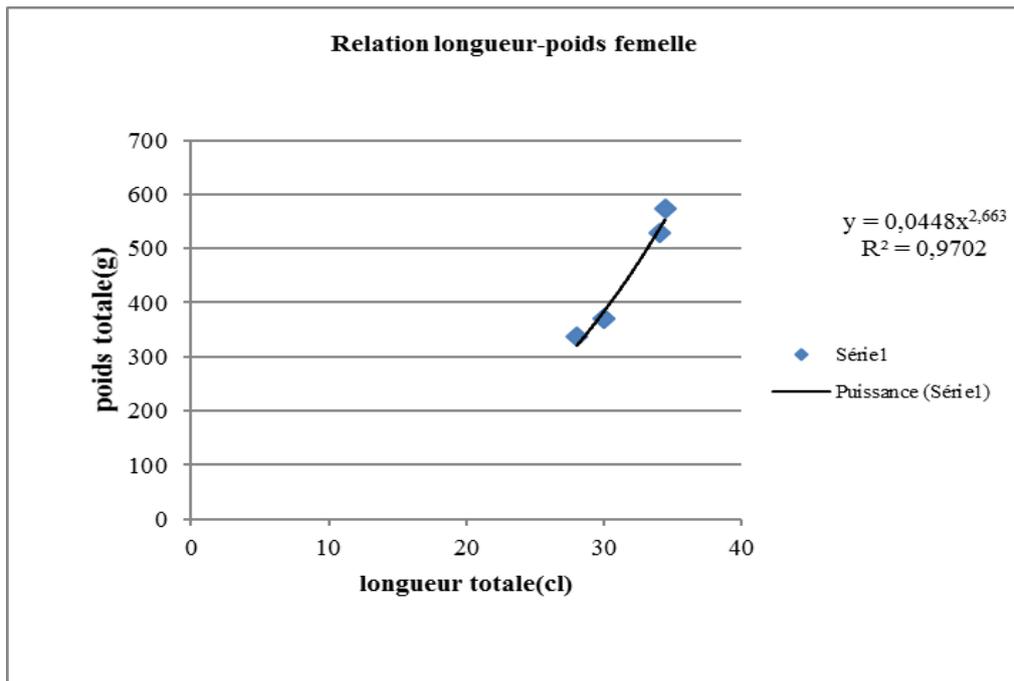


Figure 32 : Relation longueur-poids chez l'espèce *Tanche* femelle (échantillon 10juin 2018).

✚ La relation entre la longueur et le poids chez les deux espèces présente une très bonne corrélation :

Tableau XII : Valeur de coefficient de corrélation de l'espèces barbeau l'échantillonnage de 14 et 21 Avril.

L'espèces barbeau	coefficient de corrélation « r »
Sexe Réuni	0.995
Sexe femelle	0.980
Sexe Male	0.992

Tableau XII : Valeur de coefficient de corrélation de l'espèces Tanche l'échantillonnage de 21 AvriL 2018.

L'espèces Tanche	coefficient de corrélation « r »
Sexe Réuni	0.982
Sexe femelle	0.980
Sexe Male	0.992

Tableau XIII : Valeur de coefficient de corrélation de l'espèces Tanche l'échantillonnage de 10 Juin 2018.

L'espèces Tanche	coefficient de corrélation « r »
Sexe Réuni	0.951
Sexe femelle	0.984
Sexe Male	0.893

Quelle que soit la taille des espèces, le nuage de points n'est pas dispersé. Ceci montre que la relation longueur-poids est régie par la même corrélation pour toutes les tailles.

Les résultats obtenus des deux espèces et similaires celle de (BOUHBOUH Saadia.2002).

3. La relation entre les différentes longueurs :

Différentes mesures regroupent le terme longueur d'un poisson. Certains auteurs utilisent la longueur fourche (Lf) d'autres la longueur standard (Ls) ou la longueur totale(Lt)(Annexe2).

Dans notre étude, nous avons pris la longueur totale, car elle est la moins susceptible de varier avec les observateurs (GOUBIER, 1975).

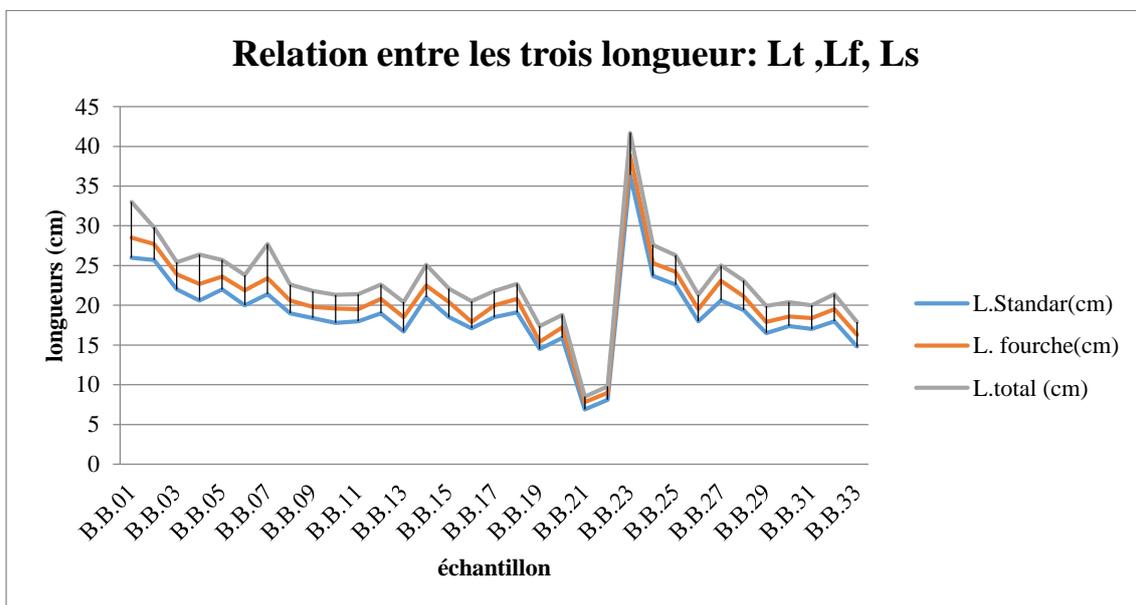


Figure 33 : chez *Babeau* sexe réuni (échantillon 14 et 21 avril 2018)

4. Variation pondérales des gonades :

Les variations du poids des gonades sont estimées par rapport au poids somatique du poisson.

4.1. Variation des valeurs du Rapport Gonado-Somatique(RGS) :

Les variations mensuelles des valeurs du RGS permettent de préciser la période de ponte et confirment ainsi les observations macroscopiques et microscopiques. En effet, la maturation des ovocytes et des spermatozoïdes s'accompagne d'une augmentation du volume des gonades, induisant les variations des valeurs du rapport gonado-somatique(RGS).

- Chez espèces *Barbeau* femelle :

Valeur	Échantillon N°	RGS	Pt	Lt
Maximale	B.B.23	11.9	128 g	23.1 cm
Minimal	B.B.27	0.44	180 g	25 cm

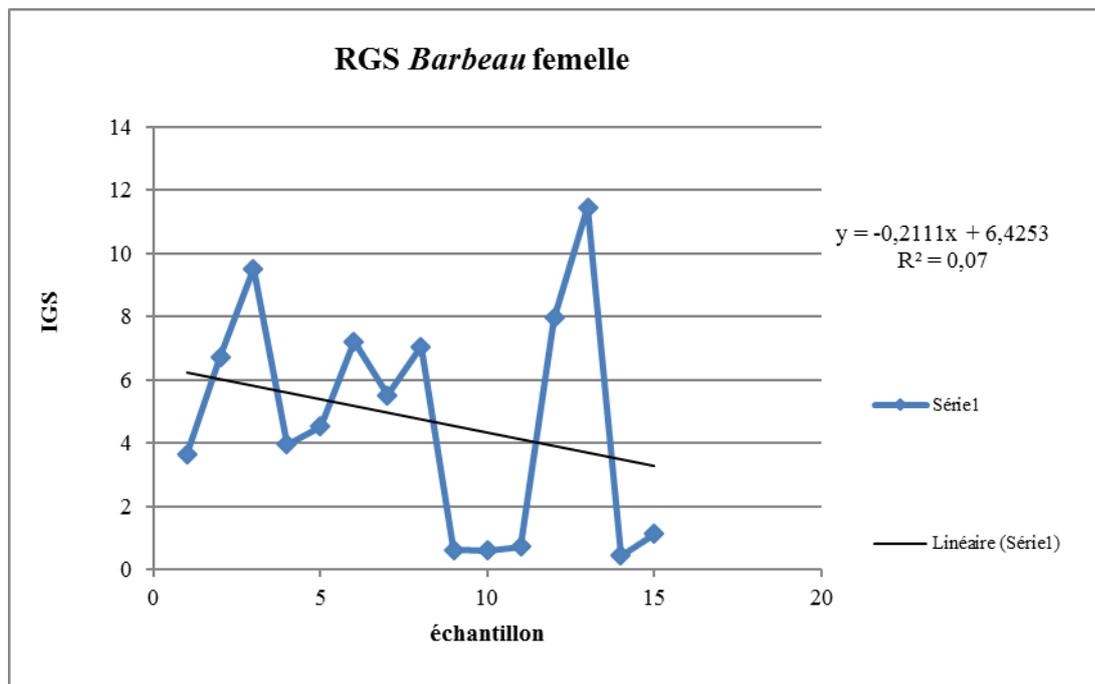


Figure 34 : rapport gonado-somatique chez l'espèce *Barbeau* sexe femelle.

- Chez l'espèce *Barbeau* male :

Valeur	Échantillon N°	RGS	Pt	Lt
Maximale	B.B.31	16.26	83.6 g	20 cm
Minimal	B.B.20	0.13	76.4 g	18.8 cm

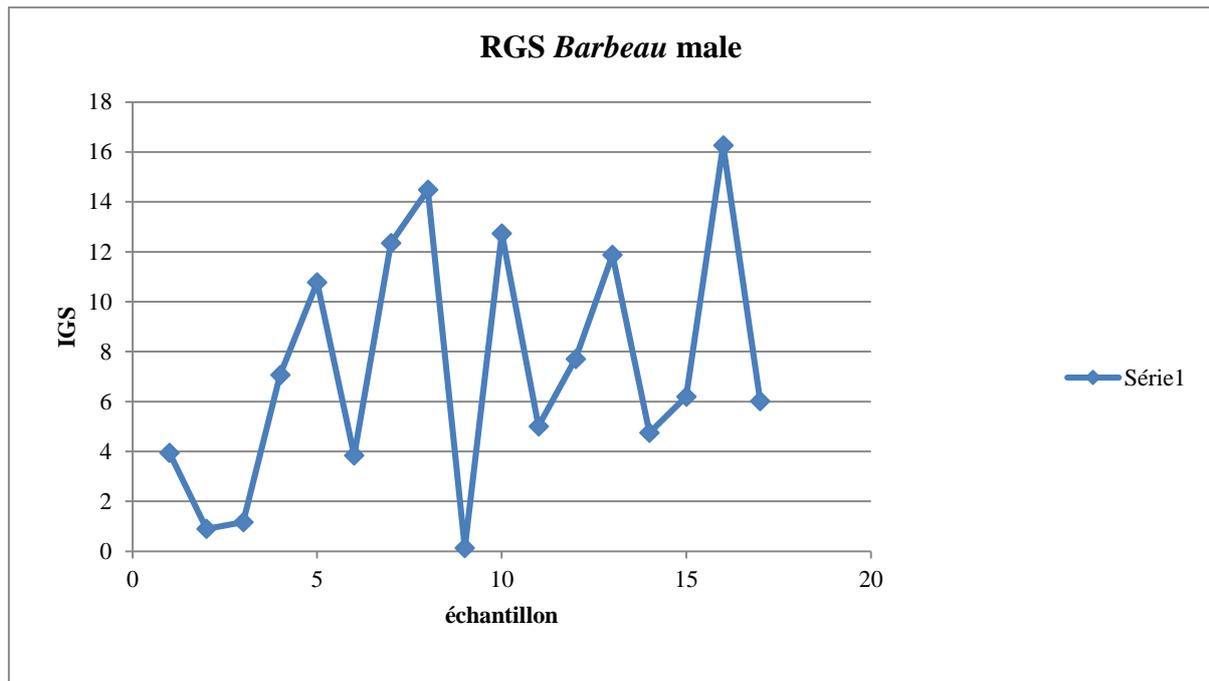


Figure 35 : rapport gonado-somatique chez l'espèce *Barbeau* sexe mâle.

- Chez espèces *Tanche* femelle (21 Avril):

Valeur	Échantillon N°	RGS	Pt	Lt
Maximale	T.B.17	18.03	43.8 g	15.8 cm
Minimal	T.B.20	1.28	574.8 g	34.4 cm

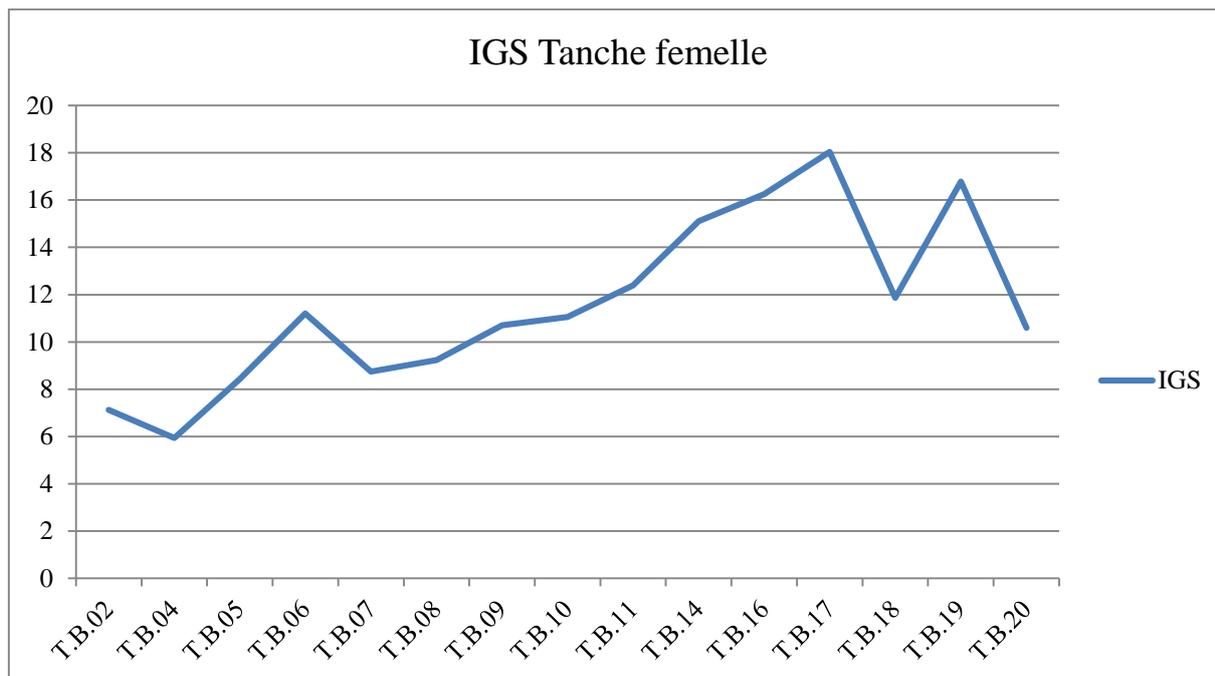


Figure 36 : rapport gonado-somatique chez l'espèce *Tanche* sexe femelle.

- **Chez l'espèce *Tanche* male (21 Avril) :**

Valeur	Échantillon N°	RGS	Pt	Lt
Maximale	T.B.13	17.2	42.3 g	14 cm
Minimal	T.B.03	8.00	106.2 g	19.4 cm

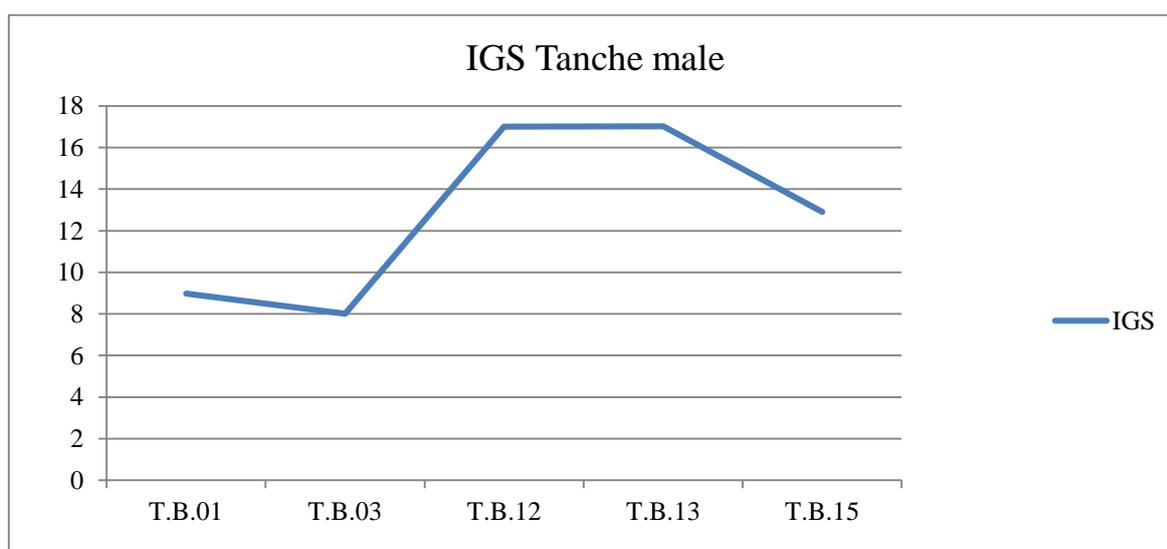


Figure 37 : rapport gonado-somatique chez l'espèce *Tanche* sexe mâle.

Chez l'espèce Tanche male (10 Juin) :

Valeur	Échantillon N°	RGS	Pt	Lt
Maximale	T.B.13	17.2	42.3 g	14.6 cm
Minimal	T.B.03	8.00	106.2 g	19.4 cm

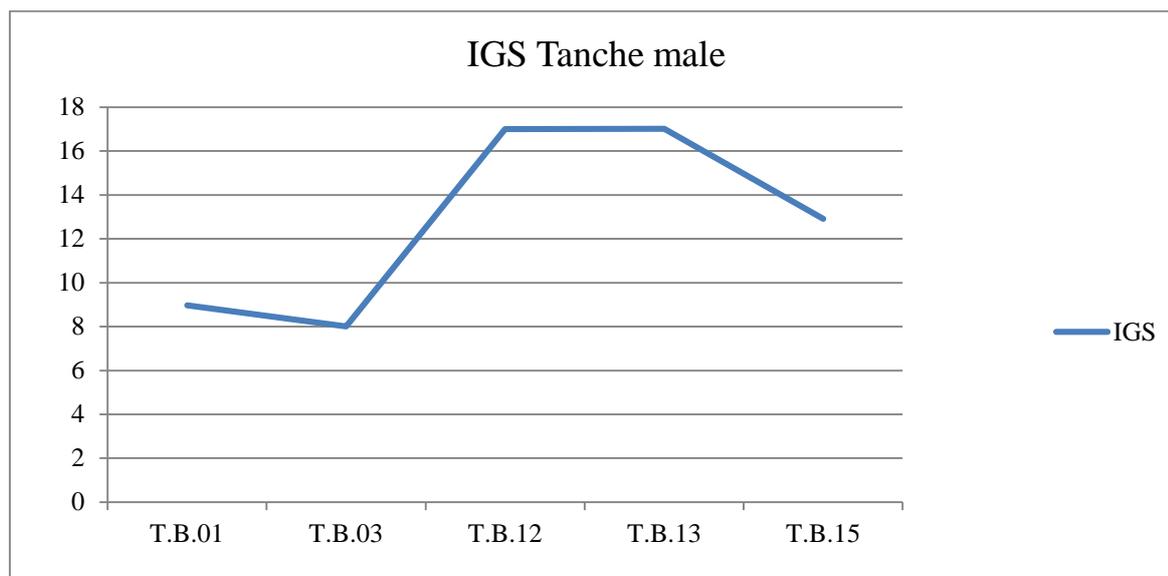


Figure 38 : rapport gonado-somatique chez l'espèce *Tanche* sexe mâle.

• **Chez Tanche femelle (10 Juin2018) :**

Valeur	Échantillon N°	RGS	Pt	Lt
Maximale	T.B.26	2.20	385.7 g	30 cm
Minimal	T.B.23	1.28	574.8 g	34.4 cm

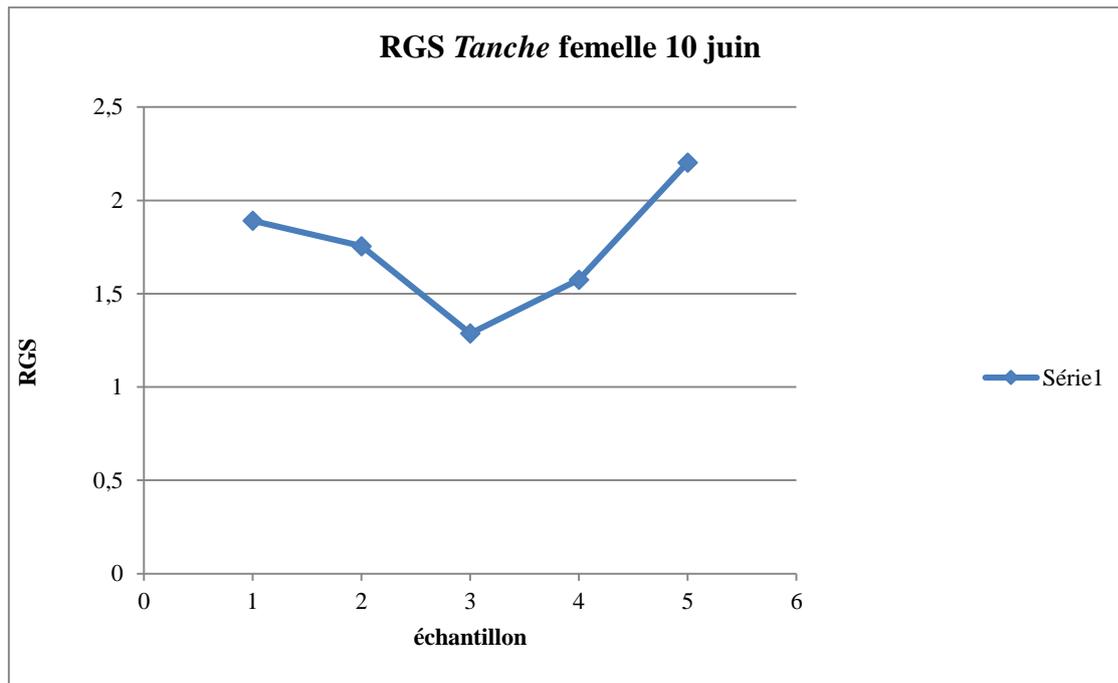


Figure 39 : rapport gonado-somatique chez l'espèce *Tanche* sexe femelle durant le mois de juin.

- **Chez Tanche male (10juin2018) :**

Valeur	Échantillon N°	RGS	Pt	Lt
Maximale	T.B.28	3.24	499.3 g	34.5 cm
Minimal	T.B.27	0.96	374.1 g	30 cm

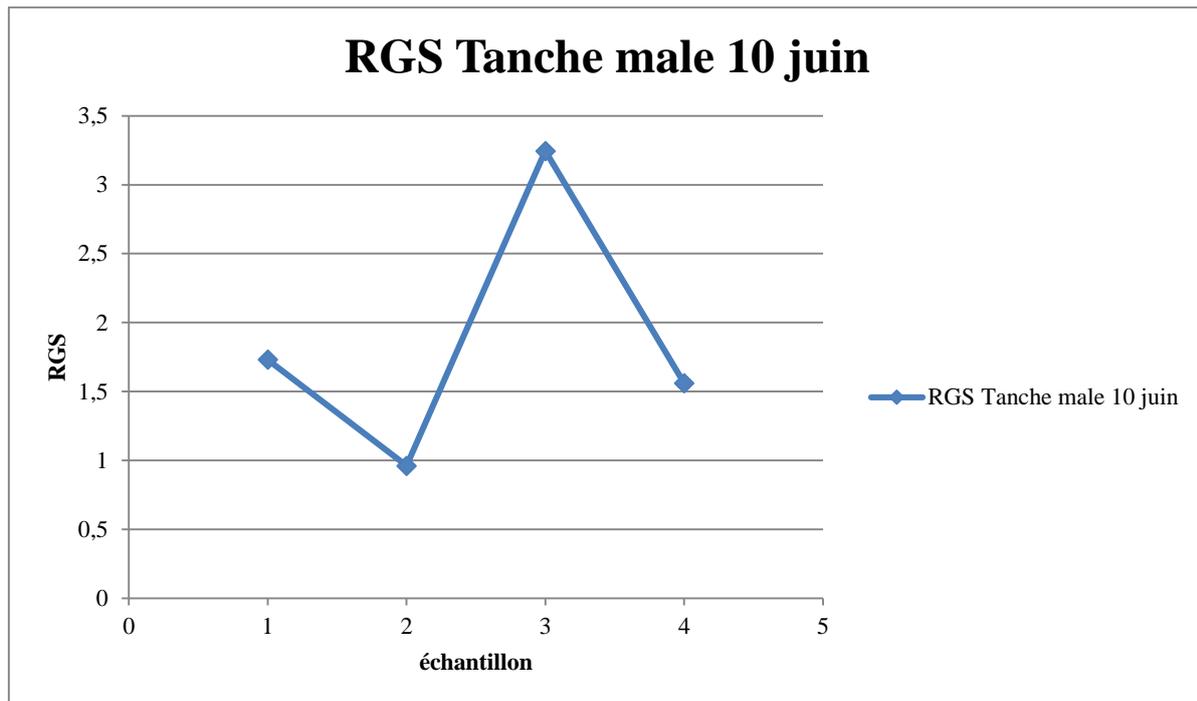


Figure 40 : rapport gonado-somatique chez l'espèce (*Tanche*) sexe mâle durant le mois de juin.

4.2. Variation du Rapport Hépat-Somatique(RHS)

Parallèlement au RGS nous avons étudié le RHS, puisque toute l'énergie nécessaire pour la maturité des gonades provient des réserves lipidiques stockées au niveau du foie.

Les variations du RHS ont montré que les valeurs minimales sont enregistrées en période de ponte chez l'espèce *Barbeau* et les valeurs maximales en période de maturation c'est-à-dire avant la ponte. Durant un cycle sexuel. Le RGS et inverse de RHS. Selon les graphes suivant nous avons comparé les résultats de RGS avec RHS de chaque espèce.

Les valeurs des RHS et RGS varient en sens inverse chez l'espèce *Barbeau* femelle durant la période (14 et 21 avril) ; à travers ces résultats, nous concluons que le mois d'avril c'est la période de reproduction de espèces *Barbeau*. Et ces résultat et similaire à l'auteur (BOUHBOUH.2002).

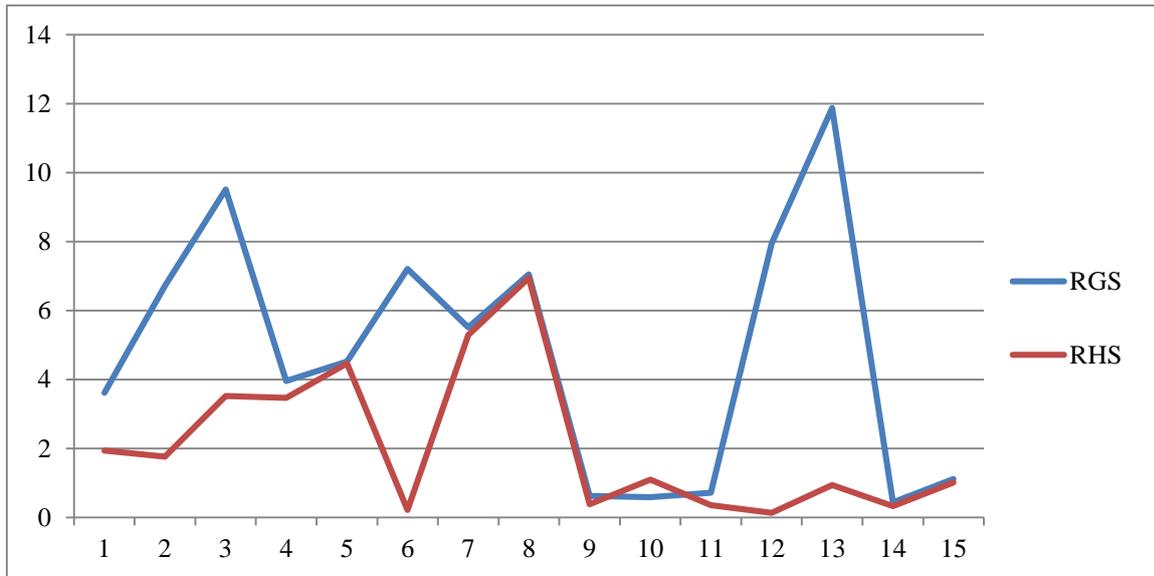


Figure 41 : Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces *Barbeau* sexe femelle.

Nous avons remarqué que le RGS et RHS chez le male *Barbeau* varie ou même sens ou contraire que chez la femelle *Barbeau*. Ces résultat et confirmé par (BOUHBOUH, 2002).

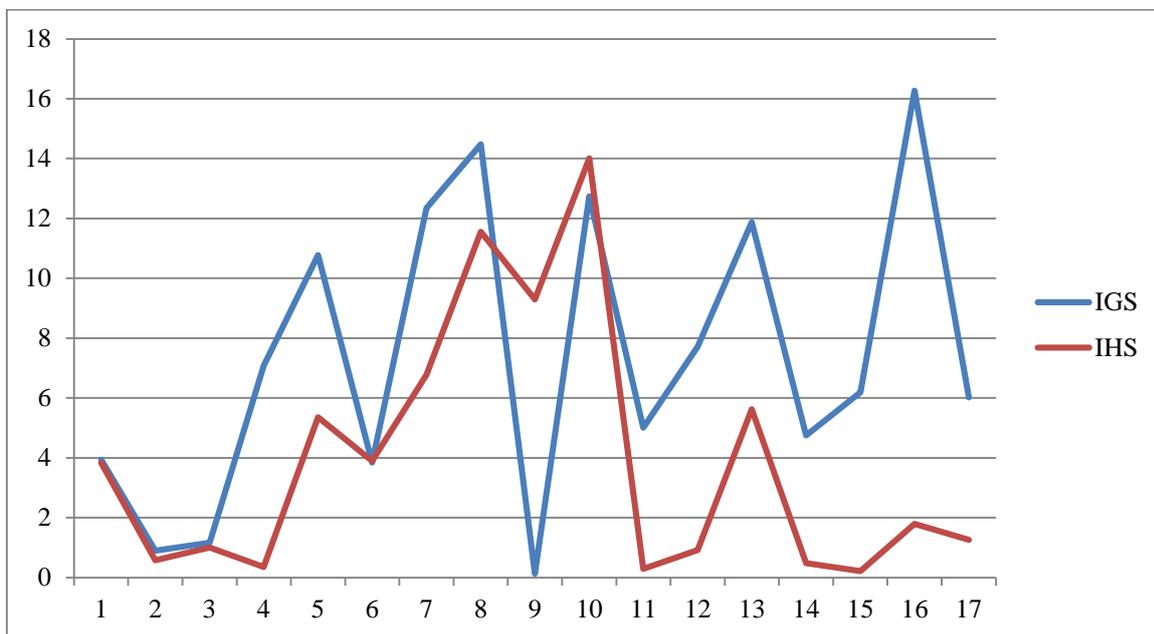


Figure 42 : Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces *Barbeau* sexe male.

- **Chez espèces tanche femelle (21 avril2018) :**

Les valeurs de RGS et RHS varie ou même sens durant le mois d'avril, à partir de ces résultats on peut dire que l'espèce Tanche en période de repos.

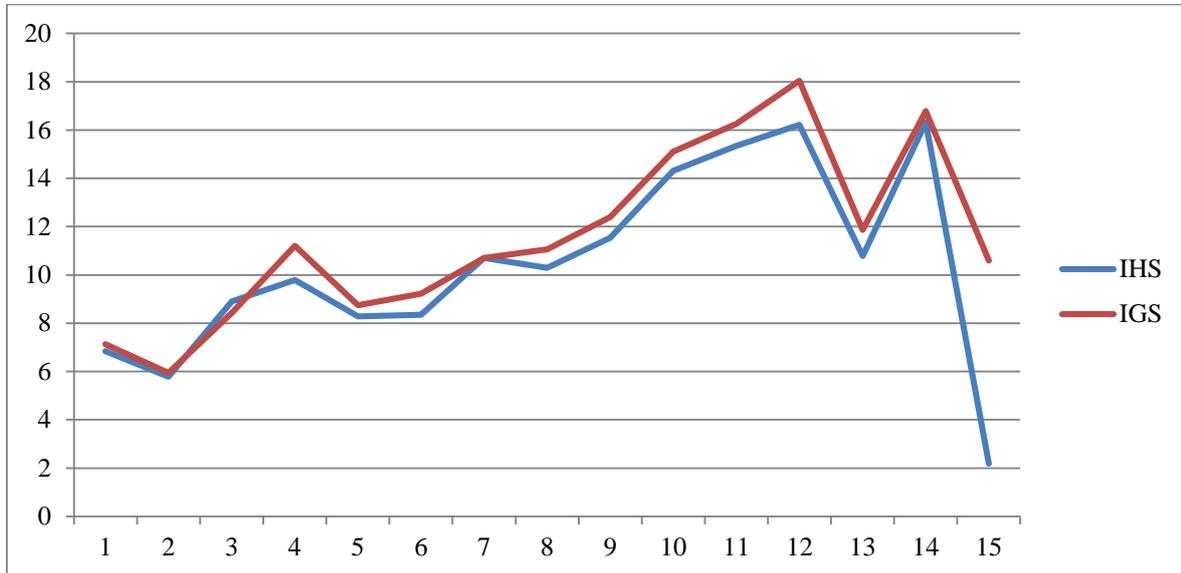


Figure 43 : Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces *Tanche* femelle(21avril2018).

Nous avons remarqué que le RGS et RHS chez le male Tanche varie ou même sens.

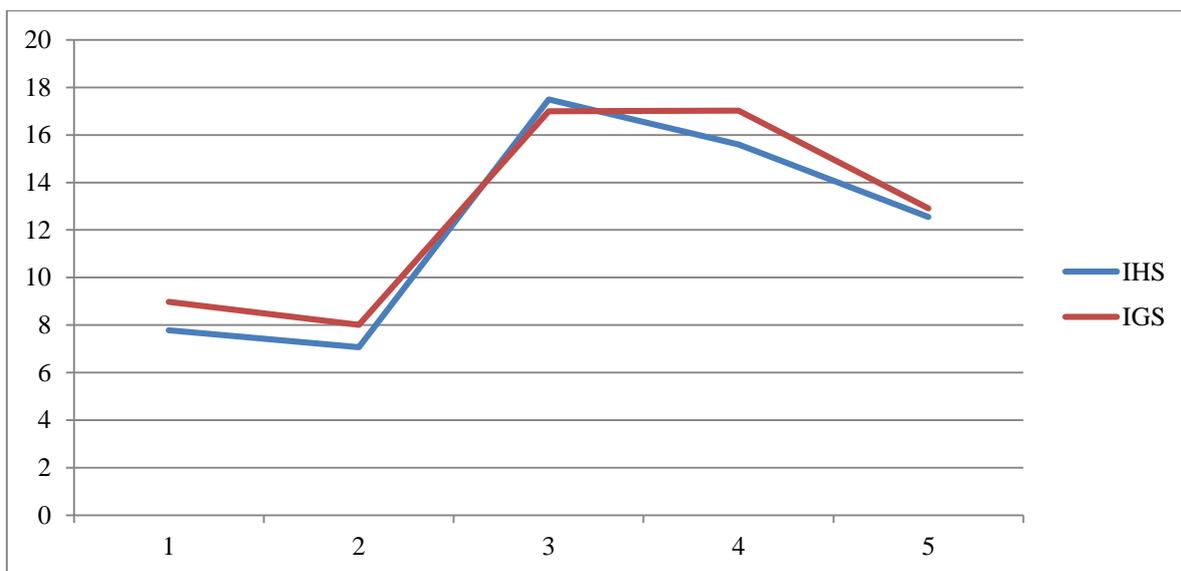


Figure 44 : Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces *Tanche* mâle(21avril).

- **Chez espèces *Tanche* femelle (10juin2018) :**

les valeurs de RGS et RHS varient en sens inverse chez l'espèce *Tanche* femelle durant la période (10juin) ; à travers ces résultats, nous concluons que le mois de juin c'est la période de reproduction de espèces *Tanche*. Et ces résultat et similaire à l'auteur (HOROSZEWICZ et al, 1981) (chez la plupart des autres espèces de cyprinidés, les femelle ovulent partiellement, la reproduction de chaque femelle comprend plusieurs pontes successives qui sont séparées par des intervalles de quelques jours ou quelque semaine La *Tanche*, La brème commune, la brème bordéliere,La carpe, Le retenge et l'ablette sont des espèces à pontes fractionnés, l'influence de la température sur la date et le rythme de fraies à été étudiée chez *Tanche* par HOROSZEWICZ et al, 1981).

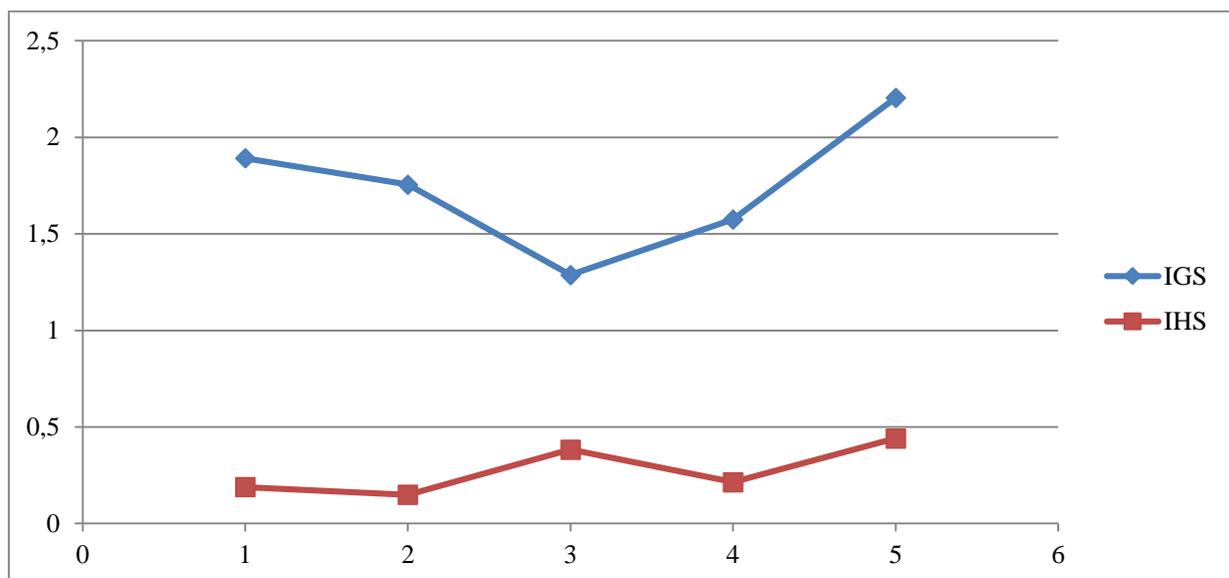


Figure 45 : Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces *Tanche* femelle (10juin).

- **Chez espèces *Tanche* mâle (10juin2018) :**

La valeur de RGS maximale chez le male indique la période de dissémination et la valeur minimale indique la période de maturation.

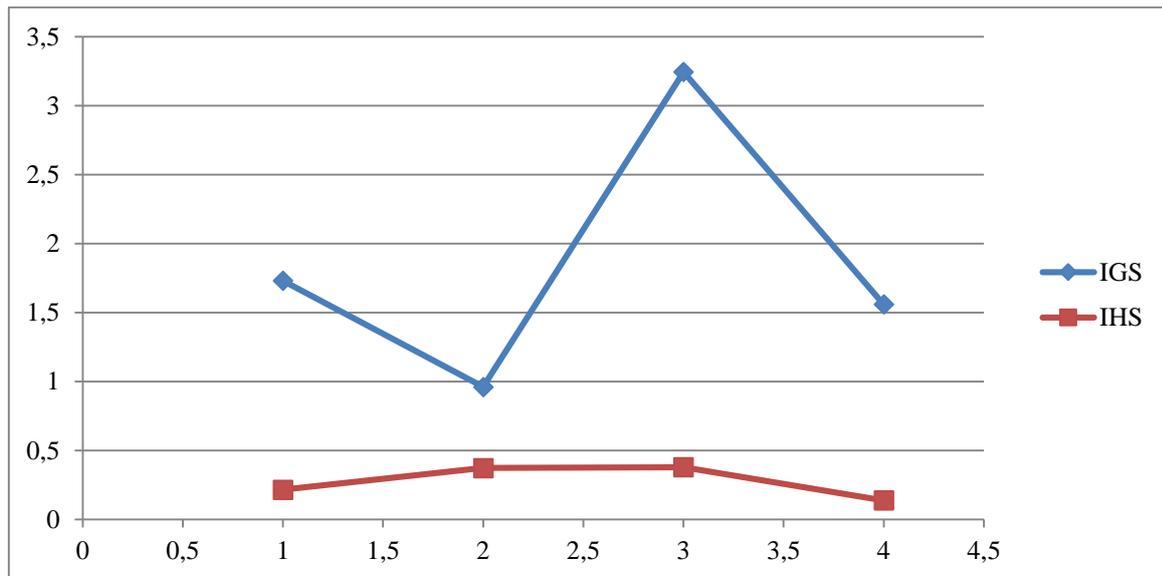


Figure 46 : Rapport hépato-somatique et gonado-somatique chez espèces *Tanche* mâle(10juin).

4.3 Relation RGS femelle-RGS mâle :

- **Chez barbeau :**

Les points de convergence entre les deux graphes indique que les mâle et les femelle se sont dans le même stade de développement.

B.B.01 → B.B.05

B.B.23 → B.B.26

B.B.28 → B.B.25

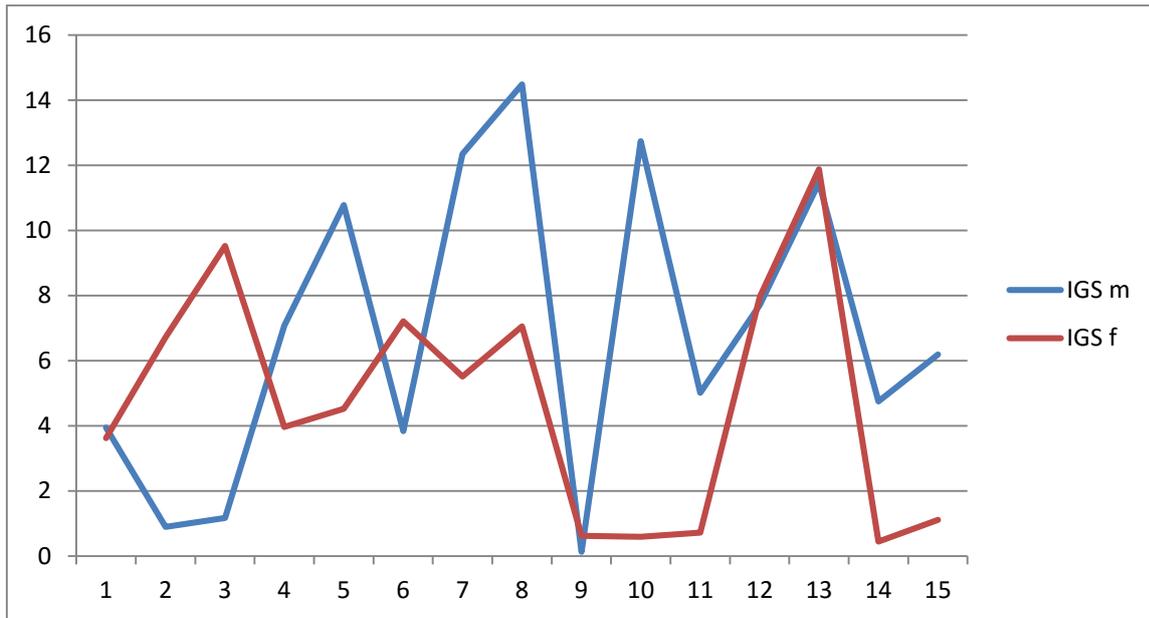


Figure 47 : la relation entre RGS femelle-RGS mâle.

- **Chez Tanche (10juin) :**

Nous avons trouvé deux male et deux femelle appartient au même Stade de maturité :

T.B.21 (1.89) → T.B.25 (1.73)

T.B.24 (1.57) → T.B.29 (1.56)

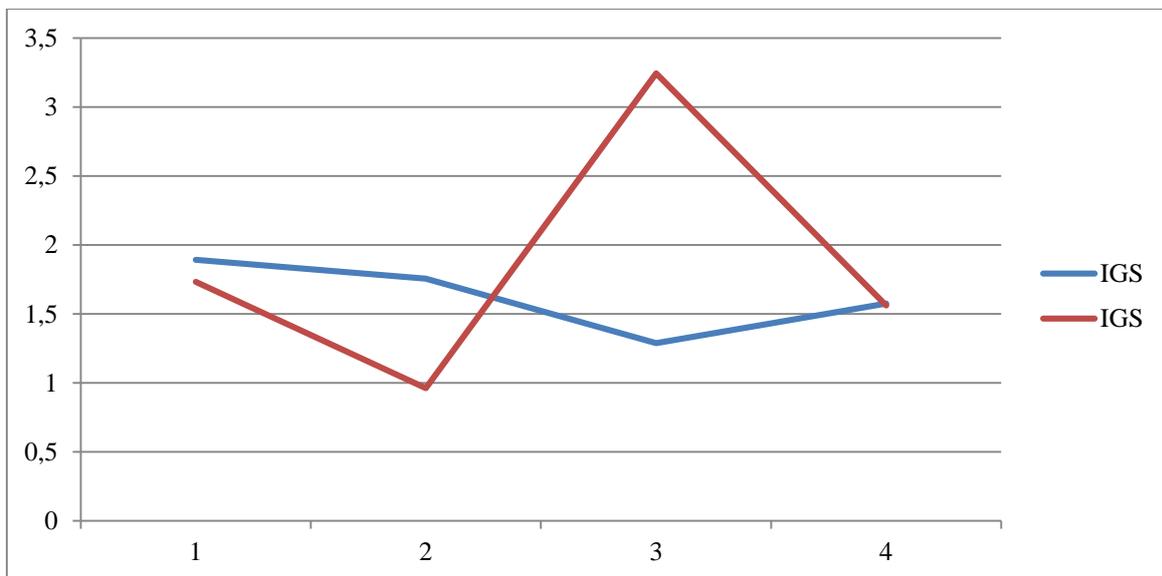


Figure 48 : la relation entre RGS femelle-RGS mâle.

5. histologie :

Après la fixation des échantillons de 14 et 21 avril 2018 (BB23, BB25, TB3, TB20) dans le formol et les échantillons de 10 juin 2018 (TB6, TB8) du liquide de Bouin, et inclusion dans des blocs de paraffine, les gonades ont été coupées en sections de 2µm et colorés par hématoxyline h éosine, et Trichrome de Masson.

Dans notre étude, nous avons pu obtenir quelque stade des développements des gonades par ce que nous avons fait des prélèvements du mois d'avril et juin.

- L'histologie du tissu ovarien est couramment utilisée pour comprendre la taille, l'âge de la maturité, les tendances quotidiennes et saisonnières du frai, du lieu de frai et de la fécondité. Il est bien connu que les facteurs environnementaux peuvent avoir des effets marqués sur le moment de la gamétogenèse, de la vitellogenèse et de la maturation chez les poissons (Takashima et al. 2008 ; Miranda et al. 2009). L'augmentation de la taille des ovocytes est due au développement du vitellus dans l'ovocyte en maturation, ce qui a également été noté chez d'autres espèces de poissons (Harting et Kunkel 1999 ; Koc (Yon) et al. 2008). Selon Arockiaraj et al. (2004) et Nejedli et al. (2004), l'ovogenèse se manifeste par une série de changements dans les ovocytes. La croissance des ovocytes en tant que phénomène principal au cours du développement ovarien. L'ovogonie se transforme en ovocytes immatures et pré-cellulaires qui montrent des signes de vacuoles vitellines à la périphérie du cytoplasme. Puis il se développe en alvéoles corticales, l'accumulation de jaune a été complétée. Par la suite, le processus de maturation final est initié par la migration du noyau (De Vlaming 1983 ; Redding et Patino 1993).
- La croissance et la fragmentation des nucléoles dans les ovocytes prévitellogènes sont fréquemment rapportées chez la plupart des espèces étudiées par Maris & Scheer (2001).
- La spermatogenèse était divisée en fonction de la différence de taille et de l'apparition de nouvelles structures reconnaissables au cours des différentes étapes de maturation. Ces cellules sont les spermatogonies, les spermatocytes primaires, les spermatocytes secondaires, les spermatides et les spermatozoïdes. Les stades de maturité des testicules ont été divisés en cinq étapes. Le testicule est généralement un organe blanchâtre composé de deux lobes séparés par un septum ou indépendants par eux-

mêmes. Le testicule a l'épithélium germinal et les cellules interstitielles séparées les unes des autres par une membrane basale (Lo Nostro et al. 2003).

- Le développement des spermatozoïdes chez les poissons passe par de multiples stades de croissance et de maturation, comme on peut le voir chez d'autres poissons. (Shein et al. 2004). Ceux dans leur phase de régénération sont sexuellement matures mais reproductives inactives (Brown– Peterson et al. 2002). Selon Bucholz et al. (1964), les spermatozoïdes matures sont observés dans la lumière des lobules testiculaires sans aucune disposition régulière ; ils commencent à s'agréger dans la lumière même au stade précoce, alors que plusieurs des cellules germinales restent immatures et ne révèlent aucun lien avec l'introlobulaire. Éléments de cellules somatiques ou cellules de Sertoli.

❖ Les différents stades de développement :

- Stade I (Immature). La taille des testicules et des ovaires était très petite et leur couleur était grisâtre transparente. Dans les ovaires, des ovogonies et des ovocytes de croissance primaire étaient présents. Les parois ovariennes étaient minces et les espaces entre les ovocytes étaient très fins. Aucune atrésie ne se présente. Dans les testicules, de nombreux tubes ou lobules séminifères étaient présents. Celles-ci étaient entourées d'une épaisse paroi testiculaire. Seules les spermatogonies étaient présentes. La lumière était absente dans le lobule.
- Stade II (développement). Les ovaires et les testicules commencent à se développer, mais ne sont pas prêts à se reproduire. Histologiquement, l'ovaire contient des ovocytes de croissance primaire, alvéolaire corticale, vitellogène primaire et vitellogène secondaire (figure 49). Une atrésie se présente également. Dans les testicules, des spermatocytes étaient présents le long des lobules. Le spermatocyte primaire, le spermatocyte secondaire, la spermatide et les spermatozoïdes étaient présents (Figure 53).
- Stade III (Mature). Les poissons étaient aptes au développement et physiologiquement capables de se reproduire. Dans la section histologique des ovaires, le noyau a commencé à quitter la position centrale et à migrer vers la périphérie. La taille des ovocytes est restée relativement stable (figure 52). Dans les testicules, des spermatozoïdes ont été observés dans la lumière des lobules. Les spermatocytes étaient présents tout au long du testicule et

la spermatogenèse était active. Les testicules ont été vus avec des spermatides matures prêtes à être libérés (figure 54).

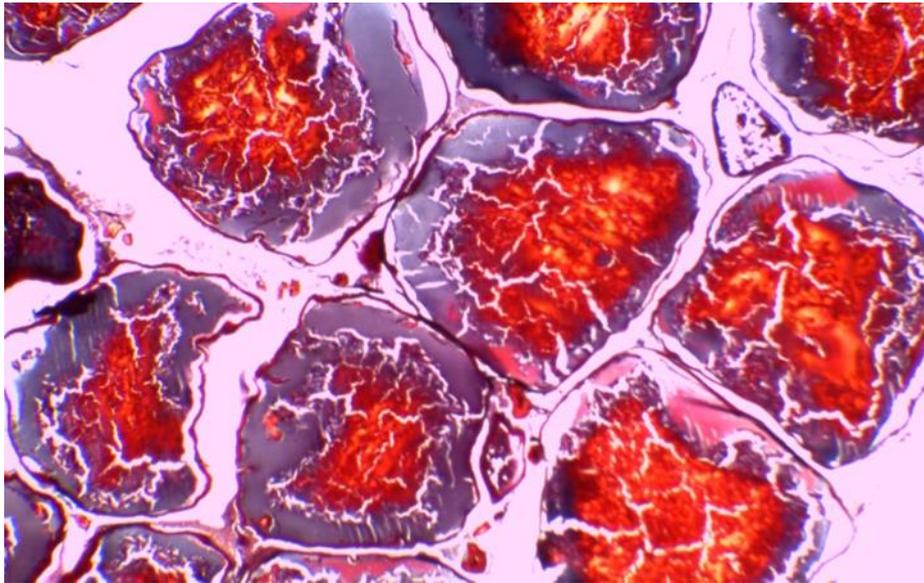
- **Stade IV (régression).** Les ovaires étaient flasques et les vaisseaux sanguins importants. présence d'atrésie et de complexe folliculaire postovulatoire. Quelques ovocytes corticaux alvéolaires et vitellogènes étaient présents. Les testicules étaient petits et flasques. Très peu de spermatozoïdes ont été observés dans la lumière des lobules. Lumen a été vu vide et le sperme avait été libéré
- **Stade V (régénération).** Les poissons étaient inactifs sur le plan de la reproduction. Les ovaires et les testicules étaient vides. Sur le plan histologique, les ovaires composés de follicules postovulatoires, d'ovocytes immatures et d'œufs matures ne sont pas partis. Il contenait des ovocytes atrétiques caractérisés par la dégradation des ooplasmes et du jaune. La section histologique des testicules a montré une déplétion des spermatocytes résiduels et une dégénérescence progressive des lobules.

Tableau XIV : rappels sur les deux échantillons femelles choisis pour les coupes histologiques.

Espèces	BB23	TB20
Sexe: femelle	Langueur totale 41.7cm Poids totale 925.5g Stade mature	Langueur totale 30cm Poids totale 371.1g Stade développement

Tableau XV : rappels sur les deux échantillons mâles choisis pour les coupes histologiques.

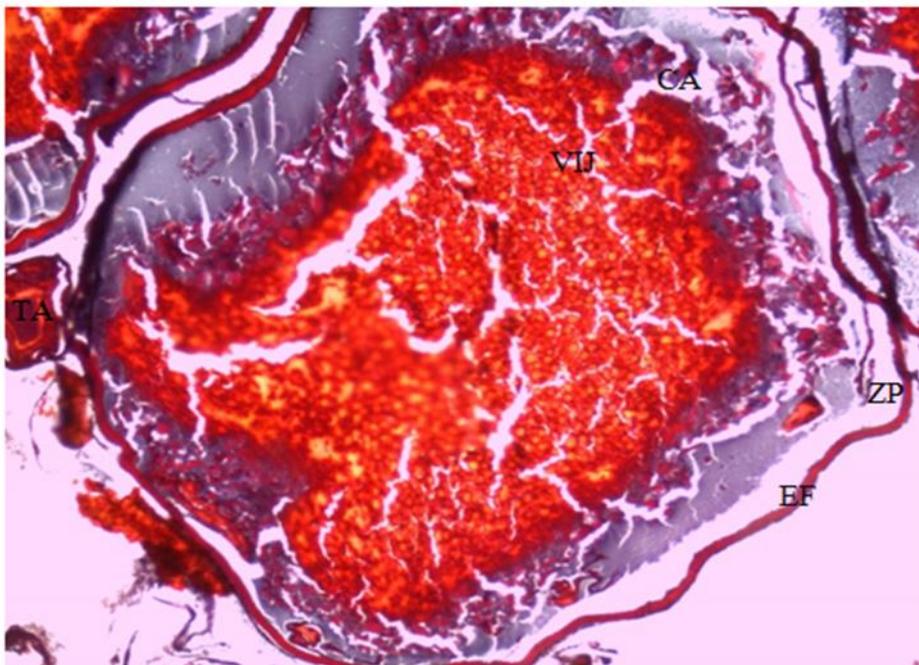
Espèces	BB 25	TB03
Sexes: male	Langueur totale 26.3cm Poids totale 221.6g stade de mature	Langueur totale 19.4cm Poids totale 106.2g Stade de development



A

Figure 49 : coupes histologique transversale au niveau d'ovaire de TB 20.

A : coupe transversale au niveau d'ovaire de TB 20 (G x 4) Stade de développement.



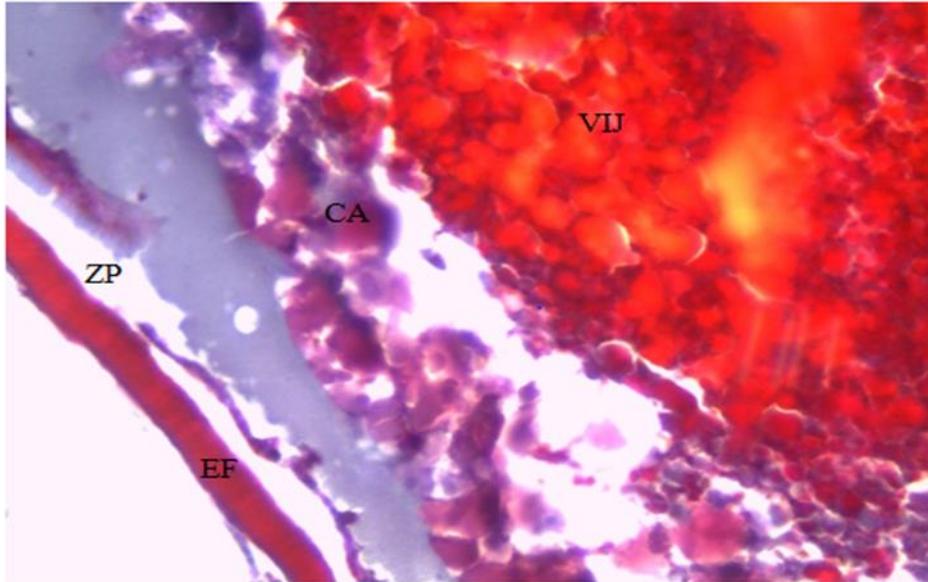
B

Figure 50 : coupes histologique transversale au niveau d'ovaire de TB 20.

B : coupe transversale au niveau d'ovaire de TB 20 (G x10) Stade de développement.

TA : Tunique albuginé, **CA** : Corticale alvéolaire, **VIJ** : Vésicule interne jaune,

ZP : Zone pellucide, **EF** : Epithélium folliculaire



C

Figure 51 : coupes histologique transversale au niveau d'ovaire de TB 20.

C : coupe transversale au niveau d'ovaire de TB 20 (G X 40) Stade de développement.

CA : Corticale alvéolaire, VIJ : Vésicule interne jaune, ZP : Zone pellucide, EF : Epithélium folliculaire.

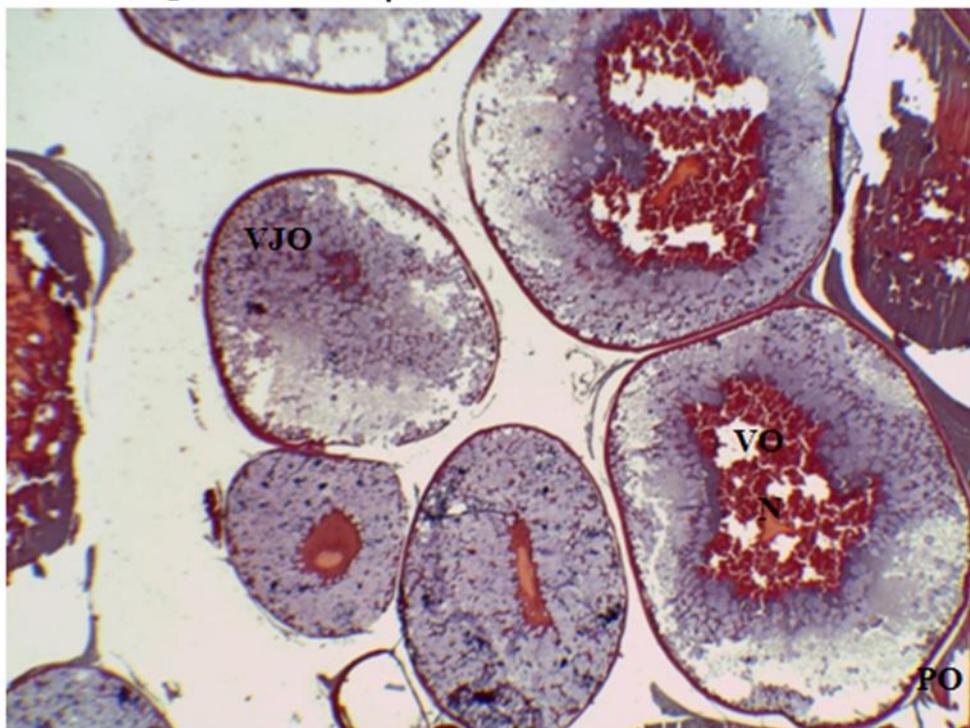
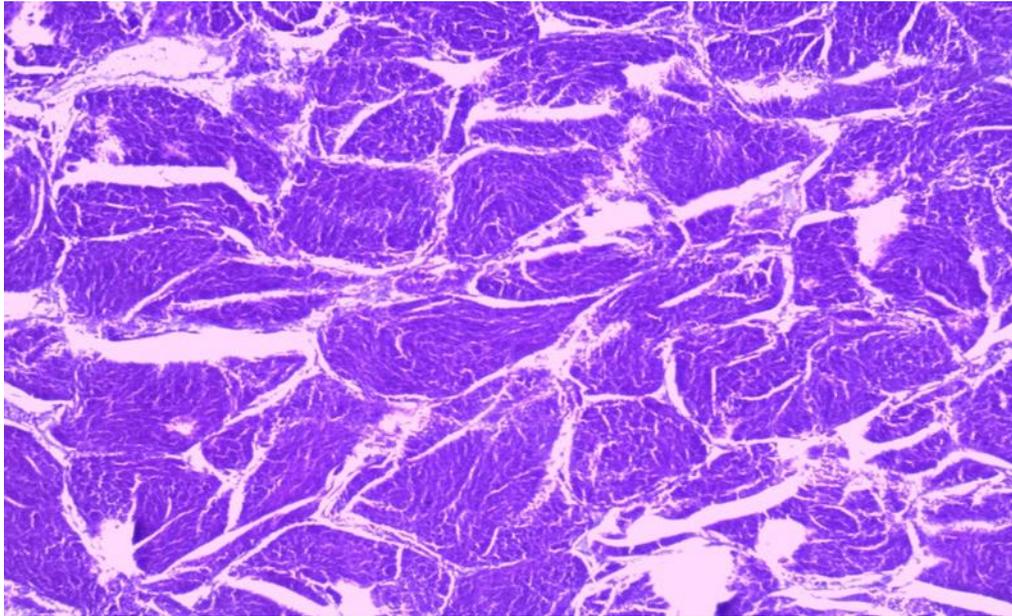
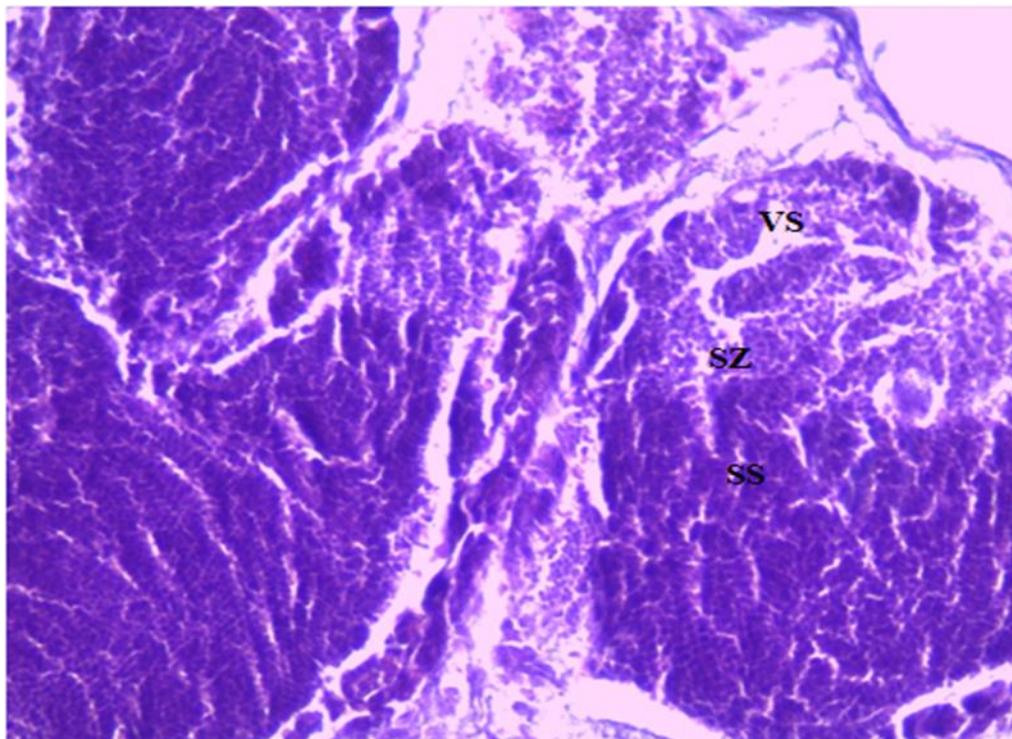


Figure 52 : coupes histologique transversale au niveau d'ovaire de TB 20 de (G x 10). Stade mature

VJO : vésicule jaune d'ovocyte, VO : vétéllogène ovocyte, N : noyau, PO : paroi ovocyte.



A



B

Figure 53 : coupes histologique transversale au niveau de testicule de TB 03 Stade de développement.

A : coupe transversale au niveau de testicule de TB 03 (G x 10) Stade de développement.

B : coupe transversale au niveau de testicule de TB 03 (G x 40) Stade de développement.

VS : vaisseau sanguin, SS : spermatocytes secondaire, SZ : spermatozoïde.

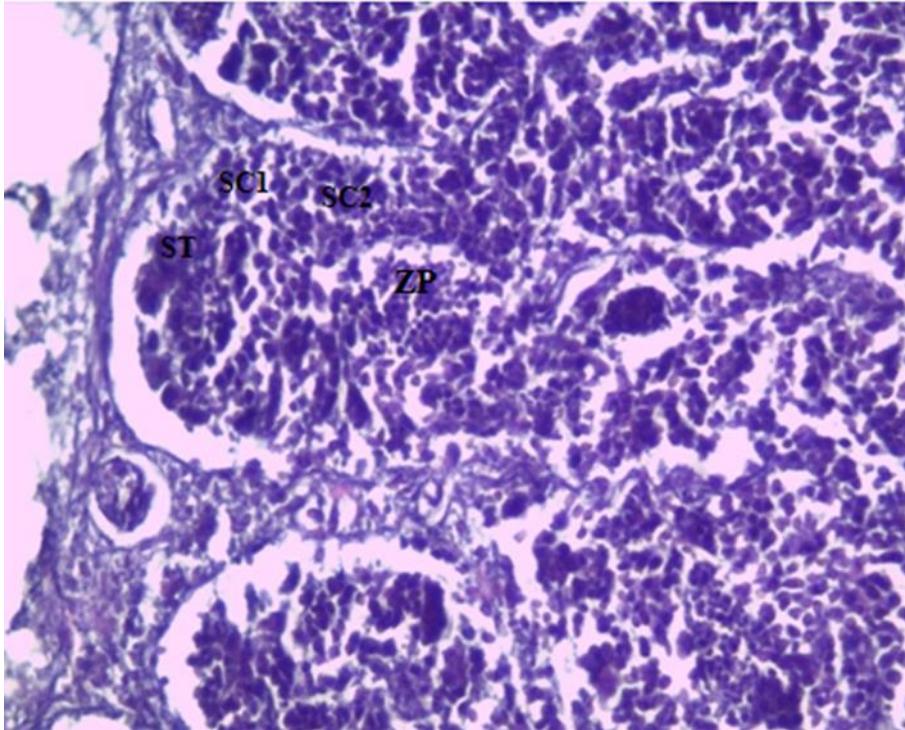


Figure 54 : coupe histologique au niveau de testicules BB25 de (G x 40) stade mature

ST : spermatide, SC1 : spermatocyte primaire, SC2 : spermatocyte secondaire,

ZP : spermatozoïde.

➤ Les résultats histologiques ce que nous obtenons et comparée avec les référence :

(RabindraNath.b,2017) et (Anne-Isabelle ASSOU et H. LOUARN) et (Elie Montchowui.2012).

Tableau XII : rappels sur les deux échantillons mâle et femelle de mois de juin choisi pour les coupes histologiques :

Espèces	TB06	TB08
Sexe	Femelle	Male
Longueur totale	= 30 cm	= 34.5 cm
Poids totale	= 385.7 g	= 499.3g

III- Conclusions générales :

Dans notre travail, nous avons choisi le modèle animal ‘ poisson de l’eau douce’ pour créer un nouvel axe de recherche, dans le domaine de biologie et physiologie de reproduction.

L’espèce *Barbeau* et *Tanche* appartient à la même famille *Cyprinidae*, avec un décalage de temps dans la période de reproduction.

Nous avons trouvé que la période de reproduction chez l’espèce *Barbeau* est durant le mois d’avril, par contre l’espèce *Tanche* dans ce mois est en période de repos. D’après cette contribution leur période de reproduction est durant le mois de juin.

On période de reproduction le foie joue un rôle nécessaire et important dans la production d’énergie lipidique ou cours de développement des gonades de poisson.

Nous avons répondu à notre hypothèse d’après cette contribution que la longueur et le poids du poisson n’influence pas leur reproduction est en a rejeté.

Perspective :

Faire un suivi de cycle sexuel chez les deux espèces *Barbeau* et *Tanche* avec une étude histologique durant la période de reproduction et période de repos et conclure la différence au niveau macroscopique et microscopique entre les deux périodes

Dans le domaine de reproduction développer les recherches sur le régime alimentaire des *Barbeau* et *Tanche* qui assure un bon état de reproduction.

Annexe I

1/ Fiche technique de préparation de liquide de bouin .

- Eau distillé saturée d'acide picrique (14g/100ml)

75% —————> 75ml

- Formol à 40% —————> 25ml

- Acide acétique glacia —————> 5ml



Figure 01 : liquide de bouin c'est un liquide jeune inodore.

2/.Fiche technique n°02 : les étapes des coupes histologique et la coloration.

- La déshydratation :

- ✓ 1bain formol.....1heure.

- ✓ 1bain d'alcool 65°.....1heure.

- ✓ 1bain d'alcool 75°.....1heure.

- ✓ 1bain d'alcool 90°.....1heure.

- ✓ 1bain d'alcool 96°.....1heure.

- ✓ 1bain Xylène.....1heure.
- ✓ 1bain de paraffine1heure.
- ✓ 1bain de paraffine1heure.

3/ Fiche technique n°03 : Coloration topographique au hématoxyline eosine.

1. réactifs :

1.1. Hématoxyline de Groat.

1.2. L'éosine à 1%.

2. Mode opératoire :

- 3 bains xylène.....20min.
- 3 bains d'alcool.....passage.
- L'eaurinçage.
- Colorer par Hématoxyline de Goat.....4 min.
- l'eaurincer.
- L'éosine.....1min.
- L'eau.....rinçage.
- 3 bains d'alcool.....passage.
- 3 bains xylène.....passage.
- Monter à l'Eukit.

3. Résultat :

Noyaux bleus à bleus-noirs, cytoplasmes roses à rouges, hématies roses vifs, collagène roses très pâle, fibres élastiques roses vifs.

4/Fiche technique n°4 : Coloration Topographique au Trichrome De Masson.

1. réactifs :

- Hématoxyline de Groat.

- Fuchsine acide-Ponceau.
- Orange G acide phosphomolybdique.
- Vert lumière acétique.
- Eau acétifiée à 1%.

2. Mode opératoire :

- 3bains xylène.....20min.
- 3bains d'alcool.....passage.
- L'eau.....Rinçage.
- Colorer par Hématoxyline de Goat.....5min.
- Rincer à l'eau courante pendant.....5min.
- Colorer par la fuchsine Ponceau pendant.....5min.
- Rincer à l'eau acétifiée à1%.
- Colorer par l'orange G acide phosphomolybdique pendant.....5min.
- Rincer a l'eau acétifiée à1%.
- Colorer par vert lumière pendand.....5min.
- Rincer a l'eau acétifiée à1%.
- 3bains d'alcool.....passage.
- 3bains xylène.....passage.
- Monter à l'Eukit.

3. résultat :

Noyaux bleus-noirs, mucus vert, cytoplasme rose à rouge, kératine rouge vif, hématies rouges vifs, collagène vert, fibres élastiques roses.

❖ Quelque matériel utilisé au début de travail :

- Filet de trémail :



- Mètre ruban :

les gans à usage uni :



- **Balance électronique :**



- **Matériel a dissection :**



- **Formol pour préparer liquide de fixation :**



❖ **Matériel utilisé dans les étapes de préparation des coupes histologique :**

L échantillons:



les cassettes :



les moules



Station d'enrobage :



**Collage des cassettes en plastique
Sur les moules de métal**

Microtome de marque Leica :



l' étuve :



la plaque chauffant de Maeque Leica :



Les bains d'Hydratation et déshydratation des coupes histologique



Coloration topographique au hématoxyline éosine



Coloration topographique au hématoxyline éosine



Paraffine solide

Annexe II

Tableau 01 : les mesure de Lt, Lf, Ls, Pt, Pv, Pg, Pf, RGS, RHS de l'espèce *Barbeau*.

les chantillons	L.Standar	L. franche	L.total	P.total	P.vide	P.gonades	P.foie	Sexe
B.B.01	26	28,5	33	364,5	358,9	13,2	7,1	Femelle
B.B.02	25,7	27,7	29,8	417,9	397,5	28,1	7,4	Femelle
B.B.03	22	23,9	25,4	210,1	198,4	20	7,4	Femelle
B.B.04	20,6	22,7	26,4	204,5	200,7	8,1	7,1	Femelle
B.B.05	22	23,6	25,7	192,8	192,2	7,6	7,4	Male
B.B.06	20	21,9	23,8	165,6	165,1	7,5	7,4	Femelle
B.B.07	21,4	23,4	27,7	189,3	135,4	1,7	1,1	Male
B.B.08	19	20,6	22,6	177,5	137,7	12,8	0,4	Femelle
B.B.09	18,4	19,8	21,8	132,3	131,5	7,3	7	Femelle
B.B.10	17,8	19,6	21,3	119,7	112,4	1,4	1,2	Male
B.B.11	18	19,5	21,4	113,1	104,2	8	0,4	Male
B.B.12	19	20,8	22,6	143,8	134,4	15,5	7,7	Male
B.B.13	16,7	18,5	20,4	95	92	6,7	6,6	Femelle
B.B.14	21	22,5	25,1	187,5	185,6	7,2	7,3	Male
B.B.15	18,5	20,4	22,1	128	128,5	0,8	0,5	Femelle
B.B.16	17,1	17,9	20,5	107,7	100,3	13,3	7,3	Male
B.B.17	18,5	20	21,8	117,6	115,4	0,7	1,3	Femelle
B.B.18	19,1	20,8	22,7	138,6	137,1	1	0,5	Femelle
B.B.19	14,5	15,4	17,4	64,9	62,4	9,4	7,5	Male
B.B.20	15,9	17,2	18,8	76,4	74,4	0,1	7,1	Male
B.B.21	6,9	7,8	8,5	6,3	6,6	1,9	0,3	indèterr
B.B.22	8,1	9	9,8	9,42	6,9	1,2	1,32	Male
B.B.23	36,4	38,9	41,7	925,5	843,8	73,6	1,3	Femelle
B.B.24	23,7	25,3	27,6	237,5	223,8	11,9	0,7	Male
B.B.25	22,6	24,2	26,3	221,6	192,8	25,4	2,1	Male
B.B.26	18	19,5	21,3	108,9	98,3	8,4	1	Male
B.B.27	20,6	23,1	25	180,9	176,2	0,8	0,6	Femelle
B.B.28	19,4	21,1	23,1	128	116,9	15,2	7,2	femelle
B.B.29	16,5	17,9	19,9	82,1	76,5	3,9	0,4	Male
B.B.30	17,4	18,6	20,4	92	84,5	5,7	0,2	Male
B.B.31	17	18,4	20	83,6	74,1	13,6	1,5	Male
B.B.32	18	19,5	21,4	107,6	103,7	1,2	1,1	Femelle
B.B.33	14,8	16,3	17,9	63,1	57,1	3,8	0,8	Male

Tableau 02 : les mesure de Lt, Lf, Ls, Pt, Pv, Pg, Pf, RGS, RHS de l'espèce *Tanche*.

échantillon s	Ls	Lf	Lt	Pt	Pv	Pg	Pf	sexe	RGS	RHS	IK
T.B.01	15.	17.	19.	92.5	89.7	8.3	7.	male	8.972	7.783	12.66

	8	5	4				2				8
T.B.02	16.5	18.4	19.8	102.4	98.7	7.3	7	femelle	7.128	6.835	13.191
T.B.03	16	17.3	19.4	106.2	100.7	8.5	7.5	male	8.003	7.062	14.545
T.B.04	17	18.6	20.8	124.6	119.5	7.4	7.2	femelle	5.939	5.778	13.846
T.B.05	14.3	16.7	17.4	85.4	81	7.2	7.6	femelle	8.430	8.899	16.211
T.B.06	13.6	14.9	16.8	70.5	66.4	7.9	6.9	femelle	11.205	9.787	14.868
T.B.07	14.4	16.4	17.9	88.1	83.4	7.7	7.3	femelle	8.740	8.286	15.360
T.B.08	14.8	15	17.1	80.2	75.5	7.4	6.7	femelle	9.226	8.354	16.039
T.B.09	13.4	14.7	17.7	65.4	61.2	7	7	femelle	10.703	10.703	11.793
T.B.10	13	14.5	16.3	65.1	62.9	7.2	6.7	femelle	11.059	10.291	15.032
T.B.11	13.2	14.6	16.3	58.1	56.2	7.2	6.7	femelle	12.392	11.531	13.415
T.B.12	11.2	12.4	14.1	40	38.9	6.8	7	male	17	17.5	14.269
T.B.13	11.7	12.9	14.6	42.3	40.5	7.2	6.6	male	17.021	15.602	13.591
T.B.14	11.9	14.1	15.7	50.3	49.1	7.6	7.2	femelle	15.109	14.314	12.997
T.B.15	13	14.3	15.9	55	54.9	7.1	6.9	male	12.909	12.545	13.682
T.B.16	11.8	13	14.5	44.3	42.8	7.2	6.8	femelle	16.252	15.349	14.531
T.B.17	12	13.2	15.8	43.8	40.7	7.9	7.1	femelle	18.036	16.210	11.104
T.B.18	13.7	15	16.3	64.9	61.9	7.7	7	femelle	11.864	10.785	14.985
T.B.19	12	13.4	14.6	42.9	40.4	7.2	7	femelle	16.783	16.31	13.784
T.B.20	25	27.1	30	371.1	337.6	39.3	8.1	femelle	10.590	2.182	13.744
T.B.21	28.5	30	34	528.8	515	10	1	femelle	1.891	0.189	13.454
T.B.22	23	26	28	336.2	328	5.9	0.5	femelle	1.754	0.148	15.315
T.B.23	28	30.6	34.4	574.8	542.8	7.4	2.2	femelle	1.287	0.382	14.120
T.B.24	25	27	30	419	408.1	6.6	0.9	femelle	1.575	0.214	15.518
T.B.25	24.5	26	30	369.6	355.6	6.4	0.8	male	1.731	0.216	13.688

T.B.26	25	27. 4	30	385.7	365. 5	8.5	1. 7	femelle	2.203	0.440	14.28 5
T.B.27	25. 5	27. 8	30	374.1	363. 5	3.6	1. 4	male	0.962	0.374	13.85 5
T.B.28	28	30. 4	34. 5	499. 3	483. 1	16. 2	1. 9	male	3.244	0.380	12.15 9
T.B.29	26	28. 5	30. 5	429.4	422. 7	6.7	0. 6	male	1.560	0.139	15.13 4

La bibliographie

- **AL et PERRIN** .(2001)-la migration des Animaux :cannaisances zoologique exploitation anthropologique selon les espèces, les lieux et les époques : journée d'étude, Université de Liège,22 /03/2003.
- **Almaça. C.**, (1966) - sur la systématique des barbeaux marocains (pisces, cyprinidae, barbus). arq. mus. boc. (2,à. série) 1 dy 7: 111-121.
- **Almaça. C.**, (1967)-Estudodaspopulaçõesportuguesas do Gén. Barbus Cuvier, 1817 (Pisces, Cyprinidae). Rey. Fac. Ciên. Lisboa 14 (2): 151-400. (1968) - Os Peixcs d'âguadoce e a Zoogeografia da PeninsulaJbérica. Acluali. Biol. Lisboa 40: 125-148.
- **Almaça. C.**, (1969) - Révision critique de Quelques types de Cyprinidés d'Europe et d'Afrique du Nord des collections du Muséum National d'Histoire Naturelle. Bull. Mus. His/. nal., Paris. 2e sée. 40, 6: 1116-1144.
- **Almaça. C.**, (1970a) - Sur les Barbeaux (Genre et Sous-genre Barbus) de l'Afrique du Nord. Bull. Mu.s. Hist. nal., Paris, 2e sée. 42, 1: 141-158. (1970b) - Sur un Cyprinidé nord-Africain: Barbus issenensis ou Varico rhinusis senensis. Bull. Mus. Hist. nal., Paris, 2e sér. 42, 1: 159~160.
- **Almaça. C.**, (1971a) - sur la spéciation des barbeaux nord-africains. bull. mus. hist. nat., paris, 2e sér. 42, 5: 853~856. -- (1971b) - sur la collection de barbeaux (genre et sous~genre barbus) ibériques et nord-africains du fors chung sinstituts enckenberg (frankfurt a.m.). arq. mus. boe. (2." série) 3 not. sup. n. o 21
- **Arezki.B.**,2018-l'agence national des barrages et de transfert.
- **BANRESCU et RUSU**, (1992)-Traveaux du Muséum d'histoire naturelle 'Grigore Antipa'.P162.
- **BERRBI, P (1981)** -poissons d'eau douce de l'Afrique du nord. P17.
- **Billard R.**, 1995- les carpes : biologie et élevage, inrae ed, p257.
- **Blanchere.H.**, 1868- la pêche et les poissons, paris. p761.
- **Billard.R.**, 1995, les carpes biologie et élevage, inra, paris1995, isbn : 2-7380-0585-3.
- **Boulenger, G.A.** (1911) - catalogue of the fresh-water fi,shes of africa in the british museum, 2. british museum, london.
- **Bouhbouh.S.**, 2002- bio-ecologie de barbus callensis (valencienne 1842) & barbus fritschi (günther 1874) au niveau du reservoir allal el fassi (maroc).université sidi mohamed ben abdallah, thèse de doctorat, p3.
- **BRUSLE,J. QUIGNARD,J,P.2001-** Biologie des poissons d'eau douce européens.P11.

- **BLANCHERE, H.** (1868) - La pêche à pied : Histoire et technique P228.
- **Chergou, S., Khodari M., Yaakoubi F., Benabid M. Badri A.,** 2002- Contribution à l'étude du régime alimentaire du barbeau (*Barbus barbuscallensis* Valenciennes, 1842) d'un cours d'eau du Moyen-Atlas (Maroc) : Oued Boufekrane. Revue des sciences de l'eau ; Vol.15, n°1, 153-163p.
- **Chairbi, R.,** 2014-connaissance de l'ichtyofaune des eaux continentales de la region des aures et du sahara septentrional avec sa mise en valeur.
- **CUVIER,G.** (1917)-Analyse raisonnée des travaux de Georges Cuvier : précédée de son éloge.
- **Fontana, A Pianet, R.,**1973-Revue des travaux de l'institut des pêches maritimes. Volume 47.Page 182,189.
- **Daoud A.,** 1984- Contribution à l'étude de la biologie de trois espèces des cyprinidés exploitée dans le réservoir DORKAN barbus
- **Durantal.P.,** 2003- Pêche, l'encyclopédie .Paris.p373.
- **Freyhof. ,J et Lottelat.M.,** 2008-Tinca tinca.liste rouge de l'UICN des espèces menacées 2008.ver3, 1.ISSN : 2307-8235.
- **Gervais.H et Boulart.R.,** 1876- les poissons, TOME PREMIER : Poisson d'eau douce. P 82.
- **Gervais.H et Boulart.R.,** 1876- les poissons, TOME PREMIER : Poisson d'eau douce. Rothschild, J : Barbeau commun, Edition paris.p87.
- **Gervais.H et Boulart.R.,** 1876- les poissons, TOME PREMIER : Poisson d'eau douce. P86.
- **Goubier J., 1975.** Biogéographie, Biométrie et Biologie du sandre *Lucioperca*
- *lucioperca*(L.), *Osteichthyenn Percidé*. Thèse d'état, Univ. Claude
- *Bernard*, Lyon : 259p.
- **Goubier J. & Souchon Y., 1979.** Contrôle de l'époque de reproduction du brochet par retard de maturation. *Bull. Fr. Pesci.*, 286 : 247-254.
- (Gobiogobio L) sous des conditions thermiques controlées : Relation entre la température et l'ovogenèse. *Boletin do Instituto dePesca, Sao Paulo*, 25 (unico) : 31-43.
- **Goubier J., 1975.** Biogéographie, Biométrie et Biologie du sandre *Lucioperca*.
- **Goubier J., 1975.** Biogéographie, Biométrie et Biologie du sandre *Lucioperca*

- *Lucioperca*(L.), *Osteichthyenn Percidé*. Thèse d'état, Univ. Claude Bernard, Lyon : 259p.
- **Goubier J. & Souchon Y., 1979.** Contrôle de l'époque de reproduction du brochet par retard de maturation. *Bull. Fr. Pesci.*, 286 : 247-254.
- (*Gobiogobio* L) sous des conditions thermiques contrôlées : Relation entre la température et l'ovogenèse. *Boletim do Instituto de Pesca, Sao Paulo*, 25 (unico) : 31-43.
- **Hadou-Sanoun.G .,** 2013- Etude écologique et biologique d'un poisson Cyprinidé du genre *Barbus* (*Barbus setivimensis* et *Barbus antinorii*) dans le barrage de Keddara (W. Boumerdes). thèse de doctorat U.S.T.h.B .p20 .
- **JEA, M, I, P,** 2008-la reproduction naturelle cas des cyprinidae...
- **Jyrwa L, Bhuyanr.,N.**2017- Histologie studies of gonads in *Neolissochilus hexagonolepis* (Mecllelland,1839)(*Tesleostei* :Cyprinidae) from Meghalaya, *Tram.J.Ichtyol.*4(2) :140-149.
- **KEITH,P**(1998)- Atlas des poissons d'eau douce de France.P25.
- **Kochzius M.,** 1997-length-weight relationship of fishes from a seagrass meadow in Negros Oriental, Philippines. *Naga, The ICLARM Quarterly*, 2(3-4): 64-65.
- **Legendre.M., Jalabert. B.,** 1988- Biologie and ecologie of african freshwater fishes , P153.
- **Letourneur Y., Kulbicki M. et Labrosse P., 1998** –Length-weight relationships of fishes form coral reefs and lagons of New Caledonia- an update. *Naga. The ICLARM Quarterly*, 21(4):39-46.
- **Lucena J. ; Fuentes M. C. & Rodriguez Munoz J. M., 1983.** Etude somatométrique de la composition corporelle du barbeau (*Barbus barbus sclateri* Gunther) barrage de la conception. *Vie et milieu*, 33 (1) : 17-24.
- **Lounaci-Daoud I,** 2012-les poissons d'eau douce d'Algérie : inventaire et répartition. Faculté des sciences biologique et sciences agronomique : université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou-Algérie.
- **MANN, F.** (1980)-la migration des animaux :connaissances zoologique exploitation anthropologique selon les espèces, les lieux et les époques : journée d'étude, Université de Liège,22 /03/2003. Page 121.
- **Melanie L.J. Stiassny, Guy G. Teugels.Carl D.** Hopkins (éd) ,2007-poissons d'eau douces et saumâtre de basse guinée, ouest de l'Afrique central, volume 2, Paris.p466.

- **Mellinger, J**, 2016- la production des cyprinidés, Bruche, Mossig rivière vivants.2003.
- **Magnan, D.**, 1999- Poisson d'eau douce, P25, ISBN : 2-84416-026-3.
- **MATHEEUWS A., GERMIN M., DETOLLENAERE A., & MICHA J.C., 1981.** Etude de la reproduction du gardon (*Rutilus rutilus*) et des effets d'une élévation provoquée de la température en Meuse sur cette reproduction. *Hydrobiologica*. (85) : 271-282.
- **MAISE, G. & CARMIE H., 1987.** Influence de la température sur l'ovulation de l'ombre commun *Thymalusthymalus*. *Bull. Fr. Pêche. Piscic.*, 305 : 54-60.
- **MELANIE, L. STIASSNY. GUY, J, G. TEUGEL, G. HOPKINS, D. 2007-** poissons d'eaux douces et saumâtre de basse Guinée, ouest de l'Afrique centrale. l'étude de **STIASSNY et AL** volume 1.
- **Pellegrin J.**, 1920 - Les poissons d'eau douce de l'Afrique du nord Française et leur distribution géographique *C.R.ASS. FR. Avanc. Sci.*, 5p.
- **Pellegrin J.**, (1921) - Les Poissons des eaux douces de l'Afrique du Nord Française : Maroc, Algérie. Tunisie. Sahara : *Mém. Soc. Sei. Nat. Maroc*, 1, 2, 216 pp.
- **Pellegrin J.**, (1930) - La faune ichthyologique dulçaquicole de la Péninsule Ibérique. *C. R. Som. Séances Soc. Biogéog.* n. O56 : 53-55.
- **Pellegrin J.**, (1930) - Les Barbeaux d'Espagne. *Bull. Mus. Hist. nal. Paris* 2, '5: Sl.S15.
- **Pellegrin J.**, (1939) - Les Barbeaux de l'Afrique du Nord Française : description d'une espèce nouvelle. *Bull. Soc. Sei. Nat. Maroc*. 19, 1, 10 pp.
- **Postel E.**, 1955-Roussource, pêche et biologie des thonidés tropicaux de l'Atlantique Centre-Est. Page 269
- **Ruiz-Ramirez S., Lucano-Ramirez G. et Mariscal-Romero J., 1997** –length-weight relationship of soft-bottom demersal fishes from jalisco and colima states, mexico. *naga, the iclarm quarterly*, 20(3-4):62-63.
- **Salame.**, 2008-dissection poisson, Muséum national d'histoire naturelle.
- **Sophie.J.**, 2007, poissons d'aquarium d'eau douce, isbn : 978-2-844-16-491-9, p11.
- **Stequert B.**, 1776- les poissons pélagiques côtiers au Sénégal : relation taille-poids des principales espèces d'intérêt commercial 119-126.
- **Suncica.A., Anthony.R.**, nicholas.m ; 2017-la revue canadienne des sciences halieutiques et aquatique.75(3) doi : 10.1139.

