

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique.

جامعة البليدة 1

Université Blida 1.

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de Biologie des Populations et des Organismes.



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Master 2.

Option : Biologie et Physiologie de la Reproduction.

Thème

**La reproduction semi-artificielle de poisson d'eau douce
black bass dans la région de Sétif (El Ouricia).**

Soutenu le 3 /10 /2020

Présenté par : M^{lle} Mehannek Ouiza

Behar Chaima.

Devant le Jury :

Mr. BESSAAD .M.A	MCA	U.B-1	President.
Mme. CHAICHI .W	MCA	U. B-1	Examinatrice.
Mr. GUADIOURA .M	MCB	U.B-1	Promoteur.

2019/2020

Résumé

Cette étude vise à connaître les techniques d'élevage et à élaborer un protocole de mise en reproduction du Black Bass (*Micropterus salmoides*), afin de réaliser un essai mieux maîtrisé à l'écloserie d'El Ouricia (Sétif) et améliorer les paramètres et les résultats de reproduction. Ce présent travail est constitué d'une synthèse bibliographique de plusieurs auteurs ainsi d'un mémoire de référence réalisé en Algérie (2018) au niveau de l'écloserie Tabia (Sidi Belabbas) durant la période de reproduction (avril à juin), dans le même thème et qui traite l'écologie de Black Bass, la croissance, les techniques de production et de reproduction ainsi que les particularités liées à cette espèce. Selon cette étude, la pêche des géniteurs a révélé un % de femelles pêchées plus important que les males (85% et 15%) respectivement, une seule ponte a eu lieu dans le bassin B5 (à la première injection d'HCG à 36 h), et 4 pontes dans le bassin B2 (à partir de la 2^{ème} injection). Le taux d'éclosion à la première ponte (Bassin B5) est de 70 %; alors que dans le bassin B2 pour les pontes (P2, P3, P4, P5) il est de (30%, 40%, 20%, 30%). Le caractère asynchrone des ovocytes (stade I et II) influencé par la photopériode et le taux d'oxygénation.

Mots clés : black bass, stade ovocytaire, reproduction, éclosion.

Abstract

This study aims to know the breeding techniques and to develop a protocol for Black Bass breeding, in order to carry out a better controlled trial at the Ouricia hatchery (Sétif) and to improve the parameters and the breeding results. This present work consists of a bibliographical synthesis of several authors as well as a reference paper carried out in Algeria (2018) at the Tabia hatchery (SidiBelabbas) during the breeding period (April to June), in the same theme and which deals with the ecology of Black Bass, growth, production and breeding techniques as well as the particularities related to this species. According to this study, the fishing of broodstock revealed a higher percentage of females than males (85% and 15%) respectively, only one clutch was laid in basin B5 (at the first injection of HCG at 36 h), and 4 eggs were laid in basin B2 (from the second injection). The hatching rate at the first laying (Basin B5) is 70%, while in basin B2 for the laying (P2, P3, P4, P5) it is 30%, 40%, 20%, 30%. The asynchronous character of the oocytes (stage I and II) is influenced by the photoperiod and the rate of oxygenation.

Key words: largemouth bass, oocyte stage, controlled reproduction .hatching .

الملخص

تهدف هذه الدراسة إلى معرفة تقنيات التربية وتطوير بروتوكول لتربية القاروص الأسود ، من أجل إجراء تجربة مضبوطة بشكل أفضل في مفرخ أوراسيا (سطيف) وتحسين المعايير ونتائج التربية. يتكون هذا العمل الحالي من تجميع ببلوغرافي للعديد من المؤلفين بالإضافة إلى ورقة مرجعية تم إجراؤها في الجزائر (2018) في مفرخ الطابية (سيدي بلعباس) خلال فترة التكاثر (أبريل إلى يونيو) ، في نفس الموضوع والتي تتناول علم بيئة بلاك باس وتقنيات النمو والإنتاج والتكاثر بالإضافة إلى الخصائص المتعلقة بهذا النوع. وفقًا لهذه الدراسة ، أظهر صيد الأمهات نسبة أعلى من الإناث (85% و 15%) على التوالي ، تم وضع مخلب واحد فقط في الحوض B5 (عند الحقن الأول لـ HCG عند 36 ساعة) ، وتم وضع 4 بيضات في الحوض. وضعت في حوض B2 (من الحقن الثاني). تبلغ نسبة الفقس عند التمديد الأول (حوض B5) 70% ، بينما في الحوض B2 للوضع (P2 ، P3 ، P4،P5) تبلغ 30% ، 40% ، 20% ، 30%. يتأثر الطابع غير المتزامن للبيوضات (المرحلة الأولى والثانية) بالفترة الضوئية ومعدل الأوكسجين.

الكلمات المفتاحية: القاروص الأسود , مراحل التبويض , التكاثر, الفقس.

Remerciements

Je tiens à remercier les membres du jury ,tout en espérant qu'ils trouveront les qualités de clarté qu'ils attendent:

Mr, BESSAAD .M.A , qui nous a fait l'honneur de présider ce jury de thèse.

Mme CHAICHI, qui a accepté d'examiner ce travail.

J'adresse mes vifs remerciements à Mr, Guedioura .M, pour son encadrement, sa disponibilité et sa gentillesse.

Et surtout, je saisis cette occasion pour remercier tous les enseignements de la session BPR (vétérinaire), pour leurs efforts et dévouement.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à mes enseignants, à ma famille et à tous ceux qui m'encouragent et me soutiennent durant tout mon parcours.

Liste des abréviations

- **µm** : micromètre.
- **µS** : micro siemens.
- **‰** : pour mille.
- **CNRDPA** : Centre National de Recherche et de Développement la Pêche et l'Aquaculture.
- **CPE** : CarpPituitaryExtract
- **Gn** : hormone gonadotropehypophysaire
- **-Gn-rh** :Gonadotropin-Releasing Hormone -**GVBD** : germinal vesicle breakdown.
- **HCG** : Humain ChorionicGonadotropin
- **Lt** : longueur total
- **NaCl** : chlorure de sodium
- **P** : ponte
- **ppm** : partie pour mille -
- **W** : Wilaya

LISTE DES TABLEAUX :

- **Tableau 1** : Distribution et historique des opérations de peuplement et repeuplement du Black-bass (alevins ou géniteurs) en Algérie de 1982 à 2018 (selon Meddour, et les rapports du CNRDPA).....6
- **Tableau 02** : Composition des liquides éclaircisseurspour l'observation des ovocytes (Schlumberger, 2002)..... 27
- **Tableau 03**: doses des hormones administrées aux géniteurs.....28
- **Tableau 04**:récapitulatif de distribution des géniteurs du black bass dans les bassins de reproduction.....23
- **Tableau 05** : resultats de reproduction contrôlée du Black bass24
- **Tableau 06** : le taux de fécondation des cinq pontes obtenus24

LISTE DES FIGURES :

- Figure01 :poisson de black bass.....	3
- Figure 02 : Physiologie de la reproduction chez les poissons ; organes et hormones impliquées dans la reproduction (Schlumberger, 2002).....	14
- Figure 03 : Ecloserie des poissons des eaux douces de elouricia.....	19
- Figure 04 : position géographique de zairi_ouricia	19
- Figure 05 : Pêche des géniteurs du Black bass.....	20
- Figure 06 : Opération dedémaillage du filet.....	21
- Figure 07 : Deux femelles anesthésiées par eugénol.....	23
- Figure 08 : sexage des géniteurs mâle(en haut) et femelle du Black bass adulte.....	24
- Figure 09 : Un cathéter.....	24
- Figure 10 : Pesage d'une femelle de black bass.....	25
- Figure 11 : Aspiration des ovocytes d'une femelle du black bass avec un cathéter...	26
- Figure 12 : stades de maturité ovocytaire chez le sandre.....	26
- Figure 13 : un mortier.....	28
- Figure 14 : une seringue de 5 ml.....	28
- Figure 15 : injection hormonal au niveau du muscle dorsale.....	29
- Figure 16 : Désinfection des nids artificiels avec un bain de formol.....	29
- Figure 17 : les étapes de la Reproduction contrôlée du black bass.....	32
- Figure 18 : Schéma de la structure de production d'artémia.....	34
- Figure 19 : Mesure du diamètre des ovocytes grandissement x4.....	38
- Figure 20 : Ovocyte en stade II grandissement x10.....	38
- Figure 21 : 1- Ovocyte en stade I ,2- Ovocyte en stade II grandissement x4.....	39
- Figure 22 : œuf fécondée du black bass grandissement x10.....	41
- Figure 23 : larve du black bass de 2 jours (48 heures après l'éclosion) Lt= 4.5 mm... ..	42

- **Figure 24** : larve du black bass de 11 jours) Lt= 9.5 mm..... 43

Sommaire :

Résumé :

Summary :

ملخص

Remerciement :

Dédicace :

Liste des abréviations :

Liste des figures :

Liste des tableaux :

Introduction : 1

Chapitre I : Biologie et écologie du black Bass

I.1.présentation de l'espèce : 2

I.1.1.position systématique 2

I.1.2.synonymie : 3

I.1.3.morphologie et anatomie : 3

I.1.4.Répartition : 5

I.2.Ecologie 6

I.2.1.Habitat: 6

I.2.2.Température: 7

I.2.3.Salinité : 8

I.2.4.Ph : 8

I.2.5.Oxygène: 8

I.2.6.Turbidité: 9

I.3.Régime alimentaire : 9

I.4. Croissance 11

I.5.Comportement..... 11

I.6.Reproduction..... 12

I.6.1.Reproduction dans son milieu naturel 12

I.6.2.Reproduction en captivité 13

I. 6.2.1 Reproduction intensive	18
---------------------------------------	----

Chapitre II : Matériel et méthodes

II.1.Présentation du site expérimental :.....	18
II.1.1.Ecloserie des poissons des eaux douces ELOuricia.....	19
II.1.1.1.Retenue collinaire Zairi.....	19
II.1.2.Ecloserie des eaux douces Tabia.....	20
II.2.Température de l'eau durant la période de pêche	20
II.2.1.Matériel biologique	21
II.2.1.1.Pêche des géniteurs	22
II.2.1.2.Transport des géniteurs	22
II.2.1.3.Traitements sanitaires des géniteurs	22
II.3.Reproduction contrôlée du black Bass	22
II.3.1.Stabulation des géniteurs	23
II.3.2.Anesthésie des géniteurs	23
II.3.3.Sexage et pesage des géniteurs	25
II.3.4.Biométrie et l'état de maturité des ovocytes	27
II.3.5.Traitement hormonal	29
II.4.Installation des nids artificiels	30
II.5.Introduction des géniteurs dans les bassins de ponte	33
II.6.Chronologie de l'injection hormonale	33
II.6.4.Elevage larvaire	34
II.6..Suivi du développement larvaire	36

Chapitre III : Résultats et discussion

III.1. Pêche des géniteurs	36
III.2.Biométrie et l'état de maturité des ovocytes	36
III.3.Résultats de la reproduction des géniteurs	39
III.3.1.Nombre des pontes	39
III.3.2.Temps de latence	40
III.3.3.Qualité des pontes.....	40

Taux de fécondation	40
Taux d'éclosion	40
III.4.Elevage larvaire	41
IV. Conclusion et Recommandation	45
Références bibliographiques	
Annexes : Photos personnelles prises au barrage de Boumerdes .	

Introduction

L'Algérie, en raison de sa situation géographique donnant sur la méditerranée, avec un littoral de 1600 km, par l'étendue de son potentiel hydrique (barrages, lacs, nappes phréatiques...) et les conditions climatiques favorables, offre de grandes possibilités de développement aquacole. Plusieurs opérations de peuplement et de repeuplement de ces plans d'eaux ont été effectuées par le gouvernement, par l'importation des alevins à partir des pays producteurs d'espèces d'eau douce (Hongrie, Egypte). (Meddour et al., 2005).

Parmi les espèces introduites en Algérie, le black bass, un poisson carnassier d'origine des rivières et des lacs de l'Amérique du Nord, est très recherché pour sa chair excellente et sa capacité d'adaptation à des climats différents. Il est considéré comme le principal poisson piscivore et l'un des plus importants pour la pêche sportive d'eau douce (Heidinger., 1976). Il est actuellement évalué pour être parmi les 5 premières espèces présentes dans les eaux douces du monde (Welcomme., 1992). Il a été introduit pour la première fois en Algérie en 1956, puis en 1970 (Benhaddad et Ghezal., 2007). Ensuite, et afin d'enrichir les niches écologiques, l'Algérie a eu recours, durant de la période 1985-1991, au développement des repeuplements des plans d'eaux. Des alevins de diverses espèces de poissons ont été importés de Hongrie et introduits dans plusieurs barrages et retenues collinaires (Meddour et al., 2005).

En 2009, le Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural et de la Pêche a lancé la réalisation d'une écloserie de poisson d'eau douce au niveau de la retenue collinaire Zairi à EL-Ouricia dans la wilaya de Sétif. Ceci pour résoudre le problème d'approvisionnement permettant la pérennisation de l'activité de la pêche continentale au niveau des plans d'eau du pays (CNRDPA, Sétif).

Le black Bass reste une espèce mal étudiée et plusieurs aspects de sa biologie sont encore inconnus. La connaissance de ces aspects est nécessaire pour une bonne gestion de l'espèce. Sa reproduction est comptée parmi les aspects les plus importants pour le développement de l'espèce en milieu naturel. Ainsi, la détermination des caractères et des facteurs intervenants dans la reproduction est une préoccupation majeure pour tout développement de l'espèce.

Cette étude a pour objectif d'élaboration un protocole de mise en reproduction de Black Bass(Microptirussalmoides) ,afin de réaliser un essai mieux maîtrisé à l'écloserie d'El Ouricia et améliorer les paramètres de reproduction ,repeupler les barrages et les retenues d'eau, connaître la technique de reproduction semi-artificielle du Black Bass et comprendre le fonctionnement du système d'élevage au niveau des écloséries .

CHAPITRE I

Biologie et écologie du black bass

I.1. Présentation de l'espèce étudiée

Le black bass est un poisson d'eau douce originaire d'Amérique du sud, en particulier du bassin de Mississipi et de la région des Grands lacs (**Bruslé et Quignard ., 2001**). C'est l'un des plus grands carnassiers à côté de la perche, du brochet et du sandre. Ce poisson est devenu l'un des espèces aquatiques les plus répandues dans le monde à la suite des introductions réalisées à la fin du XIXe et au début du XXe siècle afin de fournir des possibilités de pêche récréative (**Bruslé et Quignard ., 2001**).

Le genre *Micropterus* est représenté dans le monde par huit espèces (**Brown et al., 2009**), nous citons surtout le Black bass à petite bouche (*Micropterus Dolomieu*) et le Black Bass à grande bouche (*Micropterus salmoides*). Ces deux espèces sont les plus connues, mais le Black Bass à petite bouche est le plus étudié dans le monde. Ces deux espèces sont capables de s'hybrider (**Bruslé et Quignard ., 2001**). Aux Etats Unis, deux sous-espèces de *M. salmoides* ont été identifiées en fonction de leur localité d'origine : *M. Salmoides salmoides* le black Bass à grande bouche du nord et *M. Salmoides floridanus*, le black Bass à grande bouche de Floride. Ces deux sous-espèces se distinguent principalement par la taille de leurs écailles, ainsi que par le nombre d'écailles composant leur ligne latérale (**Flouhr et Mary., 2010**).

Dans la présente étude, nous nous intéressons à la reproduction contrôlée de l'espèce *Micropterus salmoides*. Le black Bass en Algérie est peu étudié à travers les travaux de recherche publiés par apport d'autres espèces. Nous citons le travail de A. BENHADDAD et M.A. GHEZAL en 2007 intitulé « Premières expérimentations en Algérie sur la reproduction naturelle du Black-bass *Micropterus salmoides* (Pisces, Percidae), Essai de reproduction du sandre *Lucioperca lucioperca* (Pisces, Percidae) » Mémoire d'ingénieur, et le travail de Abderrafik Meddoure en 2017 intitulé « first experimental induced breeding of the largemouth bass *micropterus salmoides* (Lacépède ., 1802) ».

I.1.1. Position systématique.

Classe : *Actinoptérygiens*

Ordre : *Perciformes*

Famille : *Centrarchidés*

Genre : *Micropterus*

Espèce : *Micropterus salmoides* Lacépède (1802)

Le nom scientifique est tiré de *Micropterus* de grec, "Petite nageoire", le latin salmoide "semblable à la truite" et "La petite nageoire" C'est un nom mal approprié basé sur un spécimen avec une nageoire endommagée (**Brown et al .,2009**).

I.1.2.Synonymie

Le black bass est également communément appelé achigan, achigan à grande bouche ou perche truite ou perche d'Amérique (LargeMouthBass dans la littérature anglophone). Il a été cité sous les noms scientifiques suivants : *Aplites salmoides* (**Lacepède., 1802**) ; *Grystesmegastoma*(**Garlick.,1857**) ; *Huronigricans* (**Cuvier.,1828**) ; *Hurosalmoides*(**Lacepède,1802**); *Labrussalmoides*(**Lacepède.,1802**) ; *Percanigricans*(**Cuvier., 1828**).

I.1 .3.Morphologie et Anatomie

Le black Bass à grande bouche a une forme générale rappelant celle de la perche ; Il a un corps robuste, avec une forme oblongue et haut légèrement comprimée latéralement ce qui lui confère un aspect trapu (**Flouhr et Mary., 2010**). Il présente une tête épaisse et forte avec une taille supérieure de 1/3 de sa longueur totale (**Bruslé et Quignard ., 2001**) à une très large gueule oblique(**Flouhr et Mary., 2010**).



Figure 1 : Morphologie externe du black bass *Micropterus salmoides*(Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

La caractéristique la plus distinctive du black Bass à grande bouche est sa très grande bouche fondue jusqu'à l'arrière de l'œil (**Bruslé et Quignard ., 2001**). Les mâchoires du pharynx sont bien développées (**Brown et al., 2009**). La mâchoire supérieure s'étend vers l'arrière de l'œil (**Flouhr et Mary., 2010**) et la mâchoire inférieure est bien développée que la mâchoire supérieure, et ces deux mâchoires sont pourvues de dents peu développées (**Bruslé et Quignard., 2001**).

Chez cette espèce, l'opercule est triangulaire, à bords lisses, recouvert d'écailles (**Flouhr et Mary ., 2010**) et se termine par un point à l'arrière. La nageoire dorsale du black bass est divisée en deux parties avec une nette échancrure :

- La partie antérieure étant plus basse que la partie postérieure avec une tache foncée à l'angle supérieure.
- La partie antérieure de la nageoire dorsale à épines et celle postérieure à rayons mous (**Brown et al., 2009**).

Les nageoires ont une coloration grise verdâtre. Les nageoires dorsale et anale sont légèrement pigmentées alors que les nageoires pelviennes et les nageoires pectorales sont plus claires (**Flouhr et Mary., 2010**). Le black bass à grande bouche possède une queue échancrée ; cela implique qu'il peut nager dans l'eau à grande vitesse(**Brown et al., 2009**). Les nageoires présentent une coloration grise verdâtre, les nageoires dorsale et anale sont légèrement pigmentées, les nageoires pelviennes et les nageoires pectorales sont plus claires (**Flouhr et Mary., 2010**).

La coloration dorsale est vert bronze sombre, flanc vert à reflet argenté et ventre jaune qui lui confèrent un certain mimétisme avec la végétation aquatique (**Bruslé et Quignard ., 2001**).la coloration varie dans les lacs avec différents substrats (**Brown et al., 2009**). Le black bass juvénile a des couleurs similaires, mais les barres verticales ou les rangées de tâches sont plus prononcées (**Brown et al., 2009**). Les mâles reproducteurs développent une coloration plus foncée que les femelles et les juvéniles(**Bruslé&Quignard ., 2001**). Le black bass à petite bouche *Micropterusdolomieu* ressemble bien au black bass à grande bouche *Micropterus salmoides*.la différence principale réside dans la plus petite taille du black bass à petite bouche, dans la fonte buccale plus réduite, ne dépassant pas le bord postérieur de l'œil et dans les écailles relativement petites (**Bruslé&Quignard ., 2001**).

Le dimorphisme sexuel entre les deux sexes n'est pas très clair chez cette espèce (**BrusléetQuignard ., 2001**). Cependant, lors de la reproduction, le mâle est plus sombre que la femelle. Ce critère semble être d'ailleurs le seul dimorphisme sexuel fiable (**Poulet ., 2004**).

I.1.4. Répartition

1.1.4.1. Répartition dans le monde

M. salmoides est originaire de la moitié orientale de l'Amérique du nord. A l'heure actuelle, *M. salmoides* est un poisson d'eau douce fortement répandu dans toutes les régions tropicales, subtropicales et tempérées du globe. Son importation au niveau mondial a débuté dès la fin du 19^{ème} siècle, principalement pour développer la pêche sportive. En effet, ce prédateur d'eau douce est particulièrement apprécié par les pêcheurs à la ligne, ce qui a contribué à sa propagation au niveau mondial. Par la suite, le black bass a aussi été importé dans différents pays pour essayer de développer la pêche commerciale et l'aquaculture. Dans certains pays, il a été introduit en tant qu'agent de lutte biologique, notamment pour éliminer les tilapias (**Devambeze, 1960 ; Curtis & Werhly, 2005 ; Fuller., 2007**).

Dans la plupart des localités où il a été introduit, le black bass à grande bouche s'est bien acclimaté et ses populations se maintiennent naturellement.

1.1.4.2. Répartition en Algérie

Le Black-bass à grande bouche a été introduit, pour la première fois en Algérie, en 1956 puis en 1970 pour la pratique de la pêche sportive, dans des milieux primitivement sans prédateurs et dont les eaux sont relativement fraîches (**Lévêque et Bruton., 1994**). Plusieurs opérations de peuplement et de repeuplement ont été effectuées depuis (tab.1), par l'importation d'alevins de l'étranger, ou à partir de ceux issus d'une reproduction contrôlée.

Tableau 1 : Distribution et historique des opérations de peuplement et repeuplement du Black-bass (alevins ou géniteurs) en Algérie de 1982 à 2018 (selon Meddour , et les rapports du CNRDPA) :

Région	Wilaya	Plan d'eau	Année	quantité
Ouest	Tlemcen	Barrage Beni-Bhdel	1985	2000 alevins
			2015	1000 alevins
		Barrage Meffrouche	1985	500 alevins
			2015	1000 alevins
	Barrage Boughrara	5015	500 alevins	
	Sidi Bel Abbes	Lac SidiM'hamed Ben Ali	1985	500 alevins
			2015	1000 alevins
			2016	17 géniteurs
		Barrage Sarno	1985	400 alevins
			2015	800 alevins
			2016	11 géniteurs
Mascara	Barrage Bou-Hanifia	1985	400 alevins	
Ain-tmouchnet	Chaabat el leham	2016	1000 alevins	
Centre	Ain defla	Sidi M'hamed Ben Tayba	2014	1000 alevins
	Boumerdes	Retenue collinaire de Naceria	1985	30 géniteurs
	Tizi Ouzou	Barrage de Boukhalfa	1982	500 alevins
Béjaia	Techyhaf	2014	2000 alevins	
Est	Sétif	Retenue collinaire Ben Alleg	2014	1800 alevins
			2015	2000 alevins
Sud	Béchar	Barrage jorf el torba	2018	7 géniteurs

I.2. Écologie

I.2.1. Habitat

Bien que le black bass soit principalement un poisson de lac, il habite aussi des rivières. Le black bass nécessite des grands lacs et des rivières ou ruisseaux larges (Bruslé & Quignard., 2001). En milieu naturel, l'espèce peut se développer dans

des milieux lotiques et lentiques, mais elle préfère les eaux calmes de courant faible et de grande profondeur (Flouhr et Mary ., 2010). En général, le black bass préfère les eaux mésotrophes du cours inférieur des fleuves et des rivières aux eaux calmes et tempérées, il fuit des eaux trop rapides (Bruslé&Quignard ., 2001). Dans ses habitats, *M. salmoides* préfère les zones d'eau claire avec une végétation aquatique bien développée près des berges, ce qui lui permet de se protéger de ses prédateurs et de se camoufler pour capturer ses proies (Flouhr et Mary ., 2010). Lasenby et Kerr (2000) ont décrit les exigences générales de son habitat en Ontario. Il préfère les étangs dont la surface est supérieure à 0,1 ha avec substrat boueux ou du gravier. Il occupe généralement des profondeurs inférieures à 6m et préfère les zones d'eau claires avec peu de courant. Il préfère aussi les zones ombragées et cherche à se protéger de la lumière (Brown et al., 2009).

L'importance de la végétation aquatique pour son habitat a été bien démontrée. Cette végétation aquatique dense peut réduire la prédation sur les alevins (Brown et al., 2009).

I.2.2. Température

Des exigences de température varient selon le stade de développement et l'activité de l'espèce. La température pour la croissance optimale du black bass à grande bouche adulte est 24-30°C (Venables et al., 1978; Stuber et al., 1982). La température minimale qui permet la croissance est 15°C et le maximum est 36°C (Stuber et al., 1982). Pour l'incubation, la température optimale est 20-21°C (Clugston ., 1964) avec une gamme de 13-26°C (Kelley ., 1968). La survie d'œufs et des embryons est peu probable au-dessus de 30°C (Kelley 1968) ou au-dessous de 10 °C (Kramer et Forgeron ., 1960). Le taux de croissance du black bass sous-adulte était le plus rapide aux températures entre 26 et 28 °C (Brown et al., 2009).

D'après les expériences effectuées dans la station de pisciculture DEROUA la plage de reproduction commence à 16°C, et il supporte des températures supérieures à 35°C. Des chercheurs ont trouvé que la tolérance aux températures extrêmes est corrélée avec la température du milieu d'acclimatation, Ainsi, le black bass, après avoir vécu dans un milieu à 20°C, tolère des températures minimales et maximales de 3,2 et 35,4°C respectivement. A 25°C, les températures minimales et maximales supportées sont de 7,3 et de 36,7°C et à 30°C, de 10,7 et 38,5°C respectivement. En conditions de

température variable, ce poisson a supporté des températures minimales comprises entre 5,9 et 7,7°C (6,7°C en moyenne) et des températures maximales allant de 35,6 à 37,3°C en moyenne 36,9°C (Flouhr et Mary ., 2010).

I.2.3. Salinité

M. salmoides est une espèce sténohaline généralement inféodée aux milieux d'eau douce, bien que pouvant être rencontrée en milieu saumâtre. En effet, il peut être fréquenté dans les estuaires dont la salinité ne dépasse pas 12‰ (Heidinger, 1976 ; Marquet et *al.*, 2003). La teneur en sels du milieu influence les caractéristiques biologiques de l'espèce (Heidinger, 1976). En effet, dans des milieux où la salinité est supérieure à 10‰, d'une part, le taux de reproduction diminue fortement et les œufs pouvant cependant éclore jusqu'à des salinités de 20 à 30‰. D'autre part, le black bass cesse de s'alimenter lorsque la salinité du milieu atteint 25‰ (Flouhr et Mary, 2010).

I.2.4.pH

M. salmoides présente une faible tolérance vis-à-vis des variations de pH de son biotope (Flouhr et Mary, 2010). Le black bass ne peut se développer que dans des milieux où le pH est compris entre 6,1 et 9,5. Les valeurs optimales étant proches de la neutralité (entre 7 à 7,5) (Heidinger ., 1976). Il peut tolérer la gamme de pH 5-6 ou supérieur à 10, mais il a été observé une réduction rapide de sa reproduction dans ces milieux (Heidinger ., 1976). Cette espèce tolère une exposition à court terme à un pH minimum de 3,9 et maximum de 10,9°C (Brown et *al.*, 2009). Cependant, le black bass ne pondra pas à un pH inférieur à 5,0, et les œufs ne survivent pas à un pH supérieur à 9,6 (Stuber et *al.*, 1982). Ses populations présentent un taux de mortalité de 50% pour des valeurs de pH inférieures à 4,2 ou supérieures à 10,4 (Heidinger., 1976 ; Flouhr et Mary., 2010).

I.2.5. Oxygène

Le black bass présente une faible résistance face à une baisse de la teneur en oxygène dissous. Il évite les eaux avec une concentration en oxygène dissous inférieure à 3 mg / l mais ne peut survivre à 1,5 mg/l lorsque les températures sont optimales (Scott et Crossman, 1973). Des niveaux inférieurs à 1,0 mg d'O₂/l sont mortelles (Stuber et *al.*, 1982 ; Brown et *al.*, 2009). D'après Heidinger (1976), le seuil critique

pour cette espèce étant d'environ de 1 mg/l. Cependant, ce seuil peut varier en fonction de la température de l'eau : il sera de 0.92 mg/l, 1.14 mg/l et 1.19 mg/l pour des températures de 25, 30 et 35°C respectivement.

La baisse du taux en oxygène dissous dans le milieu peut également altérer certaines caractéristiques biologiques de *M. salmoides* telle que sa croissance, qui est diminuée de 25 à 30% pour une concentration en oxygène dissous de 4 mg/l par rapport à celle observée à 8 mg/l d'oxygène. De même, la reproduction et le taux d'éclosion des œufs sont réduits pour des seuils en oxygène dissous de 2, 2.1 et 2.8 mg/l à des températures de 15, 20 et 25°C respectivement (**Heidinger .,1976 ; Flouhr et Mary ., 2010**).

I.2.6. Turbidité

Le black bass est un prédateur très visuel qui exige une eau claire pour être efficace (**Mark et al., 2010**). L'augmentation de la turbidité diminue la distance de réaction et réduit la consommation globale de proie (**Brown et al., 2009**). Le black bass à grande bouche est intolérant de forte turbidité et préfère un taux de turbidité inférieure à 25 ppm, bien que la croissance peut se produire dans les étangs entre 25-100 ppm, mais le niveau optimal en matière en suspension a été supposé entre 5 et 25 ppm (**Brown et al., 2009**). En général, la tolérance pour l'eau trouble est plus élevée chez le black bass à grande bouche que le black bass à petite bouche (**Carter et al., 2009**).

I.3.Régime alimentaire

I.3.1 Régime alimentaire des alevins

Les alevins du black bass ayant une longueur de corps d'environ sont 5.9 à 6.3 mm se nourrissent à partir de leurs sacs vitellins jusqu'à ce qu'il soit épuisé (**Brown et al., 2009**). Il s'alimente dans son jeune âge avec les micro-organismes du plancton, Il consomme préférentiellement certaines proies associées à la végétation aquatique, comme des cladocères puis il devient entomophage à la taille de 5 à 14 cm, très vite, en plus des insectes et larves d'insectes il s'attaque aux petits alevins. (**Revalon., 1947**) trophique de *M. salmoides* en fonction du stade de développement des individus (**Flouhr et Mary., 2010**). Stein (1970), a examiné l'alimentation et le régime alimentaire du black bass dans le lac jeune à Washington et a conclu que le régime alimentaire change rapidement. En effet, les plus petits alevins de taille (21-40 mm)

consomment les cladocères, copépodes, larves de diptères, diptère nymphes, et amphipodes. Lorsque les alevins atteignent 61-80 mm, ils mangent moins de cladocères, copépodes, larves de diptères et nymphes mais plus de diptères, éphéméroptères, nymphes et petits poissons de cottidé (5%). A une taille de 81-100 mm, les poissons sont trouvés dans 29% des estomacs, avec Mysidacés nymphes éphéméroptères, isopodes, larves de diptères et les nymphes, cladocères et copépodes. Bien que le cycle de vie des alevins est limité dans le temps, l'alimentation présente des changements continus avec une préférence en premier lieu de petits zooplancton et de larves d'insectes, puis de plus grands insectes et petits poissons et enfin les nymphes, Mysidacés, isopodes et poissons (**Brown et al., 2009**).

I.3.2. Régime alimentaire des adultes

Le black bass à grande bouche adulte est principalement piscivore et consomme une grande variété de poissons et des juvéniles. Il préfère les jeunes sujets de petite ou moyenne taille (**FlouhretMary., 2010**). Les caractéristiques biotiques de l'environnement peuvent également influencer le régime de cette espèce. Celui-ci peut adapter son alimentation en fonction de la quantité des proies disponibles dans le milieu. Godinho et al. (1997) ont montré que *M. salmoides* consomme préférentiellement les proies les plus abondantes dans son biotope. Ainsi, d'après **Bruslé et Quignard (2001)**, cette espèce est un carnassier vorace non strictement ichtyophage puisque les poissons ne représentent que 20 à 50% de son régime. L'adulte est très électrique, il consomme toutes sortes de proies telles que les insectes, escargots d'eau, sangsues, écrevisses (**Revalon ., 1947**). Dans son milieu naturel, il se nourrit aussi bien de petits poissons que de crustacés (**Revalon., 1947**). Il peut consommer des amphibiens, grenouilles et, en moindre quantité, salamandres, soit adultes, soit têtards, et des insectes (chironomidés et autres diptères, odonates, éphéméroptères, etc...).(**Flouhr etMary ., 2010**). Depuis 1973, Scott et Crossman ont trouvé que le taux de cannibalisme chez le black bass à petite bouche atteint 10% de la nourriture totale. Ce cannibalisme a été considéré comme ayant un effet direct sur la densité et sur la survie (**Brown et al., 2009**).

I.4. Croissance

M. salmoides caractérise par un taux de croissance rapide, lui permettant d'atteindre généralement la taille adulte en 3 ans. En effet, il mesure 10 à 15 cm à l'âge d'un an, 20 à 30 cm au bout de la deuxième année et une quarantaine de centimètres à l'issue de la troisième année. Au-delà de cette période, son taux de croissance diminue chaque année pour devenir négligeable vers l'âge de 5 ou 6 ans (Flouhr et Mary., 2010). Chez le black bass, la croissance est généralement plus longue chez les individus femelles avec une taille qui peut atteindre 56 cm alors que les mâles dépassent rarement une quarantaine de centimètres (Flouhr, N. Mary., 2010). En général, la croissance annuelle pour les deux sexes de black bass est d'abord lente au printemps, rapide en été puis à nouveau lente en automne pour être finalement modeste ou pratiquement nulle en hiver. En milieu naturel, la croissance de *M. salmoides* est influencée par les conditions environnementales, notamment la température de l'eau et la richesse trophique du milieu (Flouhr et Mary., 2010). Aussi la température affecte l'appétit des juvéniles, puisque l'alimentation s'arrête à des températures d'eau en dessous de 4°C, alors qu'ils doivent atteindre une taille suffisante à la fin de la première saison de croissance si elles veulent survivre le premier hiver (Brown, et al., 2009).

I.5. Comportement

Le black bass est une espèce nidificateur choisissant des habitats précis pour la nidification. Les nids sont construits souvent autour de 1 m de profondeur avec une taille du substrat près de 30 mm (Brown et al., 2009). Le black bass adulte se déplace dans les zones littorales des lacs et des rivières (Marinelli., 2007) où l'eau se réchauffe plutôt pour frayer, le mâle commence la construction du nid au voisinage de 12.5°C, l'accouplement commence lorsque l'eau atteint 16 °C (Scott et Crossman., 1973), L'accouplement du black bass a lieu quand une femelle entre dans le territoire du mâle. Le mâle conduit la femelle au nid pour pondre (Brown et al., 2009). Cette ponte dure de 6 à 10 jours (Bruslé et Quignard., 2001). Plusieurs femelles peuvent pondre dans le nid d'un mâle et des femelles individuelles peuvent frayer dans les nids de plusieurs mâles (Scott et Crossman, 1973), mais, pour la plupart, chacun est monogame (Brown et al., 2009). Le mâle assure la garde et la ventilation des œufs en vue de leur oxygénation et de l'élimination des particules qui s'y déposent, les œufs éclosent après 2 à 6 jours (Bruslé et Quignard., 2001), puis les faire frayer pendant environ deux semaines avant de se disperser (Brown, et al., 2009). Au cours de cette période, le mâle ne s'alimente pas (Flouhr et Mary., 2010). Le comportement de black bass est

très sensible à des variations de l'environnement, ainsi une simple baisse de température de 2°C peut causer l'abandon du nid, particulièrement lorsque la température de l'eau descend en dessous de 15°C (**Brown et al., 2009**).

I.6. Reproduction

Par opposition à de nombreuses espèces de poissons qui sont hermaphrodites, *M. salmoides* est une espèce gonochorique, c'est-à-dire caractérisée par la présence d'individus mâles et femelles distincts, à ponte benthique et à fécondation externe (**Heidinger., 1976 ; Curtis & Wehrly., 2006**).

I.6.1. La reproduction dans son milieu naturel

Les femelles arrivent à maturité à une taille d'environ 25 cm alors que les mâles le sont à une taille plus petite. Le black bass mature sexuellement dans la deuxième à la quatrième année (**Brown et al., 2009**). Cependant, dans les régions tropicales et subtropicales où la croissance de l'espèce est plus rapide, le black bass peut atteindre sa maturité sexuelle précocement, entre 8 mois et à un an (**Flouhr et Mary., 2010**). Son cycle de reproduction est largement dépendant des variations saisonnières, c'est-à-dire de la température et de la photopériode. La période de ponte se situe généralement au printemps quand la température de l'eau atteint 16 à 18°C (**Bruslé et Quignard., 2001**).

À l'arrivée de saison de reproduction, le mâle du black bass sélectionne et prépare le site de nidification dans une zone littorale peu profonde et avec du matériel composée de gravier, de roches ou, moins fréquemment, de sable (**Flouhr et Mary., 2010**) les femelles investissent une grande quantité d'énergie dans le développement des gonades. Le nombre d'ovules pondus par femelle varie en fonction de la taille de celle-ci (plus elle est grosse, plus elle pond un grand nombre) avec une moyenne 4 400 à 6 000 ovocytes/kg de poids frais (**Flouhr et Mary., 2010**). Les œufs d'une femelle n'étant d'ailleurs pas tous mûrs à la fois, leur ponte est fractionnée, et, quand l'émission partielle est terminée, le mâle, assure la fécondation (**Rejwan et al., 2007**). Ainsi des œufs fécondés sont adhésifs et collent au substrat du nid. Les œufs mesurent entre 0,7-1,3 mm. (**Marinelli et al., 2007**).

Les soins parentaux est sous la responsabilité de mâle tout seul (**Brown et al., 2009**). Il réside là jusqu'à l'éclosion, tenant les œufs nets de toute souillure, au moyen d'un léger mouvement des nageoires (**Flouhr et Mary., 2010**). Les œufs éclosent pendant 2 à 6 jours

(Bruslé et Quignard ., 2001). Le mâle garde le nid contre les prédateurs, protège les œufs et les alevins jusqu'à deux semaines après l'éclosion. A l'éclosion, les alevins sont transparents, mesurent environ 3mm de long (Heidinger, 1976; Bruslé et Quignard, 2001; Marquet et al., 2003). Ils restent au fond du nid pendant environ 6 à 7 jours et consomment toutes leurs réserves vitellines. A l'issue de cette période, ils atteignent une taille d'environ 6 mm (Flouhr et Mary ., 2010). Les alevins restent ensemble en bancs sous la protection du mâle pendant environ deux semaines, ils peuvent ensuite quitter le nid avec une taille d'environ 30 mm (Flouhr et Mary ., 2010). La température est un facteur limitant de reproduction responsable d'une forte mortalité des juvéniles. En effet, toute chute de température se traduit par une inhibition de ponte et par une désertion du nid par le mâle (Bruslé et Quignard., 2001).

I.6.2. Reproduction en captivité

Pour déclencher la reproduction en captivité, selon Schlumberger, il est possible d'intervenir à trois niveaux (voir figure N° 02):

- Intervenir sur l'environnement général du poisson .la température de l'eau et la photopériode sont rarement totalement efficaces à elles seules. Il faut ajouter la mise à la disposition des géniteurs de supports de pontes qui soient à leur convenance, mais pour certain espèces, ces facteurs sont insuffisants à eux seuls pour déclencher la ponte de manière certaine.
- Intervenir sur production d'hormone gonadotrope hypophysaire par l'injection d'analogues synthétique de la Gn-Rf, produite par l'hypothalamus. c'est ce que l'on fait en injectant de la LH-RHa qui induit la production de gonadotrophine par l'hypophyse.
- Augmenter directement la taux d'hormone gonadotrope (Gn) hypophysaire circulant par voie sanguine en injectant soit des extraits hypophysaires (broyats d'hypophyse de carpe contenant de la (Gn) ,soit de la gonadotrophine humaine (HCG).

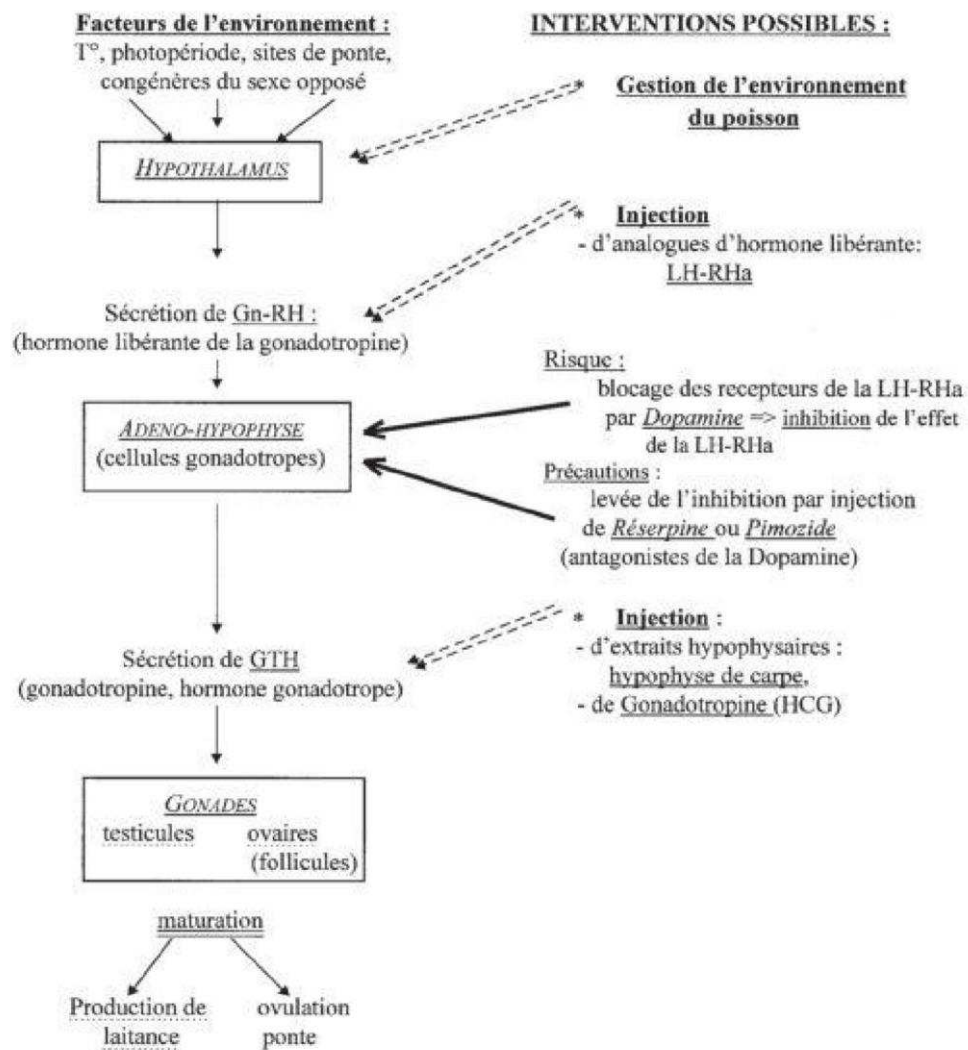


Figure 2: Physiologie de la reproduction chez les poissons ; organes et hormones impliqués dans la reproduction (Schlumberger ., 2002).

I.6.2.1. Reproduction en étang

C'est une méthode ancienne et simple ; les géniteurs sont mis en étang pour se reproduire librement avec une densité varie entre 25 à 100 géniteurs par hectare. en ajoutant des nids artificiels, les géniteurs sont laissés jusqu'à les alevins ont atteint une taille voulue en générale après 30 à 45 jours. À cause du cannibalisme l'utilisation de cette méthode pour produire des alevins d'une taille supérieure à 25 mm Lt est loin d'être efficace. Les étangs sont fertilisés pour stimuler une production primaire et en conséquence produire de zooplancton et des larves d'insectes pour assurer une alimentation des larves du Black Bass (Glenewinkel et al., 2011).

I.6.2.2. Reproduction en étang avec transfert des œufs

Les étangs sont préparés et les géniteurs sont stockés (explication de reproduction en étang) comme la reproduction en étangs expliqués au-dessus ???. Les nids sont observés régulièrement chaque matin pour vérifier les pontes des œufs puis, les nids avec œufs sont transféré dans un autre étang fertilisé précédemment et attendre que les œufs éclosent et les larves se développent. L'inconvénient pour cette méthode est que le nombre des larves est inconnus (Glenewinkel et al., 2011).

I.6.2.3. Reproduction en étang avec transfert des larves

Les étapes sont respectés comme la méthode précédente, après l'éclosion des œufs les larves sont transférés de l'étang vers un autre étang pour se développer, les larves sont collecté par filet ou par drainage, les larves sont stocké avec une densité de 125000 à 500000 larves / ha pour produire des alevins de 38 à 50 mm Lt. La vitesse de croissance dans des conditions idéal est de l'ordre de 1,0 à 1,5 mm /jour. Les alevins peuvent atteindre une taille Ltde 38 mm en 30 à 45 jours (Glenewinkel et al., 2011).

Cette méthode a plusieurs avantages, la densité de stockage peut être définie selon le programme envisagé, et aussi les alevins de la même taille sont stockés ensemble pour minimiser le cannibalisme qui peut réduire considérablement le nombre d'alevins par hectare(Glenewinkel et al., 2011).

I.6.2.4.Reproductionintensive

La reproduction intensive, appelé aussi reproduction contrôlée, ellea été développée pour corriger les inconvénients des autres méthodes. La densité des géniteurs dans les bassins est identique à celle d'autres méthodes ; appelés également des « raceways ».Une injection

hormonale est envisageable pour synchroniser les pontes. Dans cette méthode, les œufs sont transférés et incubés dans des incubateurs sous des paramètres conditionné (Glenewinkel et al., 2011). La reproduction artificielle avec stripping a donnée des mauvais résultats suite au caractère fractionné de la maturation des ovocytes (Jacquemond, 1996).

CHAPITRE II

Matériel et Méthodes

Dans ce chapitre nous présentons le lieu de travail qu'on allait réaliser au niveau de l'écloserie de l'Ouricia à Sétif, qu'on a dû reporter à cause de la situation sanitaire actuelle (covid 19). Pour palier à cet empêchement on a opté pour la présentation de l'étude qui a été faite à l'écloserie de Sidi Bel Abbas (avec l'autorisation de l'auteur Mr, ATTOU .M). Il est important de signaler que les études entrent dans le programme national de développement de la pêche continentale et de la production du Black Bass en Algérie, donc le protocole de travail est le même pour les deux écloseries.

II.1.Présentation du site expérimental

II.1.1. Ecloserie des poissons des eaux douce El Ouricia

Notre étude s'est faite à l'écloserie des poissons des eaux douces d'elOuricia à Sétif (d'une capacité de 15 millions de larves, réalisée dans le cadre d'un partenariat avec une société Hongroise (INNOFLEX) au niveau du site Zaïri dans la commune d'Ouricia). C'est un site piscicole affilié au centre national de la recherche pour la pêche et l'aquaculture CNRDPA de Bou-Ismaïl wilaya de Tipaza. Cette station se situe à 14 km au nord de Sétif. L'écloserie a pour vocation la production artificielle des poissons des eaux douces : black bass, Le Sandre, les cyprinidés en particulier, notamment les carpes chinoises. Dans la constitution est conçue selon la norme standard et législatif recommandé. L'écloserie est composée de :

- deux bassins externes de forme cylindrique fabriqués en plastique de 50m³
 - quatre bassins internes de 2m³
 - deux bassins réservoirs
 - 18 pièces de bouteilles de zoug
 - six auges délavage larvaire de 200L fabriqués en fibres de vers
 - cinq bassins externes post-élevage de larves de 5m³
 - tables et étagères avec les instruments et les matières nécessaires

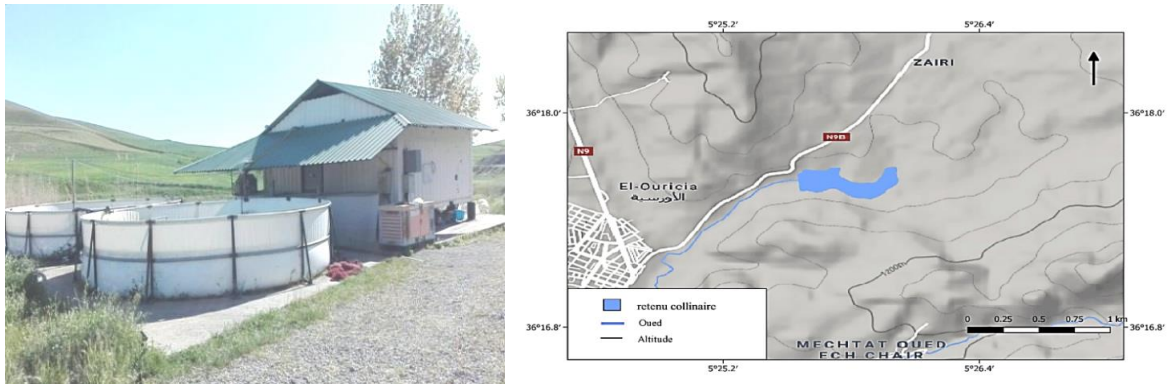


Figure 3 : Vue extérieure de l'écloserie **figure 4**: position géographique Zairi-El Ouricia

(Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

L'eau venant de la retenue d'eau arrive dans les deux bassins externes, ensuite cette eau est filtrée, à l'aide d'un système de filtration composé de filtre à sable, avant d'être déversé dans les deux bassins réservoirs. L'eau filtrée alimente les quatre bassins de l'intérieur ainsi que les incubateurs et les bouteilles de Zoug). L'eau de toute l'écloserie sera évacuée vers l'extérieur. L'aération de ces bassins est assurée par un aérateur et les géniteurs sont transportés par un vivier (Pièce d'eau où sont conservés les poissons vivants).

II.1.1.1.Retenue collinaire de Zairi

Au nord de la wilaya de Sétif, éloigné de 14 km du chef-lieu de la wilaya, se trouve la retenue collinaire de Zairi (des ouvrages de stockage de l'eau qui sont remplis par les eaux de surface, les eaux de ruissellement) dans la commune d'El Ouricia, Daïra de Ain Arnat. Cette retenue est accessible car située sur la route numéro 9, reliant Sétif à Ain Elkbira (Fig.4).

II.1.2. Ecloserie des poissons des eaux douce de Tabia :

C'est une station piscicole appartenant au centre national de la recherche pour la pêche et l'aquaculture CNRDPA de Bou-ismail. Le stage s'est étalé du 20 avril 2018 jusqu'à 20 juin 2018. Cette station se situe à proximité du barrage de " Tabia", à 20 km au sud de la Wilaya de Sidi Bel Abbes. L'écloserie a pour vocation la production d'alevins des poissons des eaux douces (les carpes chinoises, carpes communes, tilapia, black bass et sandre) pour

l'empoissonnement des retenues de barrage et les bassins d'irrigation. Avec une superficie de 6 hectares.

II.2. La température de l'eau durant la période de pêche :

La température mesurée durant toute la période de notre étude était variée entre 8 et 16.

II.2.1. Matériel biologique

Pour notre étude sur la reproduction du black Bass, on a utilisé 2 stocks de géniteurs. Le premier était stocké au niveau de la station durant une période d'une année. Il se compose d'un mélange entre les sexes alimentés avec des poissons fourrages. Le deuxième stock provient également du même barrage pêché dans la même année. Pour cette expérience, on a sélectionné les spécimens des géniteurs représentant une bonne conformité pour les deux sexes.



Figure 5: Pêche des géniteurs du Black Bass (Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).



Figure 6 : Opération de démaillage du filet. (Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

II.2.1.1. Pêche des géniteurs

Plusieurs opérations de pêche des géniteurs ont été effectuées au niveau de la retenue de Zairi dans la wilaya de Sétif.

La pêche est réalisée avec une embarcation de 3.80 m de longueur équipée d'un moteur de 9.9 chevaux de puissance. La technique de pêche appliquée est basée sur l'utilisation d'un filet monofilament de 400 m de long et 2 m de hauteur avec une nappe de maille de 40 mm. La ralingue inférieure est plombée afin de maintenir le filet au fond alors que la supérieure est munie de flotteurs en vue de maintenir les nappes déployées sur toute la hauteur. Elles sont calées à proximité des côtes.

- Les filets sont calés le soir et retirés très tôt le matin.
- Le démaillage des géniteurs se fait d'une façon très attentive pour éviter de les blesser et de les stresser.

II.2.1.2. Transport des géniteurs

- Le transport des géniteurs se fait dans un vivier, de fibre de verre isotherme de forme cubique de 1 m³ rempli à deux tiers d'eau de barrage. Le vivier est muni d'une ouverture sur son toit pour le dépôt des poissons et une vanne sur le côté pour la vidange
- Le vivier est équipé d'un aérateur avec des diffuseurs pour assurer l'oxygénation des géniteurs durant le trajet.

II.2.1.3. Traitement sanitaires des géniteurs

Il est très important de traiter les géniteurs à chaque manipulation dans des bains de vert de malachite à une concentration de 1 p.p.m, soit dans une solution saline de 2 à 5 ‰ ou de formol à 1% (**Jacquemond.,1996**). Dans cette étude on a opté pour la deuxième méthode .

Ce traitement est indispensable pour éliminer toutes contaminations parasitaires, fongiques ou bactériennes.

II.3. La reproduction contrôlée du black bass

II.3.1. Stabulation des géniteurs :

- A l'arrivée de l'écloserie et après le traitement sanitaire les géniteurs sont versés en bassin de stabulation, sexe séparé.
- La température de l'eau à l'intérieur du vivier et la température de l'eau de bassin de stabulation doit être mesurée. Si la différence de température des deux eaux est supérieure à 3° les géniteurs doivent être acclimatés graduellement à la nouvelle température. Il est préférable d'acclimater les géniteurs pendant 20 minutes pendant leur déplacement entre deux eaux différentes même si leur différence de température est inférieure à 3°. Cela permettra d'ajuster d'autres variables entre les deux eaux ; comme le pH (**Glenewinkel et al., 2011**).
- La stabulation des géniteurs se fait dans des bassins circulaires de 5 m³ pendant 24 heures à 48 heures. Ce temps peut varier d'un jour à plusieurs jours en cas de l'absence de pêche de géniteurs de sexe opposé. Ce temps de repos est préférable pour diminuer le stress des géniteurs et de les acclimater au nouvel espace (Mayes et al, 1993).
- La densité peut varier entre 15 et 30 individus par bassin, soit une densité oscillant entre 5 et 10 kg / m³(**Jacquemond.,1996**).

II.3.2. Anesthésie des géniteurs

Il est nécessaire d'utiliser des tranquillisants pour la manutention des poissons sauvages, car la moindre blessure qui leur serait faite pourrait mettre en péril le succès de l'opération.

- D'une façon générale, on anesthésie le poisson lors de chaque manipulation de: Pesage, marquage, injection hormonale, vérification de maturité.
- Comme anesthésiant on emploie l'Eugénol, à raison de 0.3 à 0.4 ml/l d'eau. Ensuite il suffit d'attendre jusqu'à ce que le poisson s'immobilise après 2 à 4 minutes, le réveil du poisson se fait au bout de quelques minutes environ (**Glenewinkel et al., 2011**). .



Figure 7: Deux femelles anesthésiées par eugénol. (Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

II.3.3. Sexage et pesage avec marquage des géniteurs

Le sexage se fait par l'observation attentive du ventre du poisson (figure N° 08). Les signes incontestables de la maturité des géniteurs sont à peu près les mêmes dans toutes les espèces (**Woynarovich et Horvath .,1981**).

- Le mâle a un ventre non ballonné sans rougeâtre de l'orifice urogénitale, avec suintement de la laitance sous la pression de la main.
- La femelle par contre a un ventre mou et ballonné avec une rougeâtre de l'orifice génitale.

En cas de doute on utilise un cathéter (matériel employé en obstétrique) d'un diamètre de 1.2 mm à 1.8 mm (figure N° 09). Celle-ci est enfoncée par les voies naturelles jusqu'au fond de la cavité centrale. Elle est ensuite ramenée délicatement vers la sortie en prélevant par aspiration des ovules ou de laitance. Cette opération se fait après l'anesthésie du poisson.



Figure 8 : sexage des géniteurs mâle et femelle du Black Bass adulte. (Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).



Figure 9 : cathéter. (Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

Afin de déterminer quelles sont les doses d'hormones à injecter, chaque poisson devra être pesé et marqué.

- Le marquage se fait au niveau de la nageoire dorsale, avec du fil de laine (ou du fil électrique mince) de couleurs différentes. Ainsi chaque poisson aura un poids et une couleur connus, ce qui facilitera le suivi des géniteurs.
- Le pesage des géniteurs se fait avec une balance électronique. Le poisson doit être anesthésié avant cette opération.



Figure10 : Pesage d'une femelle de black Bass. (Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

II.3.4. Biométrie et état de maturité ovocytaire

Une observation du développement ovocytaire est réalisée sur quelques femelles de chaque lot de géniteurs. Ce suivi est réalisé pour déterminer l'état de maturité des ovocytes avant la mise des géniteurs en reproduction. L'intérêt d'un tel outil réside, en un suivi facilité de la maturation, et en la détermination plus au moins précise de la période de reproduction.

L'observation présentée, s'inspire des études de Zdzisaw Zakêœ et Krystyna Demska Zakêœ (2009) chez le sandre *Sander lucioperca*.

Chaque prélèvement est réalisé à l'aide d'un cathéter (matériel employé en obstétrique) contenant un peu d'eau physiologique. Celle-ci est enfoncée dans l'orifice génital d'une femelle anesthésie jusqu'au fond de la cavité centrale de l'ovaire. On aspire délicatement en prélevant des fragments du tissu ovarien. Environ 50 à 250 ovocytes, selon leur diamètre, sont ainsi échantillonnés sur chaque poisson (fig.11).



Figure 11 : Aspiration des ovocytes d'une femelle du black Bass avec un cathéter

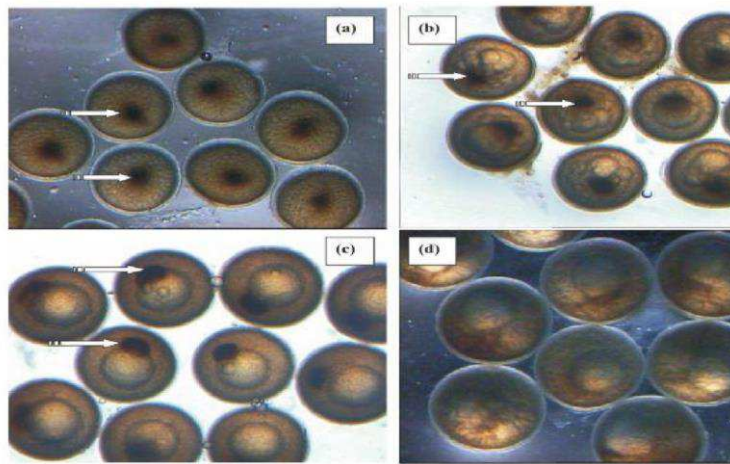


Figure 12 : Stades de maturité ovocytaire chez le black ba(s Z. Zakêœ et K. Demska
a stade I :vésicule germinative VG située en position centrale.
b stade II : migration de la VG à la mi-chemin de la périphérie d'ovocyte, les gouttelettes lipidiques bien visibles, continuent leur agglutination. **c** stade III :VG à la périphérie d'ovocyte et la globule lipidique unique prend une position centrale.**d** stade IV :L'ovocyte mûr contient un globule lipidique unique prend une position périphérique, désintégration de la structure morphologique du noyau GVBD. (Zdzisaw et Demska Zakêœ .,2009).

Chaque prélèvement est réparti en deux fractions. Première fraction pour la mesure de diamètre des ovocytes, elle est mise dans une solution de formol de 5 %, puis étalé sur une lame graduée et observé sous microscope (grandissement x 4). La deuxième fraction est transférée dans une solution SERRA ou un autre liquide éclaircisseur (Schlumberger., 2002).

Tableau 2 : Composition des liquides éclaircisseurs pour l'observation des ovocytes. (Schlumberger ., 2002).

Liquide de SERRA	Alcool à 95° (6 volumes) + formol (3 volumes) + acide acétique (1 volume)
Solution éclaircissante (pour 1 litre d'eau distillée) :	7 g de NaCl + 50 ml d'acide acétique.

Après 5-10 minutes, les ovocytes deviennent translucides, et le noyau appelé vésicule germinative devient visible par transparence (grandissement x 4, ou x 10). Cette vésicule germinative migre progressivement du centre vers la périphérie de la cellule au fur et à mesure de la maturation finale.

II.3.5. Traitement hormonal

- **Préparation de l'injection** : les hormones utilisées sont le HCG (Humain Chorionic Gonadotropin), l'extrait des glandes pituitaires du carpe CPE, et l'OVAPRIM.

La dose est déterminée d'après le poids du géniteur. Pour l'extrait des glandes pituitaires du carpe CPE on pèse le nombre des glandes pituitaires et on procède à leur broyage au pilon d'un petit mortier en porcelaine (fig.13) en s'assurant qu'il est parfaitement sec. On ajoute alors immédiatement 1 ml de solution saline (sérum physiologique) mesuré dans une seringue graduée de 5 ml. Après être assuré que la poudre des glandes et la solution soit bien mélangées, la préparation est aspirée à l'aide d'une autre seringue laissant le tissu résiduel déposé au fond de mortier. Pour HCG on utilise des boîtes de 5000 UI, on mélange la poudre avec 1 ml de l'eau physiologique. L'Ovaprim est en état liquide on mesure la quantité voulue et on injecte directement.



Figure 14: une seringue de 5 ml



Figure 13: Mortier

- La dose administrée est repartis selon le tableau ci-dessous :

Tableau 3 : doses des hormones administrées aux géniteurs.

l'hormone	Sexe du poisson	
	male	femelle
HCG	4000 UI /KG	4000 UI /KG
glande pituitaire du carpe CP	5 mg / kg	5 mg / kg
OVAPRIM	0.5 ml / kg	0.5 ml / kg

- **L'endroit de l'injection :** L'injection hormonale est administrée dans le muscle dorsal sous la nageoire dorsale entre les écailles en inclinant le seringue de 45° et en entrant le premier tiers de l'aiguille. Cette injection peut être administrée sous la nageoire pelvienne, mais il demande une petite seringue avec une aiguille fine et beaucoup de précaution de la part du manipulateur pour ne pas toucher les organes vitaux du poisson.



Figure 15:Injection hormonal au niveau du muscle dorsale.(Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

- **Calendrier des injections :** on peut répéter l'injection hormonale à défauts de trois injections aux géniteurs .Ce nombre d'injection répétées est due en cas de manque des résultats positives et à l'emploi de nouveaux spécimens de géniteurs.

II.4. Installation des nids artificiels :

- Les supports de ponte sont des caisses en plastique, leur fond est rempli de gravier désinfecté au formol (150 ml /m^3) et bien nettoyée avec l'eau courante (fig.11).
- Les nids sont disposés aux bassins, de façon à les éloigner les uns des autres, d'une distance minimum de 1,5 m. Le nombre de nids est en adéquation avec l'effectif de mâles introduits (**Jacquemond.,1996**). La distance entre les nids dans notre travail est de 1.2 m dans le bassin de 5 m³ et de 4 m dans les bassins de 50 m².



Figure 16 : Désinfection des nids artificiels avec un bain de formol. (**ATTOU ., 2018**).

II.5. Introduction des géniteurs dans les bassins de ponte :

Les conditions de stabulation et la constitution des bassins de reproducteurs sont présentées dans le tableau 7.

- Le sex-ratio étant équilibré : un mâle pour une femelle sauf pour le bassin B2 dans le nombre des géniteurs est majoritaire donc quatre mâles pour six femelles.
- Maintenir une température constante de 18° à 20° à l'aide des thermostats et une aération continue pour les bassins (B3,B4,B5,B6,B7,B8).le bassin B2 est dépourvu de système de chauffage et d'aération.
- Suivi journalier de la température de l'eau de tous les bassins.
- Maintenir une photopériode naturelle, 13.5 heures à 14.5 heures de lumière dans les bassins d'extérieur durant la période de l'étude . Les bassins de l'intérieur ont subi une photopériode artificielle avec des lampes de néon d'une intensité lumineuse affaibli et d'une unité de commande manuelle.
-

Tableau 4: récapitulatif de distribution des géniteurs du black Bass dans les bassins de reproduction.(ATTOU ., 2018).

bassin	superficie	Capacité totale	Niveau de l'eau	Source de lumière	Nombre des géniteurs
B2	31 m ²	50 m ³	50 cm	naturelle	4 M et 6 F
B3	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Naturelle sous abris	2 M et 2F
B4	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Naturelle sous abris	2 M et 2F
B5	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Naturelle sous abris	2 M et 2F
B6	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Artificielle non contrôlée	2 M et 2F
B7	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Artificielle non contrôlée	2 M et 2F

- A l'approche de la période de la reproduction, les mâles s'approprient les supports de ponte et y préparent leur nid par éparpillement des graviers sur le support.

L'observation de ce comportement est un bon indicateur du l'approche de la ponte.

- Les jours suivants (varie du lendemain jusqu'à plusieurs semaines), observation de parades nuptiales au voisinage des supports de pontes.

- La ponte a souvent lieu à l'aube ou au crépuscule.
- Après celle-ci, le mâle demeure constamment sur le nid, écartant tous les autres reproducteurs s'approchant trop des œufs.

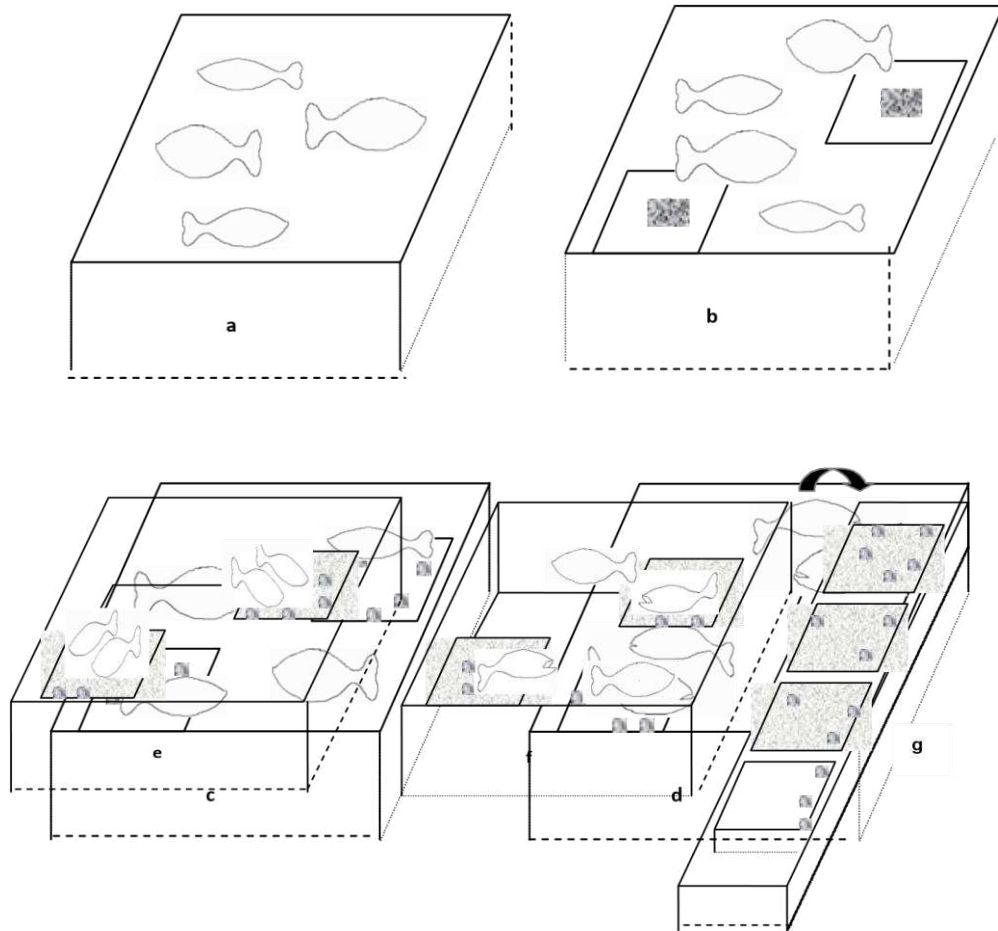


Figure 17 : les étapes de la Reproduction contrôlée du black bass.(**Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019**).

a: stabulation des reproducteurs ; **b** : introduction des supports de ponte ; **c** : appropriation des supports par les mâles ; **d** : parade nuptiale ; **e** :accouplement ; **f** : protection du frai par le mâle ;**g** :incubation des nids pleins des œufs.

- Après la ponte des œufs, le nid plein des œufs est transféré avec précaution dans un autre bassin pour l'incubation des œufs et l'élevage larvaire.

II.6.Chronologie de l'injection hormonale

Durant la période d'étude on a la possibilité d'injectés les géniteurs du black bass 3 fois, l'injection est répétée par précaution de l'absence du résultat positif.

II.6.1.Tempsde latence

C'est le temps exprimé en heures qui s'écoule entre le moment de l'injection hormonal et celui de la ponte.

II.6.2.Le taux de fécondation des œufs

Pour estimer le taux de fécondation des œufs, on a pris 3 échantillons des œufs adhérents aux morceaux de gravier de chaque ponte, les œufs sont rincés avec de l'eau délicatement et grouper dans un boîte de pétri. Chaque échantillon est formé de 80 à 100 œufs. Et puis le nombre des œufs fécondé est calculé ; œuf fécondé a une couleur jaune transparente tandis que l'œuf non fécondé a une couleur blanche opaque (**Jacquemond .,1996**).

Le taux de fécondation est égal au nombre de œufs fécondés sur le nombre total des œufs en pourcentage.

II.6.3.Le taux d'éclosion des œufs

Pour estimer le taux d'éclosion des œufs de chaque ponte, on a pris 3 échantillons des œufs fécondés, puis les adhérents aux morceaux de gravier et ensuite, les faire incubées dans des récipients en plastique maintenue en bain mari dans le bassin d'éclosion des œufs (B8). Après l'éclosion, le nombre des larves est calculé. Le taux d'éclosion est égal au nombre de larves écloses sur le nombre total d'œufs incubés en pourcentage.

II.6.4.Elevagelarvaire :

- L'incubation des œufs est effectuée en bassin rectangulaire avec une eau à même température que celle du bassin de ponte, avec un renouvellement journalier d'eau del'ordre de 100 %.

- L'élevage larvaire est effectué dans des le même bassin rectangulaire, avec une aération continue, un renouvellement journalier de l'eau de l'ordre de 100 %.
- Chauffage de l'eau par des thermostats réglé à 23 c°.
- L'apport de proies vivantes au cours de la phase larvaire est assuré par la production de naupliid'*Artemia salina*. Ceux-ci sont produits par l'incubation de 5g de cystes en volumes cylindro-coniques de 5 L, contenant une eau salée à 2% et maintenue à une température de 27°C (Fig.18). Après une incubation de 18 à 24 heures, les nauplii sont siphonné puis tamisées sur un tamis de maille 100 µm, puis rincées avec l'eau courante.
- L'alimentation débute dès que les larves deviennent nageant: entre le 3^e et le 5^e jour (J3 à J5) selon la température.
- La distribution des proies est distribuée tout les 2 heures, le rationnement évolue progressivement de 70 à 2000 proies environ par larve et par jour jusqu'à la fin de la phase larvaire : vers J30-J40.
- Les déchets d'élevage et les larves mortes sont siphonnés quotidiennement du fond du bassin.

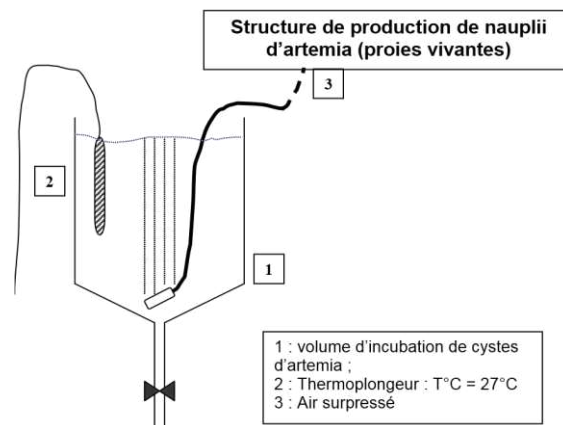


Figure N° 18 : Schéma de la structure de production d'artémia.(Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

II.6.4.1..Suivi du développement larvaire

Pour suivre le développement des larves du black bass ,10 larves ont été mesurées quotidiennement avec un binoculaire et lame graduée pendant une durée de 30 jours.

CHAPITRE III

Résultats et discussion

En vue de la crise sanitaire internationale qui a touché le monde entier et l'Algérie et le début du confinement total et l'annulation des stages officiels le 12 février 2020 à ce jour.

III.1. Pêche des géniteurs

L'opération de pêche des géniteurs du black Bass dans la retenue collinaire Zairi (wilaya de Sétif) durant la période d'étude a donné les résultats d'une vingtaine de géniteurs des deux sexes (résultats approximatifs).

L'ensemble des géniteurs pêchés dans la retenue collinaire est caractérisée par une dominance des femelles qui représente 85% des géniteurs, alors que les mâles représentent seulement 15%. Ce taux élevé des géniteurs femelles par rapport aux géniteurs mâles peut être expliqué par la période de pêche qui coïncide avec la période de fraie naturelle du black Bass.

Dans cette période le mâle commence la construction du nid lorsque la température de l'eau est au voisinage de 12.5°C (Scott et Crossman., 1973). Dans cette période les mâles s'occupent de la préparation des nids et la garde de frai ce qui limite sa prise par pêche. Par contre les femelles circulent librement ce qui augmente leur chance de capture.

Selon les déclarations des professionnels qui ont participé à la pêche du Black Bass durant les années précédentes, le stock des poissons black Bass est en nette régression d'une année à l'autre. Mais cette information a besoin d'être confirmée par des travaux de recherches et pêches expérimentales sur le stock du poisson de la retenue Zairi.

III.2. La biométrie et l'état de maturité des ovocytes

III.2.1. La biométrie des ovocytes

L'observation de la biométrie des ovocytes a révélé différentes tailles des ovocytes, qui oscillent entre 0.49 mm à 1.3 mm. Cette variation de diamètres des ovocytes au sein du même ovaire confirme l'existence de différents stades ovocytaires. On constate l'existence de ces stades après l'observation des ovocytes en utilisant un liquide éclaircissant (solution SERRA). Cela explique le caractère asynchrone du ponte du black Bass confirmé par certains auteurs (Jacquemonde., 1996).

III.2.2. La maturité des ovocytes

Dans ces échantillons on peut s'attendre à des résultats similaires à ceux de l'étude effectuée à Sidi Belabesen 2018 qui ont constaté une abondance du stade ovocytaire I et II pour l'ensemble des échantillons par rapport au stade III. Cette observation est relevée fréquemment, malgré l'injection faite à trois reprises pour les géniteurs en phase d'expérimentation, cela signifie que le développement ovocytaire est limité à ces deux stades et que, le 3^{ème} stade n'a pas pu être observé ce qui bloque le développement larvaire du probablement dû à un facteur environnemental autre que la température et les deux facteurs bloquant le développement du stade ovocytaire sont dus à :

-La photopériode : La photopériode est un facteur important dans le processus de la maturation ovocytaire (Migaud et al., 2002). Des études montrent aussi que les périodes d'opportunité pour l'induction du cycle de développement ovocytaire peuvent être bloquées, avancées ou retardées par des manipulations photopériodiques pour de nombreuses espèces d'eau tempérée (Migaud et al., 2010). L'intensité de la photopériode dans l'expérience prise pour référence (Belaabess 2018 ???) n'était pas la même pour les géniteurs pêchés au barrage de Bouhnifia wilaya de Belaabess. Cette intensité est faible dans les bassins qui se trouvent à l'intérieur de l'écloserie de Tibia à cause de l'inexistence d'un système d'éclairage performant et mesurable. Par contre cette intensité lumineuse est respectée dans le bassin qui se trouve à ciel ouvert. Spengler et Brown rapportent qu'ils utilisent une photopériode contrôlée automatiquement avec une intensité lumineuse à la surface des bassins ajustés à 21,3 lux pour induire la reproduction des black Bass (Spengler et Brown., 2010).

- Oxygénation de l'eau : L'oxygène dissous dans l'eau a un rôle important et essentiel dans la vie des poissons. La baisse du taux d'oxygène dissous dans le milieu peut également altérer certaines caractéristiques biologiques de *M. salmoides* telle que la reproduction (Flouhr et Mary., 2010). Cette espèce présente une faible résistance face à une baisse de la teneur en oxygène dissous (Stuber et al., 1982 ; Brown et al., 2009).

Dans l'expérience l'oxygénation de l'eau est assurée par un aérateur d'aquarium d'une capacité de 100 litre d'air par minute, branché avec les tous bassins de l'écloserie de Tabia, qui semblent insuffisants, dans le manque d'équipement adéquat pour mesurer la teneur de l'eau en oxygène dissous pour confirmer les suggestions.

Généralement on ne peut pas observer le stade VI (stade final de la maturation) dans aucun échantillon, ce stade est observable peu de temps avant la ponte (Jacquemond., 1996). Les

échantillons ovocytaires des géniteurs du bassin où il y'avait plusieurs pontes, à cause de la grande superficie du bassin de stabulation (superficie de 31 m²), et le nombre élevé de géniteurs. Il est difficile de pêcher les géniteurs de ce bassin sans les faire perturber ou les blesser. Dans les écloserie développées il utilise la pêche électrique pour faciliter la pêche et diminuer le stress des géniteurs.

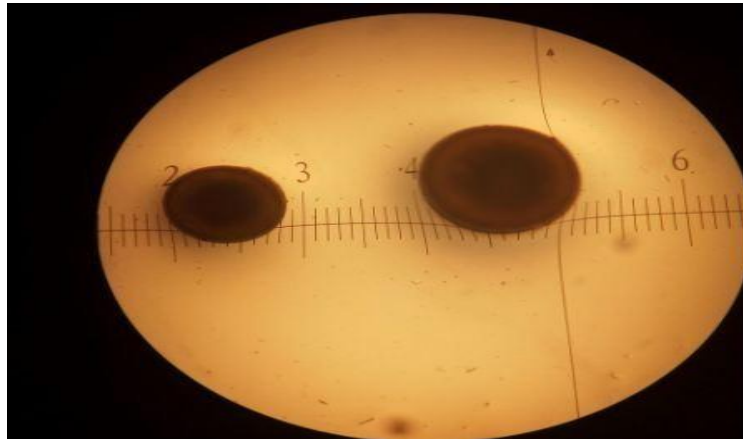


Figure 19 : Mesure du diamètre des ovocytes :(Gx4). (ATTOU ., 2018)

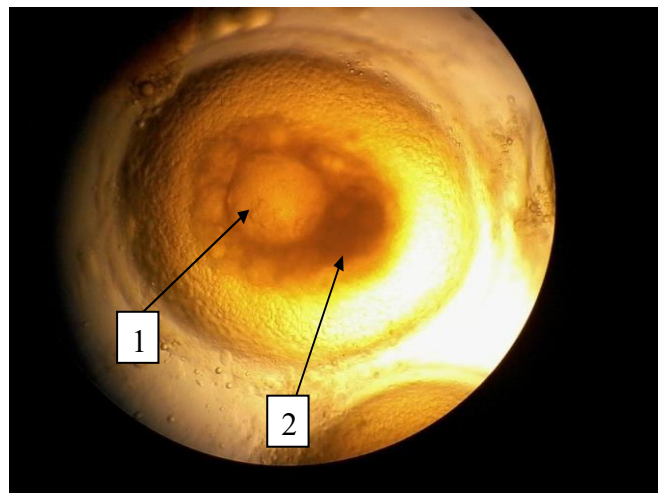


Figure 20: Ovocyte en stade II :(Gx10).(Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

1 : globule lipidique **2** : vésicule germinative.(Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

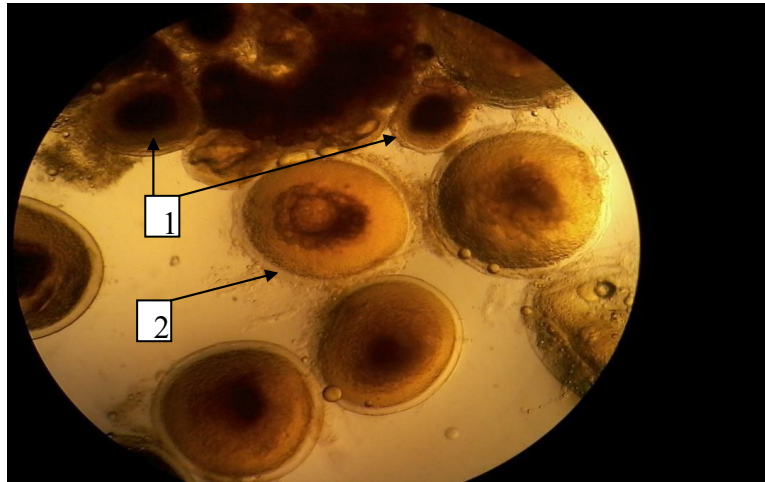


Figure 21: 1- Ovocyte en stade I ,2- Ovocyte en stade II : (Gx4).(Site internet officiel El Ouricia (Sétif) ., 2019).

III.3.Résultats de la reproduction des géniteurs

III.3.1. Nombre des pontes

On a obtenu 5 pontes, la majorité des pontes était dans le bassin de stabulation (31m3) avec 4 pontes, et une autre ponte s'est produite dans bassin qui est sous abri.

Au cours des expériences on peut constater que le mâle du black bass à l'approche de la période de la reproduction, ils s'approprient les supports de ponte et y préparent leur nid par éparpillement des graviers sur le support. L'observation de ce comportement est un bon indicateur du l'approche de la ponte. Les jours suivants (varie du lendemain jusqu'à plusieurs jours), observation de parades nuptiales au voisinage des supports de pontes. La ponte a lieu à l'aube ou au crépuscule (**Jacquemond ., 1996**). Après celle-ci, le mâle demeure constamment sur le nid, écartant tous les autres reproducteurs s'approchant trop des œufs.

Le nombre élevé des ponte observé dans le bassin de stabulation (écloserie de Tabia) par apport les autre bassins peut être expliqué par :

- Le rôle de la photopériode dans l'induction de la reproduction expliqué dans les paragraphes précédents. Certains auteurs (**Jacquemond ., 1996**) confirment que la période de l'aube et du crépuscule, constituent, en période naturelle de reproduction, des moments privilégiés pour les parades nuptiales et les accouplements. Or, le mode de programmation de l'éclairage dans les installations ne prévoit pas un éclairage suffisant, et pas de progression dans les phases d'éclairage et d'extinction. Donc le comportement des géniteurs, peut très bien être affecté.
- L'oxygénation de l'eau, la baisse du taux d'oxygène dissous dans le milieu peut également altérer certaines caractéristiques biologiques de *M. salmoides* telle que la reproduction (**Flouhr et Mary ., 2010**).
- Le sexe ratio employé dans les bassins de l'écloserie de Tabiaest **1:1**, mâles par femelles, par contre dans le bassin de stabulation qui contient un taux maximale de géniteurs. Cela montre que dans le bassin de stabulation où le sexe ratio est majoritaire ; un mâle du nombre a la chance de sélectionner sa femelle parmi la totalité des femelles. La sélection naturelle du mâle est confirmée par les travaux de Carlson et Hall, où en appliquant un sexe ration de **2 :3** ou **3 :4** , mâles par femelles, il a obtenu des meilleurs résultats de ponte (**Carlson et Hall, 1972 In Spengler et Brown ., 2010**) .
- Il est aussi confirmé que la reproduction de la famille des Centrachidés, dont le Black Bass fait partie, ont manifesté des variations des résultats sous les conditions de laboratoire (**Porter ., 2008**).

III.3.2. Temps de latence

C'est le temps exprimé en heures qui s'écoule entre le moment de l'injection hormonale et celui de la ponte. On peut obtenir un temps de latence variable, qui varie de 36 heures à 130 heures. le temps de latence réduit peut être expliqué par le rôle des l'hormones HCG et hypophyse du carpe dans induction de la maturation des gonades (l'ovulation et la production de laitance), l'HCG a donné une résultat positif dès la premier injection, l'efficacité de l'HCG dans induction de la reproduction du black bass est prouvé par (**Mayes ., 1993**). Il confirme que l'HCG agit directement sur les gonades, et que l'HCG contient aussi des composés qui peut surmonter les effets du stress pour les poissons en captivité (**Mayes ., 1993**).

Tableau 05 : résultats de reproduction contrôlée du Black bass

injection	Bassin à injecter	Hormone utilisé	résultat	Date et heure de la ponte	Temps de latence
<i>Première injection</i>	B2 B3 B4	ovaprim	Pas de ponte		
	B5	HCG	1 ponte	26 avril 2018 à 20 :00 h	P1 :36 h
<i>Deuxième injection</i>	B2 B3 B4 B5 B6 B7 B9	Hypophyse du carpe	Pas de ponte		
<i>Troisième injection</i>	B2 B3 B4 B5 B6 B7 B9	Hypophyse du carpe	B2 :4 pontes	28 mai 2018 à 16 :00 h	P2 :30 h
				29 mai 2018 à 07 :00 h	P3 :44 h
				02 juin 2018 à 15 :00 h	P4 :123 h
				02 juin 2018 à 22 :00	P5 :130 h

III.4. Qualité des pontes

- Le taux de fécondation

Le taux de fécondation d'ensemble des pontes obtenus, les œufs fécondés du black bass s'adhèrent au substrat, leur coloration se situait entre le jaune et l'orange, avec 1,5 mm de diamètre

Tableau 06 : le taux de fécondation des cinq pontes obtenus .

ponte	Date du ponte	Estimation du nombre des œufs produits par ponte	Taux de fécondation
Ponte 1	26 avril 2018	1000	50 %
Ponte 2	28 mai 2018	5000	85 %
Ponte 3	29 mai 2018	3000	90 %
Ponte 4	02 juin 2018	4000	70 %
Ponte 5	02 juin 2018	7000	80 %

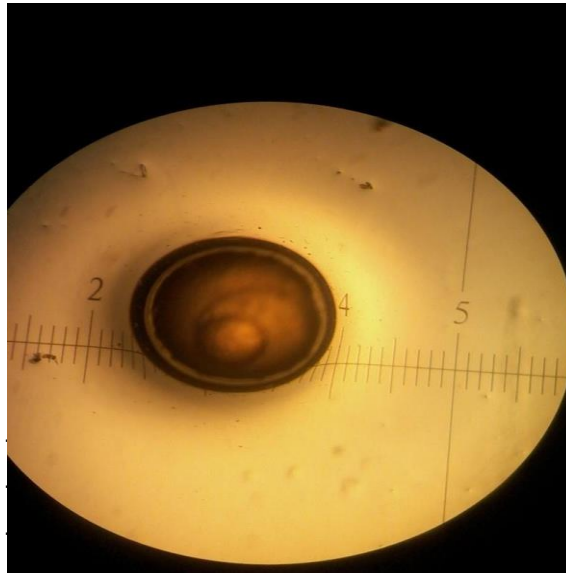


Figure 22: œuf fécondée du black bass :(Gx10)(ATTOU ., 2018).

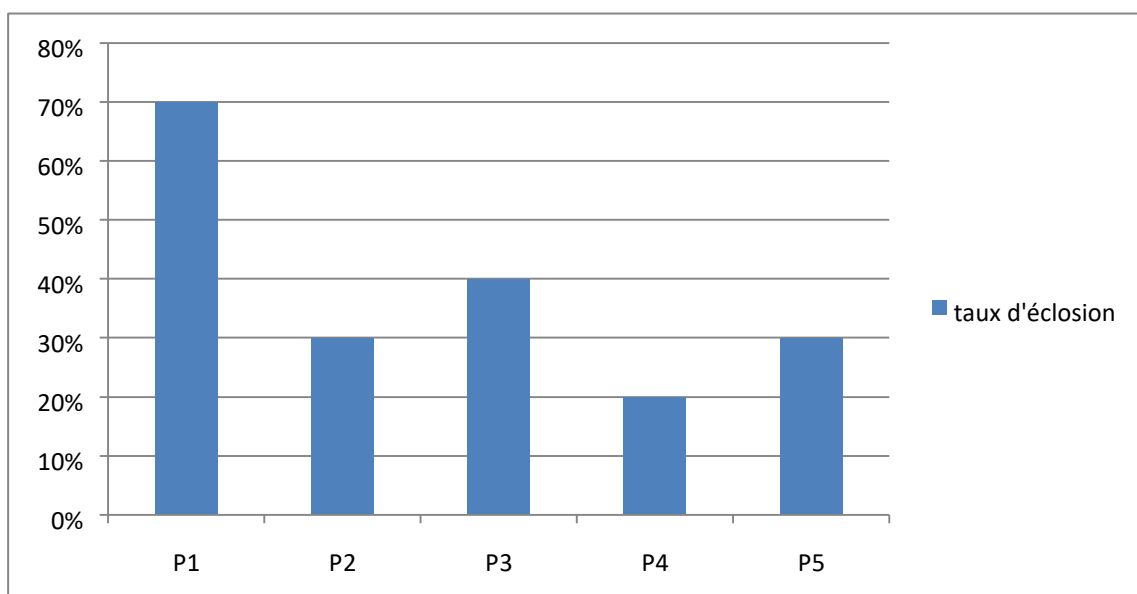
Le taux de fécondation est supérieur à 50 % dans les pontes. Ce taux élevé de fécondation prouve que les mâles du black bass étaient bien matures.

Le nombre des œufs émis par femelle varie entre 1000 à 7000 œufs. La femelle dépose entre 5000 à 15000 œufs sur les graviers (Schlumberger .,2002). La disparité des résultats de ponte peut être s'expliquer par la variabilité individuelle de fécondité selon les femelles, et aussi le comportement de reproduction de l'espèce, caractérisé par la ponte de plusieurs femelles dans un même nid (Jackemond .,1996).

- Le taux d'éclosion

Après la ponte des œufs, les nids plein des œufs sont récupérés du bassin sous abri pour la ponte et du bassin de stabulation pour les autres pontes, puis ils sont transférés délicatement dans le bassin d'incubation. L'incubation a duré 3 jours à une température moyenne de 22 C°.

Figure 23 : le taux d'éclosion des cinq pontes .



Les variations de ces taux d'éclosion peut être du à la variation de température durant la nuit, et à la mauvaise oxygénation de l'eau du bassin suite au manque d'un aérateur performant dans l'écloserie qui peut assurer l'aération de toutes les bassins de l'écloserie.

Ces taux d'éclosion sont inférieurs à celle obtenus par (Benhaddad et Ghezal ., 2007) et celle de (Meddour,2017), qui ont obtenu un taux d'éclosion de 80 %.

III.4. Elevage larvaire

- Le suivi des stades larvaires (figure N° 29 et N° 30) s'est effectué pendant 15 jours après l'éclosion.



Figure 24 : larve du black bass de 2 jours (48 heures après l'éclosion) Lt= 4.5 mm . (ATTOU ., 2018).



Figure 25 : larve du black bass de 11 jours) Lt= 9.5 mm.(ATTOU ., 2018).

- L'éclosion des œufs a lieu environ 2 à 3 jours après la ponte, soit 50 à 70 degrés jours pour une température située entre 18 et 21°C.

- Suite au taux d'éclosion faible et une mortalité croissante dès le premier jour due à des infections fongiques et manque de nourriture à cause de la quantité insuffisante des cystes d'artemia disponible pour assurer l'élevage larvaire. Il a été décidé de transférer l'ensemble du reste des alevins restés à suivre leurs développement dans un étang fertilisé pour préparer des nouveaux géniteurs domestiqués dans les années à venir.

IV.CONCLUSION GENERALE

Conclusion générale

L'étude de la biométrie des ovocytes et leur observation microscopique, a révélé des **variations** de leurs **diamètres**, qui oscillent entre 0.49 mm et 1.3 mm, et la présence simultanée d'ovocytes appartenant à différents stades, au sein du même ovaire, confirme que la maturation des ovocytes est asynchrone, ce décalage dans la maturation explique la capacité **de pontes multiples** chez cette espèce.

L'hypophyse de la carpe a donné des résultats positifs (P2, P3), mais après la 2^{ème} injection, qui prouve que l'hypophyse de la carpe c'est un inducteur de ponte comme l'HCG, mais il est moins performant que l'HCG

L'induction hormonale par l'hypophyse de carpe (CPE) n'est efficace que si ces deux facteurs environnementaux sont respectés, en revanche l'hormone HCG a donné un résultat meilleur pour les mêmes conditions.

Nous avons constaté que l'intensité de la photopériode et le taux d'oxygène dissous dans l'eau, sont des facteurs qui peuvent bloquer le développement ovocytaire et la ponte

Car durant la période de fraie, les mâles s'occupent de la préparation des nids et la garde de frai ce qui limite leur capture par pêche.

La sélection naturelle est confirmée par l'obtention de meilleurs résultats de ponte (sexe ratio) .

Recommandations

La pêche dans les eaux douces est une activité récente qui devrait être encouragée en Algérie .

Le manque des moyens au niveau des stations d'Aquaculture, et le nombre limité de spécimens de géniteurs ont freiné l'ambition, afin de cerner tous les facteurs qui conditionnent, la reproduction contrôlée de cette espèce en captivité. Nous espérons à l'avenir la répétition de ce protocole expérimental en dehors des crises sanitaires.

Une reproduction contrôlée suffisamment maîtrisée pouvant faire l'objet de vulgarisation auprès de nos aquaculteurs des wilayas environnantes (Sétif).

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Références bibliographiques

- **ATTOU M.,2016.** Rapport de la campagne de reproduction contrôlée du Black bass 2016.
- **BENHADDAD A.et GHEZAL M.A., 2007.** Premières expérimentations en Algérie sur la reproduction naturelle du Black-bass *Micropterussalmoides*(Pisces, Percidae), Essai de reproduction du sandre *Luciopercalucioperca*(Pices, Percidae). Mémoire d'ingénieur, option environnement littoral. ENSSMAL. 56p.
- **Brown T.G., Runciman B., Pollard S., et Grant A.D.A., 2009.** biological synopsis of largemouth bass (*micropterussalmoides*)
- **Brusle J., et Quignard J.P., 2001.** Biologie des poissons d'eau douce européens.
- **C.LÉVÊQUE et M.N.BRUTON, 1994.** Biologie et écologie des poissons d'eau douce africains. Editions de l'ORSTOM. P 210, 460.
- **Carlson Anthony R. et Hale John G. , 1972.** Successful Spawning of Largemouth Bass *Micropterussalmoides* (Lacépède) under Laboratory Conditions. Transactions of the American Fisheries Society, 101: 539-542.
- **Clugston J.P., 1964.** Growth of the florida largemouth bass *micropterussalmoidesfloridanus*(lesueur), and northern largemouth bass, *m. Salmonides*(lacepede), in subtropical florida. Trans. Am. Fish. Soc.93:146-154.
- **Curtis R., etwehrly K., 2006.**''*Micropterus salmoides*'' (on-line), animal diversity web.http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/micropterus_salmoides.html.
Database, Gainesville, FL.<http://nas.er.usgs.gov/queries/FactSheet.asp?speciesID=401>
- **Devambez, L.C., 1960.**D'amérique en Nouvelle Calédonie, le Black bass. Bulletin du Pacifique Sud 10(4), 7, 26.
Editions Tec & Doc, Paris. 625 p.
- **Flouhr C., Mary N., 2010.** Etude du caractère invasif de quelques espèces animales et végétales introduites dans les milieux dulçaquicoles en nouvelle calédonie.
- **Fuller, P., 2007.** *Micropterussalmoides*. USGS NonindigenousAquaticSpecies
- **GlenewinkelHugh , Aaron Barkoh, Todd Engeling, Lee Hall, John Paret, and Tony Owens,2011.** Guidelines for the Culture of Black Bass. Management Data SeriesNo. 267. INLAND FISHERIES DIVISION.p50.

- **Heidinger R.C., 1976.** Synopsis of biological data on the largemouth bass *micropterussalmoides* (lacépède) 1802. Fisheries synopsis, 115: 1-85.
- <http://www.ribehrvatske.com/images/Micropterus%20salmoides/untitled.htm>
- **Jacquemond ,1996.**Journée techniques :Blackbass, perche ,sandre. Annals 22 et 23 février 1996.Poisy chavanard.100P ,
- **Kelley J.W., 1968.** Effects of incubation temperatures on survival of largemouth bass eggs. Prog. Fish-cult. 30:159-163.
- **Kramer R.H., et Smith L.L., 1960.** First-year growth of the largemouth bass, *micropterussalmoides*(lacepede), and some related ecological factors. Trans. Am. Fish. Soc. 89:222-233.
- **Mark W., Shoup E.D etDettmers J. M., 2010.** Effects of Turbidity and Cover on Prey Selectivity of Adult Smallmouth Bas.
- **Marquet G., keith P., et Vigneux E., 2003.** Atlas des poissons et des crustacés d'eau douce de nouvelle calédonie. Publications scientifiques du m.n.h.n.-paris.
- **Mearelli M., 1996.** Accrescimento di *Micropterussalmoides*(lacépède) nellagotrasimeno e nell'invaso di montedoglio growth of *micropterussalmoides* (lacépède) in the trasimeno lake and in the montedoglio reservoir].177-188.
- **Meddour A., 2017.**first experimental induced breeding of the largemouth bass *micropterussalmoides* lacépède,1802 . Aquaculture &PathologyResearchLaboratory, ANNABA University, ALGERIA.
- **Meddour, A., A. Rouabah, K. Meddour-Bouderda, N. Loucif, A. Remili et Y. Khatal, 2005.** Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Sander lucioperca*et*Hypophthalmichthysmolitrix*. Sciences & Technologie C, 23: 63-71.
- **Migaud H., Fontaine P., Sulisty I., Kestemont P. Gardeur J.-N. 2002** – Induction of out-of-season spawning in Eurasian perch *Percafluviatilis*: effects of rates of cooling and cooling durations on female gametogenesis and spawning – Aquaculture 205: 253-267.
- **Rejwan C., Shuter B.J., Ridgway M.S., et Collins N.C., 2007.**spatial and temporal distributions of smallmouth bass (*micropterusdolomieu*) nests in lake opeongo, ontario.
- **Schlumberger o, 2002.** Mémento de pisciculture d'étang. Edition CEMAGREF, 238p.
- **Spengler Daniel E. and Brown Michael L.,2010.** off-season spawning behaviors in northern largemouth bass.*Proceedings of the South Dakota Academy of Science, Vol. 89*

- **Stuber R.J., Geghart G., et Maughan O.E., 1982.** Habitat suitability index models: largemouth bass. U.S. Dept. Fish. Wild. Serv. FWS/OBS-82/10.16. 32p.
- **Venables B.J., Fitzpatrick L.C., et Pearson W.D., 1978.** Acclimation temperatures and temperature tolerance in fingerling largemouth bass (*Micropterus salmoides*). *Environmental Pollution*, 17: 161-165.
- **Woynarowicz, Horvath L , 1981 .** La reproduction artificielle des poissons en eau chaude: manuel de vulgarisation. FAO Doc. Tech. Pêches, 201, 191 p.
- **Zdzisawa Zakęta, Krystyna Demska-Zakęta, 2009.** Controlled reproduction of pikeperch *Sander lucioperca* (L.): a review. *Arch. Pol. Fish.* (2009) 17: 153-170