

Université Abdelhamid Ibn
Badis-Mostaganem
Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس
مستغانم
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DEPARTEMENT DES SCIENCES DE LA MER ET DE L'AQUACULTURE

N°...../SNV/

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par **Mr ATTOU Miloud**

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN HYDROBIOLOGIE MARINE ET CONTINENTALE

Spécialité: *Bio-ressources marines*

THÈME

**Essai de Reproduction Contrôlée du Black bass
Micropterus salmoides, Lacepède. 1802)
à l'Ecloserie de Tabia W.de Sidi Bel- Abbès)**

Soutenu publiquement le 12 septembre 2018

DEVANT LE JURY

Président : Mr BELBACHIR Nouredine

MAA U. Mostaganem

Encadreur : Dr BACHIR BOUIADJRA Benabdallah

MCA U. Mostaganem

Examinatrice : Melle OULHIZ Aicha

MAA U. Mostaganem

*Thème réalisé au Laboratoire LSTPA de l'université de Mostaganem et à la station
Expérimentale du CNRDPA de Tabia Wilaya de Sidi Bel-Abbès.*

Résumé :

Ce travail a été réalisé sur le black bass (*Microptérus salmoides*), un poisson d'eau douce très recherché pour sa qualité de chair et pour la pêche sportive. L'objectif de ce travail est de trouver les meilleures conditions pour une reproduction contrôlée efficace de cette espèce.

Dans notre travail nous avons employé des géniteurs pêchés du barrage de Bouhanifia, où nous avons constaté une régression du stock de ce poisson, et la pêche était dominée par les géniteurs femelles, parce que les black bass étaient en période de fraie, dans cette période les mâles s'occupent de la préparation des nids et la garde de frai.

L'observation des ovocytes a montré la dominance des stade ovocytaire I et II par rapport aux autres stades, qui est un signe de blocage survenu aux géniteurs causé par des facteurs environnementaux, tel que le taux d'oxygène dissous dans l'eau et la photopériode. Ainsi que la présence des stades ovocytaires différents dans le même ovaire explique le caractère fractionné des pontes de cette espèce.

Le nombre élevé des pontes est survenu, dans les bassins exposés à la photopériode naturelle, et dans les eaux bien oxygénés. Et l'emploi de l'HCG et l'hypophyse de carpe dans l'induction de ponte ce qui a donné des résultats encourageants.

Mots clés : black bass, *Microptérus salmoides*, stade ovocytaire, reproduction contrôlée.

Summary:

This work has been done on the largemouth bass (*Micropterus salmoides*), a freshwater fish very popular for its quality of flesh and for sport fishing. The objective of this work is to find the best conditions for an efficient controlled reproduction of this species.

In our work we used broodstock caught from the Bouhnifia dam, where we found a regression of the stock of this fish, and the fishery was dominated by female spawners, because the largemouth bass were in spawning period, in this period the males take care of nest preparation and spawning care.

Oocyte observation has shown the dominance of oocyte stage I and II comparing with the other stages, which is a sign of blockage to spawners caused by environmental factors such as dissolved oxygen levels in water and photoperiod. . As well as the presence of different oocyte stages in the same ovary explains the split character of the spawning of this species.

The high number of spawning occurred in basins exposed to natural photoperiod, and in well-oxygenated waters. And the use of HCG and pituitary carp in spawning induction has yielded encouraging results.

Key words: largemouth bass, *Micropterus salmoides*, oocyte stage, controlled reproduction.

ملخص:

يتعلق هذا العمل بسمك القاروص الأسود (Micropterus salmoides) ، وه و من الأسماك المياه العذبة التي تحظى بشعبية كبيرة لجودة لحمها ولاستعمالها في رياضة الصيد الترفيهي. إن الهدف من هذا العمل هو إيجاد أفضل الظروف الملائمة لتكاثر فعال لهذا النوع.

في عملنا ، استخدمنا الأمهات التي تم صيدها من سد بوحنيقية ، حيث وجدنا تناقصا لمخزون هذه الأسماك ، ومعظم الأسماك المصطادة كانت أسماك أنثى ، لأن سمك القاروص الأسود كان في فترة النكاثر ، في هذه الفترة يعتني الذكور ببناء الأعشاش وحراسة البيض و اليرقات.

أظهرت مراقبة الجريبات هيمنة الجريبات في المرحلتين الأولى والثانية مقارنة بلمراحل الأخرى ، وهي إشارة إلى انسداد حدث في مرحلة تطورها ناتج عن عوامل بيئية مثل نقص تركيز الأكسجين المذاب في الماء و نقص الفترة الضوئية . إضافة إلى وجود مراحل جريبية مختلفة في نفس المبيض مما يفسر طبيعة التكاثر المتعدد لهذا النوع.

عدد مرات وضع البيض كان أعلى في الأحواض المعرضة للإضاءة الطبيعية والتي تحتوي على مياه عالية التهوية. كما أن استعمال الهرمونات المحفزة على التبويض مثل hcg و الغدة النخامية للشبوط أدى إلى نتائج مشجعة.

الكلمات المفتاحية: القاروص الأسود ، Micropterus salmoides ، مرحلة جريبية ، التكاثر المتحكم فيه.

Remerciement

*QU'il nous soit permis, de traduire nos chaleureuses reconnaissances que nous éprouvons envers notre promoteur le **Dr BACHIR BOUIADJRA Benabdallah**. Pour son aide, soutien, conseils et, directives qu'il nous-a tant apporté durant toutes ces années et, spécialement cette dernière année avec complaisance et gentillesse.*

*Nos remerciements vont également à **Mr BELBACHIR Noureddine** chef département des Sciences de la Mer et de l'Aquaculture, pour avoir eu l'amabilité de présider ce jury, et à **Melle OULHIZ Aicha** pour avoir acceptée, d'examiner et de juger notre travail.*

*Nous tenons aussi à exprimer, par la même occasion, tout le respect que nous avons en remerciant tous les enseignants du **Département** pour leur générosité de mettre à la disposition de tous étudiants leurs savoirs faire, de leur persévérances à honorer cet art, à le respecter et chercher sans relâche à le perfectionner.*

Un remerciement à l'ensemble de l'équipe technique de l'écloserie des poissons d'eau douce du CNRDPA de Tabia. Pour leur aide et leur soutien tout au long de ce travail.

Enfin nous tenons à adresser nos remerciements les plus reconnaissants aux personnes de notre entourage qui ont su être présentes, parents et amis, pour leur soutien, leur patience et leur compréhension.

Dédicaces

A mes parents

Ma famille

Mes frères et sœurs

Mes amis

Mes collègues de travail.

Liste des abréviations :

- % : pour cent
- °C : Celsius.
- μm : micromètre.
- μS : micro siemens.
- ‰ : pour mille.
- cm : centimètre.
- **CNRDPA** : Centre National de Recherche et de Développement la Pêche et l'Aquaculture.
- **CPE** : Carp Pituitary Extract
- **Gn** : hormone gonadotrope hypophysaire
- **Gn-rh** : Gonadotropin-Releasing Hormone
- **GVBD** : germinal vesicle breakdown.
- **h** : heure
- **ha** : hectare
- **HCG** : Humain Chorionic Gonadotropin
- **J** : jour
- **Kg** : kilogramme.
- **km** : kilomètre
- **L** : litre
- **LH-RHa** : Luteinizing Hormone Releasing Hormone Analogue.
- **Lt** : longueur total
- **m** : mètre.
- **m²** : mètre carré.
- **m³** : mètre cube.
- **mg** : milligramme.
- **ml** : millilitre.
- **NaCl** : chlorure de sodium
- **P** : ponte
- **ppm** : partie pour mille
- **T°** : température.
- **W** : Wilaya
- **pH** : Potentiel hydrogène

LISTE DES TABLEAUX :

- Tableau N° 01 : 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) :.....	5
- Tableau N° 02 : Quelques paramètres physico-chimique de l'eau de forage.....	13
- Tableau N° 03 : Quelques caractéristiques morpho-métrique du barrage de Bouhanifia.....	14
- Tableau N° 04 : Composition des liquides éclaircisseurs pour l'observation des ovocytes.(Schlumberger, 2002).....	21
- Tableau N° 05 : doses des hormones administrées aux géniteurs.....	23
- Tableau N° 06: Récapitulatif de distribution des géniteurs du black bass dans les bassins de reproduction.....	25
- Tableau N° 07 : Chronologie de l'injection hormonale.....	28
- Tableau N° 08 : Résultat de la reproduction contrôlée du Black bass.....	37
- Tableau N° 09 : le taux de fécondation des cinq pontes obtenues.....	38

LISTE DES FIGURES :

- Figure N° 01 : Dessin de <i>M. salmoides</i>	3
- Figure N° 02 : Physiologie de la reproduction chez les poissons ; organes et hormones impliquées dans la reproduction (Schlumberger, 2002).....	10
- Figure N° 03 : Ecloserie des poissons des eaux douces de Tabia.....	14
- Figure N° 04 : position géographique de la commune Tabia.....	14
- Figure N° 05 : Localisation du barrage Bouhnifia.....	15
- Figure N° 06 : Température de l'eau du barrage Bouhnifia (du 29 avril 2018 jusqu'à 12 mai 2018).....	15
- Figure N° 07 : Pêche des géniteurs du Black bass au barrage de Bouhnifia.....	16
- Figure N° 08 : Opération de démaillage du filet.....	17
- Figure N° 09 : Deux femelles anesthésiées par eugénol.....	18
- Figure n° 10 : Comparaison entre mâle(en haut) et femelle du Black bass adulte.....	19
- Figure N° 11 : Un cathéter.....	19
- Figure n° 12 : Pesage d'une femelle de black bass.....	20
- Figure N° 13 : Aspiration des ovocytes d'une femelle du black bass avec un cathéter.....	21
- Figure N° 14 : stades de maturité ovocytaire chez le sandre.....	22
- Figure N° 15 : un mortier.....	22
- Figure N° 16 : une seringue de 5 ml.....	22
- Figure N° 17 : Injection hormonal au niveau du muscle dorsale.....	23
- Figure N° 18 : Désinfection des nids artificiels avec un bain de formol.....	24
- Figure N° 19 : Schéma descriptif de distribution des bassins de l'écloserie.....	26
- Figure N° 20 : les étapes de la Reproduction contrôlée du black bassin.....	27
- Figure N° 21 : échantillon des œufs fécondés et adhérent à des morceaux de gravier..	29
- Figure N° 22 : Schéma de la structure de production d'artémia.....	30
- Figure N° 23 : Incubation des œufs d'artémia.....	30
- Figure N° 24 : pourcentage des géniteurs du black bass pêchés selon leur sexe.....	31
- Figure N° 25 : Mesure du diamètre des ovocytes grandissement x4.....	34
- Figure N° 26 : Ovocyte en stade II grandissement x10.....	34
- Figure N° 27 : 1- Ovocyte en stade I , 2- Ovocyte en stade II grandissement x4...	35
- Figure N° 28 : œuf fécondée du black bass grandissement x10.....	38
- Figure N° 29 : le taux d'éclosion des cinq pontes.....	39
- Figure N° 30 : larve du black bass de 2 jours (48 heures après l'éclosion) Lt= 4.5 mm. ...	40
- Figure N° 31 : larve du black bass de 11 jours) Lt= 9.5 mm.....	40

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

1	présentation de l'espèce :	2
1.1	position systématique :	2
1.2	synonymie :	3
1.3	Description morphologique :	3
1.4	Répartition :	4
1.4.1	Répartition dans le monde :	4
1.4.2	Répartition en Algérie :	4
2	Ecologie :	5
2.1	Habitat :	5
2.2	Température :	6
2.3	Salinité :	6
2.4	Ph :	6
2.5	Oxygène :	6
2.6	Turbidité :	7
3	Régime alimentaire :	7
4	Croissance :	7
5	Reproduction :	8
5.1	La reproduction dans son milieu naturel :	8
5.2	Reproduction en captivité :	9

5.2.1	Reproduction en étang :	11
5.2.2	Reproduction en étang avec transfert des œufs :	11
5.2.3	Reproduction en étang avec transfert des larves :	11
5.2.4	Reproduction intensive :	11

Chapitre II : Matériels et méthodes :

1.	Présentation du site expérimental :	13
1.1	écloserie des poissons des eaux douces de Tabia :	13
1.2	barrage de Bouhanifia :	14
-	Aperçu historique et situation géographique :	14
-	Température de l'eau durant la période de pêche :	15
2.	Matériels biologique :	16
3.	La pêche des géniteurs :	16
3.1	transport des géniteurs :	17
3.2	traitements sanitaires des géniteurs :	17
4.	la reproduction contrôlée du black bass :	17
4.1	stabulation des géniteurs :	17
4.2	Anesthésie des géniteurs :	18
4.3	Sexage et pesage des géniteurs :	19
4.4	La biométrie et l'état de maturité des ovocytes :	20
4.5	Traitement hormonal :	22
-	Préparation de l'injection :	22
-	L'endroit de l'injection :	23
-	Calendrier de l'injection :	23
4.6	installation des nids artificiels :	24
4.7	introduction des géniteurs dans les bassins de ponte :	24
5.	chronologie de l'injection hormonale :	28
6.	temps de latence :	28
7.	le taux de fécondation des œufs :	28
8.	le taux d'éclosion des œufs :	28
9.	élevage larvaire :	29
10.	suivi du développement larvaire :	30

Chapitre III : Résultats et discussions :

1. Pêche des géniteurs :.....	31
2. La biométrie et l'état de maturité des ovocytes :.....	32
2.1 La biométrie des ovocytes :.....	32
2.2 La maturité des ovocytes :.....	32
3. Résultats de la reproduction des géniteurs :.....	35
3.1 Nombre des pontes :.....	35
3.2 Temps de latence :.....	36
3.3 Qualité des pontes :.....	37
- Le taux de fécondation :.....	37
- Le taux d'éclosion :.....	39
3.4 Elevage larvaire :.....	39

Conclusion

générale :.....	41
-----------------	----

Références bibliographique :

Annexes :

INTRODUCTION

Introduction

L'Algérie dispose de différents écosystèmes aquatiques continentaux comme les barrages et différents plans d'eaux, qui peuvent être un atout pour le développement de la pisciculture et la pêche continentale. Plusieurs opérations de peuplement et de repeuplement de ces plans d'eaux ont été effectuées depuis 1985 par le gouvernement, par l'importations des alevins de l'étranger (Hongrie, Egypte) ou ceux issues d'une reproduction contrôlée dans le but de valoriser ces plans d'eaux (Meddour et *al*, 2005).

Parmi les espèces introduites en Algérie, c'est le black bass qui est un poisson carnassier, introduit par la France pour la première en 1956 puis en 1970 (Benhaddad et Ghezal, 2007). Il est d'origine des rivières et les lacs de l'Amérique du Nord. Très recherché pour sa chair excellente, sa capacité d'adaptation à des climats différents, mais surtout à des fins de pêche sportive ; car c'est un poisson carnivore et très vorace. Le centre national de recherche et de développement de la pêche et l'aquaculture CNRDPA a piloté des opérations de reproduction et d'ensemencement de cette espèce depuis 2012 avec des résultats aléatoires.

Le black bass reste mal étudié 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.

L'objectif de la présente étude, est de cerner les différents facteurs qui peuvent aboutir à une reproduction contrôlée efficace de cette espèce. A cet effet, nous avons entrepris ce travail au niveau de l'écloserie de CNRDPA de Tabia wilaya de Sidi bel abbes, afin de réaliser la reproduction contrôlée du Black Bass avec l'induction de la ponte en utilisant des hormones comme l'HCG et l'hypophyse du carpe et l'ovaprim, et en manipulant les facteurs environnementaux et voir leurs impacts sur les stades de développement ovocytaire.

Notre travail à été répartie en trois chapitres :

Le premier, traite de la biologie et l'écologie de l'espèce.

Le deuxième, présente le matériel et les méthodes employées.

Le Troisième, expose les résultats obtenus avec une discussion justifiant ces résultats.

CHAPITRE I

Biologie et écologie du black bass

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 notre 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 rapport 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 . »

1.1. Position systématique.

Classe : *Actinoptérygiens*

Ordre : *Perciformes*

Famille : *Centrarchidés*

Genre : *Micropterus*

Espèce : *Micropterus salmoides* Lacepède (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).

1.2. Synonymie :

Le Black Bass est également communément appelé achigan, achigan à grande bouche ou perche truite ou perche d'Amérique (largemouth bass dans la littérature anglophone).

Il a été cité sous les noms scientifiques suivants : *Aplites salmoides* (Lacepède, 1802); *Grystesmegastoma* Garlick, 1857; *Huro nigricans* Cuvier, 1828; *Huro salmoides* (Lacepède, 1802); *Labrus salmoides* Lacepède, 1802; et *Perca nigricans* (Cuvier, 1828).

1.3. Description morphologique.

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 (Bruslé et Quignard, 2001) à une très large gueule oblique (Flouhr et Mary, 2010).

La caractéristique la plus distinctive du black bass à grande bouche est sa très grand bouche fondue jusqu'à l'arrière de l'œil (Bruslé et Quignard, 2001). 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).

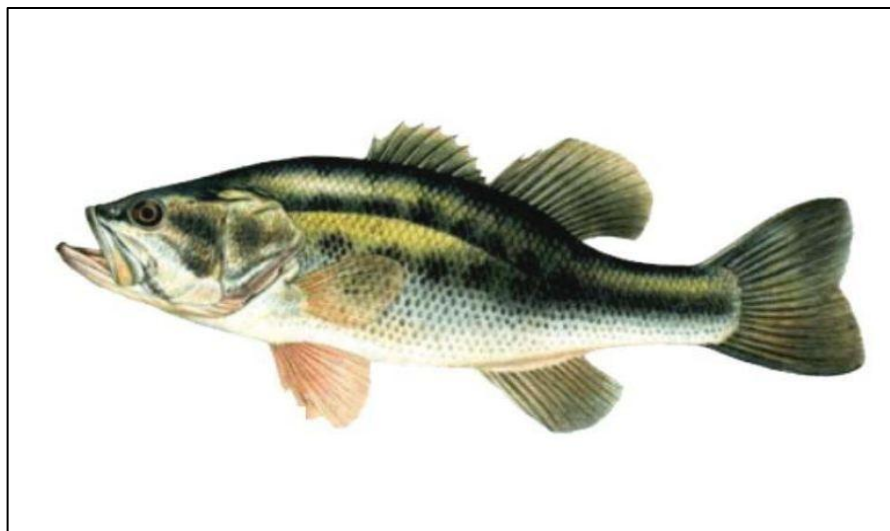


Figure N° 01 : Dessin de *M. salmoides*

(<http://www.ribehrvatske.com/images/Micropterus%20salmoides/untitled.htm>)

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 (Bruslé et Quignard, 2001), la partie antérieure de la nageoires dorsales 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, les nageoires pelviennes et les nageoires pectorales sont plus claires (Flouhr et Mary. 2010).

Le black bass à grande bouche a une queue échancrée cela implique qu'il peut nager dans l'eau à grande vitesse. (Brown et *al.*, 2009).

La taille du black Bass est considérable dans son aire d'origine américaine, il atteint 80 cm et un poids proche de 10 kg. En Europe, le Black bass mesure 40 à 60 cm et pèse jusqu'à 3 kg. Le record de black bass à grande bouche a été pris en Géorgie en 1932, il était de 82.7 cm de long et pesait 10.1 kg (Bruslé & Quignard, 2001).

1.4. Répartition :

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 19ème siècle, principalement pour développer la pêche sportive. En effet, ce prédateur d'eau douce est particulièrement apprécié par les pêcheurs à la ligne.

Afin de développer la pêche sportive de *M. salmoides*, l'espèce a été introduite volontairement dans de nombreux pays, 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, *M. salmoides* a également été introduit en tant qu'agent de lutte biologique, notamment pour éliminer les tilapias (Devambez, 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.

1.4.2 Répartition en Algérie :

Le Black-bass à grande bouche a été introduit par la France, 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 (C.Lévêque et M.N.Bruton, 1994). Plusieurs opérations de peuplement et de repeuplement ont été effectuées depuis (voir tableau N° 01), par l'importation d'alevins de l'étranger, ou à partir de ceux issus d'une reproduction contrôlée.

Tableau N° 01 : 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 Sidi M'hamed Ben Ali	1985	500 alevins
			2015	1000 alevins
			2016	17 géniteurs
		Barrage Sarno	1985	400 alevins
			2015	800 alevins
Centre	Mascara	Barrage Bou-Hanifia	1985	400 alevins
	Ain-tmouchnet	Chaabat el leham	2016	1000 alevin
	Ain defla	Sidi M'hamed Ben Tayba	2014	1000 alevin
	Boumerdes	Retenue collinaire de Naceria	1985	30 géniteurs
	Tizi Ouzou	Barrage de Boukhalifa	1982	500 alevins
	Béjaia	Techyhaf	2014	2000 alevins
	setif	Retenue collinaire Ben Alleg	2014	1800 alevins
Est			2015	2000 alevins
Sud	Béchar	Barrage jorf el torba	2018	7 géniteurs

2. Écologie:

2.1. Habitat : 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, 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). Il préfère les zones ombragées et cherche à se protéger de la lumière (Brown et al., 2009). L'importance de la végétation aquatique pour l'habitat du black bass à grande bouche a été bien démontrée, La végétation aquatique dense peut réduire la prédation sur les alevins (Brown et al., 2009).

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 à 30°C (Venables et al., 1978; Stuber et al., 1982). Pour l'incubation des œufs, 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 Smith, 1960).

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, 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).

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).

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).

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).

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).

3. Régime alimentaire:

La première nourriture des alevins du black bass est principalement constituée de zooplancton (Schlumberger, 2002). En grandissant, il devient carnivore opportuniste, se nourrissant de petits poissons, insectes, têtards et grenouilles, vers, crustacés et mollusques (Schlumberger, 2002). Certaines observations indiquent qu'il est un plus grand consommateur de petits poissons fourrage que le sandre ou le brochet. D'après des observations américaines, pendant son 1er été, un jeune Black-bass consomme 10 à 15% de son poids par jour (Schlumberger, 2002). Ce redoutable prédateur qui chasse le jour, peut présenter un cannibalisme, surtout au stade juvénile (Benhaddad et Ghezal, 2007). Il faut noter aussi qu'il ne se nourrit plus quand la température de l'eau descend en dessous de 5 à 7°C (Schlumberger, 2002).

4. Croissance :

M. salmoides se 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, et Mary, 2010).

5. 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).

5.1. 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).

A 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 & 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).

5.2. 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).

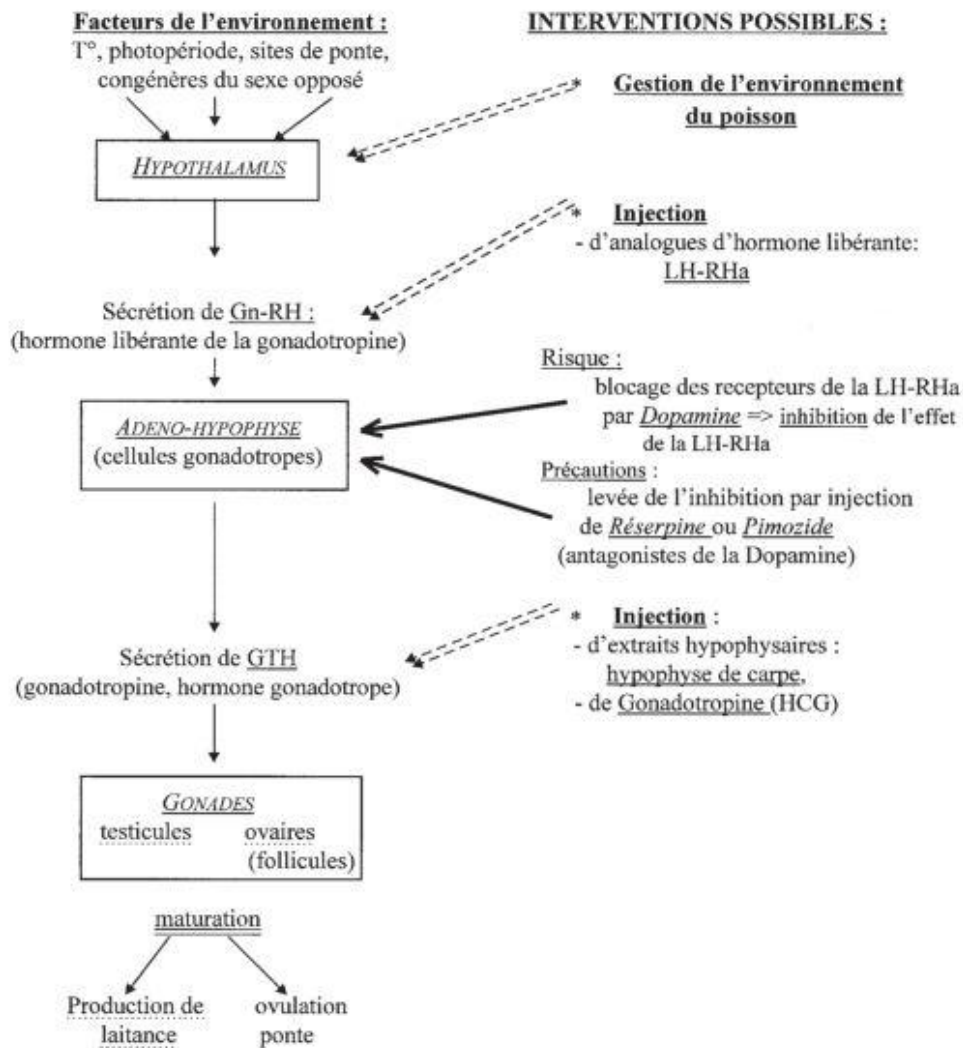


Figure N° 02: Physiologie de la reproduction chez les poissons ; organes et hormones impliquées dans la reproduction (Schlumberger, 2002).

5.2.1. 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).

5.2.2. Reproduction en étang avec transfert des œufs :

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

5.2.3. 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 alevin peuvent atteindre une taille de 38 mm Lt 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).

5.2.4. Reproduction intensive :

La reproduction intensive, appelé aussi reproduction contrôlée, elle était développée pour corriger les inconvénients des autres méthodes. La densité des géniteurs dans les bassins est identique à celle d'autres méthodes ; ou bien les géniteurs sont placés dans des petits

bassins ou 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 mauvaise résultats suite au caractère fractionné de maturation des ovocytes du black bass (Jacquemond ,1996).

CHAPITRE II

Matériels et Méthodes

Dans ce chapitre, nous présentons le lieu expérimental ainsi qu'une description de notre protocole de travail.

1. Présentation du site expérimental :

1.1. Écloserie des poissons des eaux douce de Tabia :

Notre stage s'est effectué à l'écloserie des poissons des eaux douces de Sidi Bel Abbes (figure N° 12). 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. Elle comporte les structures suivantes :

- Un bâtiment équipé pour la reproduction artificielle :
 - Deux bassins de stabulation des géniteurs de 50 m³.
 - Six bassins circulaires de 5 m³.
 - Deux bassins rectangulaires de 2 m³.
 - Deux bassins réservoirs de 2 m³.
 - Six auges de 1 m³ pour élevage larvaire.
 - Six incubateurs de 200 L.
 - Dix-huit bouteilles de zoug.
 - Deux incubateurs d'artémia.
- 10 étangs pour : alevinage, pré-grossissement, grossissement, stock des géniteurs.
- Bâche à eau de 200 m³.
- Une base de vie.

La station est alimentée avec une eau de forage avec un débit de 25 m³/h. Les caractéristiques physiques et chimiques de cette eau analysés au laboratoire du CNRDPA, sont données dans le tableau ci-dessous :

Tableau N° 02 : Quelques paramètres physico-chimique de l'eau de forage.

	ph	Conductivité (µS/cm ²)	O2 dissous (mg/l)	Température (°C)	Nitrates (mg/l)	Nitrite (mg/l)	Orthophosphates (mg/l)
Eau de forage	8.1	1077	6.32	18	3.254	0.0965	0.0638



Figure N° 03 : Ecloserie des poissons des eaux douces de Tabia.

- 1 : Un bâtiment équipé pour la reproduction artificielle.
- 2 : Bâche à eau de 200 m³.
- 3. une base de vie.
- (e1,e2,e3,e4,e5,e6,e7) étangs d'alevinage.
- (e8,e9,) étangs de pré-grossissement et grossissement.
- E10 étang de stockage des géniteurs.

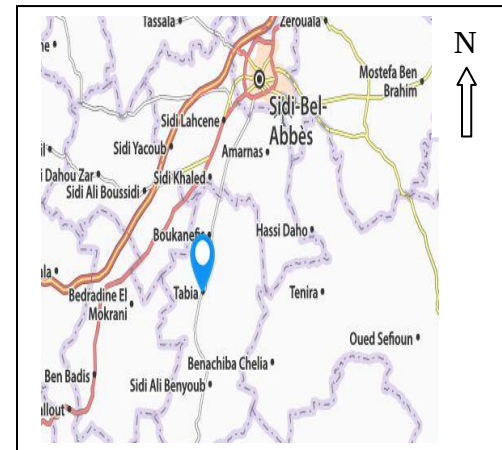


Figure N° 04 : position géographique de la commune Tabia

1.2. Barrage de Bouhanifia:

• Aperçu historique et situation géographique :

Notre pêche des géniteurs du black bass est consacrée à un seul site en l'occurrence le barrage de Bouhanifia, situé dans la wilaya de Mascara (figure N° 05), qui est située au nord ouest de l'Algérie à 361 km d'Alger, à une altitude de 295 m, une longitude de 249 E et une latitude de 223.60 N (Berrachdi et Si-Abderrahmane, 2006).

La construction du barrage de Bouhanifia, qui doit son nom à la ville de Bouhanifia, a commencé en 1926, et sa mise en eau a été effectuée la première fois en 1939. voici ci-dessous quelques caractéristiques morpho-métrique de ce barrage.

Tableau N° 03 : Quelques caractéristiques morpho-métrique du barrage Bouhanifia.

Volume actuelle	superficie	Destination principale	Alimentation en eau potable
38,11 millions m ³	51698 ha	Irrigation	2 ,18 millions m ³



Figure N° 05 : Localisation du barrage Bouhanifia

- **Température de l'eau durant période de pêche :**

Nous avons suivi la température de l'eau du barrage durant la période de pêche, du 29 avril 2018 jusqu'à 12 mai 2018, les mesures et les moyennes de températures prises sont groupés dans le tableau ci-dessous :

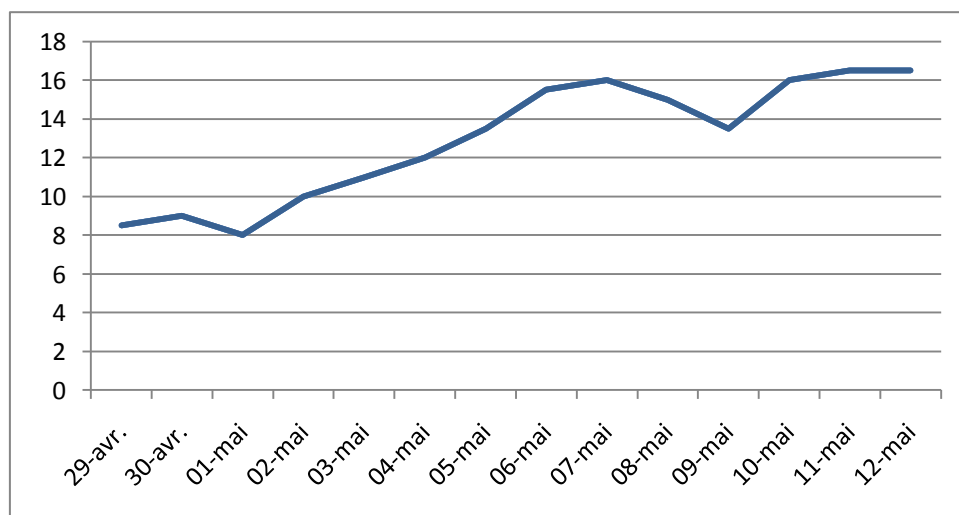


Figure N° 06 : Température de l'eau du barrage Bouhanifia (du 29 avril 2018 jusqu'à 12 mai 2018)

2. Matériel biologique :

Pour les besoins de nos expériences sur la reproduction du black bass, nous avons utilisé deux stocks de géniteurs. Le premier était stocké au niveau de l'écloserie durant une période de 2 ans. Il a été pêché du barrage Bouhanifia durant la période *avril 2016* (ATTOU ,2016). Il est composé de 22 géniteurs ,8 mâles et 14 femelles alimentés avec des poissons fourrage (carpes, gambusies, ablettes). Le deuxième stock provient également du barrage Bouhanifia dans la période allant du *29 avril 2018* jusqu'à *12 mai 2018*. Il comporte 20 géniteurs ,4 mâles et 16 femelles. Pour nos expériences nous avons sélectionnés, les spécimens de géniteurs représentant une bonne conformité pour les des deux stocks.

3. La Pêche des géniteurs:

Plusieurs opérations de pêche des géniteurs ont été effectuées au niveau des barrages de Bouhanifia dans la wilaya de Mascara. La période de pêche s'est étalée du *29 avril jusqu'à le 12 mai 2018*.

La pêche est réalisée avec une embarcation de 3.80 m de longueur équipée d'un moteur de 9.9 chevreaux de puissance. La technique de pêche appliquée est basée sur l'utilisation d'un filet mono filament 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 le bon matin.
- Le démaillage des géniteurs se fait d'une façon très attentive pour éviter de les blesser les géniteurs et de les stresser.



Figure N° 07: Pêche des géniteurs du Black bass au barrage de Bouhanifia.



Figure N° 08 : Opération de démaillage du filet.

3.1 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 (2 heures de route entre le barrage de pêche et l'écloserie).

3.2 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% (Jacquemon, 1996). nous avons opté pour la deuxième méthode. Ce traitement est indispensable pour éliminer toutes contaminations parasitaires, fongiques ou bactériennes.

4. La reproduction contrôlée du black bass:

4.1. 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 de préférence d'acclimater les géniteurs pendant 20 minutes pendant

leur déplacement entre deux eaux différentes même si leurs différence de température est inférieure à 3°, cela permettra d'ajuster d'autre variable 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).

4.2. 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 N° 09 : Deux femelles anesthésiées par eugénol.

4.3. 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 n° 10 : Comparaison entre mâle (en haut) et femelle du Black bass adulte.



Figure N° 11 : Un cathéter.

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.



Figure n° 12 : Pesage d'une femelle de black bass.

4.4. La biométrie et l'état de maturité des ovocytes :

Une observation du développement ovocytaire est réalisée sur quelques femelles de chaque lot de géniteurs. Ce suivi est réalisé pour savoir 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 anesthésiée jusqu'au fond de la cavité centrale de l'ovaire. On inspire délicatement en prélevant des fragments de tissu ovarien. Environ 50 à 250 ovocytes, selon leur diamètre, sont ainsi échantillonnés sur chaque poisson (figure N° 11).



Figure N° 13 : Aspiration des ovocytes d'une femelle du black bass avec un cathéter.

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 n° 04 : 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.

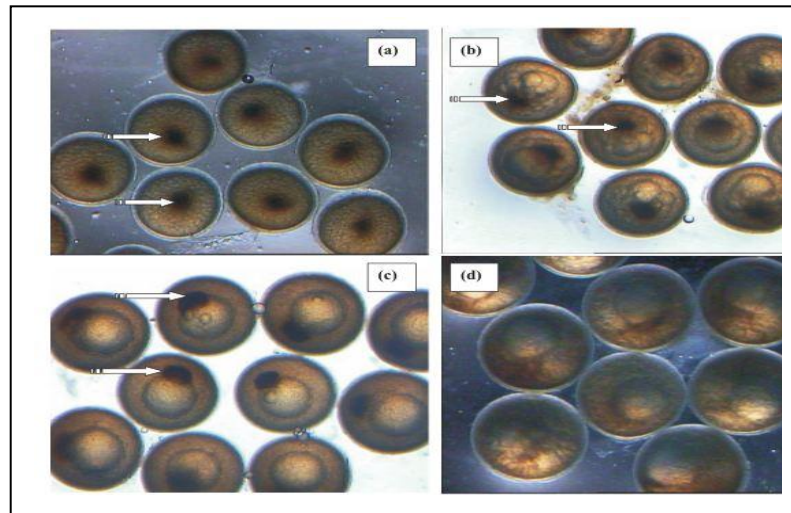


Figure N° 14 : stades de maturité ovocytaire chez le sandre (Z. Zakêœ et K.Demska-Zakêœ ,2009) .**a** stade I :vésicule germinative VG située en position centrale. **b** stade II : migration de la VG à la mi-chemin de la périphérie d’ovocyte, les gouttelettes lipidiques bien visibles, continuent leur 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)

4.5. Traitement hormonal :

- **Préparation de l’injection :** les hormones utilisée 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 (figure N° 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 une autre seringue laissant le tissu résiduel déposé au fond de mortier. Et pour HCG on utilise des boites 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 N° 15: un mortier



Figure N° 16: une seringue de 5 ml

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

Tableau N° 05 : 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.

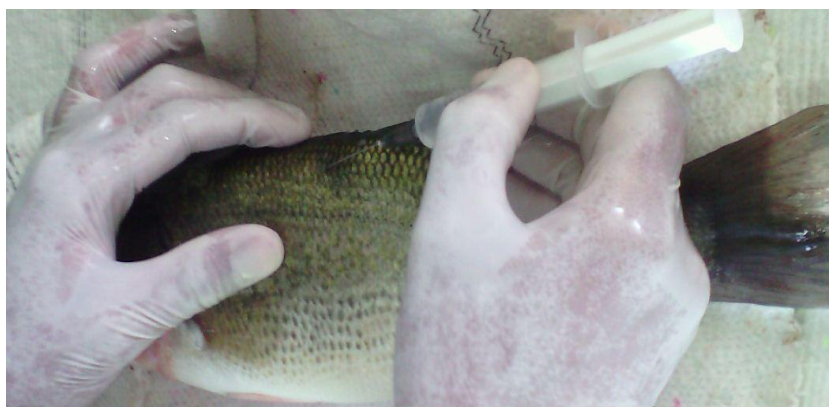


Figure N° 17: Injection hormonal au niveau du muscle dorsale.

- **Calendrier des injections :** Nous avons répéter l'injection hormonale à nos géniteurs trois fois durant la période allant de 24 avril 2018 jusqu'à 5 juin 2018. Ce nombre d'injection répétées est due au manque des résultats positives observées et à l'emploi de nouveaux spécimens de géniteurs.

4.6. 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 (figure N° 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 N° 18 : Désinfection des nids artificiels avec un bain de formol.

4.7. Introduction des géniteurs dans les bassins de ponte :

Les conditions de stabulation et la constitution des bassins de reproducteurs sont présentées dans le tableau N° 07.

- Le sexe-ratio étant équilibré : un mâle pour une femelle sauf pour le bassin B2 (4 mâles et 6 femelle).
- Maintenir une température constante de 18° à 20° à l'aide des thermostats et une aération continue pour les basins (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'année du 24 avril au 15 juin 2018. 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 N° 06: Récapitulatif de distribution des géniteurs du black bass dans les bassins de reproduction.

bassin	superficie	Capacité totale	Niveau de l'eau	Source de lumière	Nombre des géniteurs	Masse individuelle moyenne
B2	31 m ²	50 m ³	50 cm	naturelle	4 M et 6 F	580 g (480g à 680 g)
B3	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Naturelle sous abris	2 M et 2F	490 g (420 g à 520 g)
B4	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Naturelle sous abris	2 M et 2F	680 g (580g à 790 g)
B5	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Naturelle sous abris	2 M et 2F	420 g (370 g à 510 g)
B6	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Artificielle non contrôlée	2 M et 2F	720 g (670 g à 840 g)
B7	1.75 m ²	5 m ³	50 cm	Artificielle non contrôlée	2 M et 2F	630 g (590 g à 690 g)

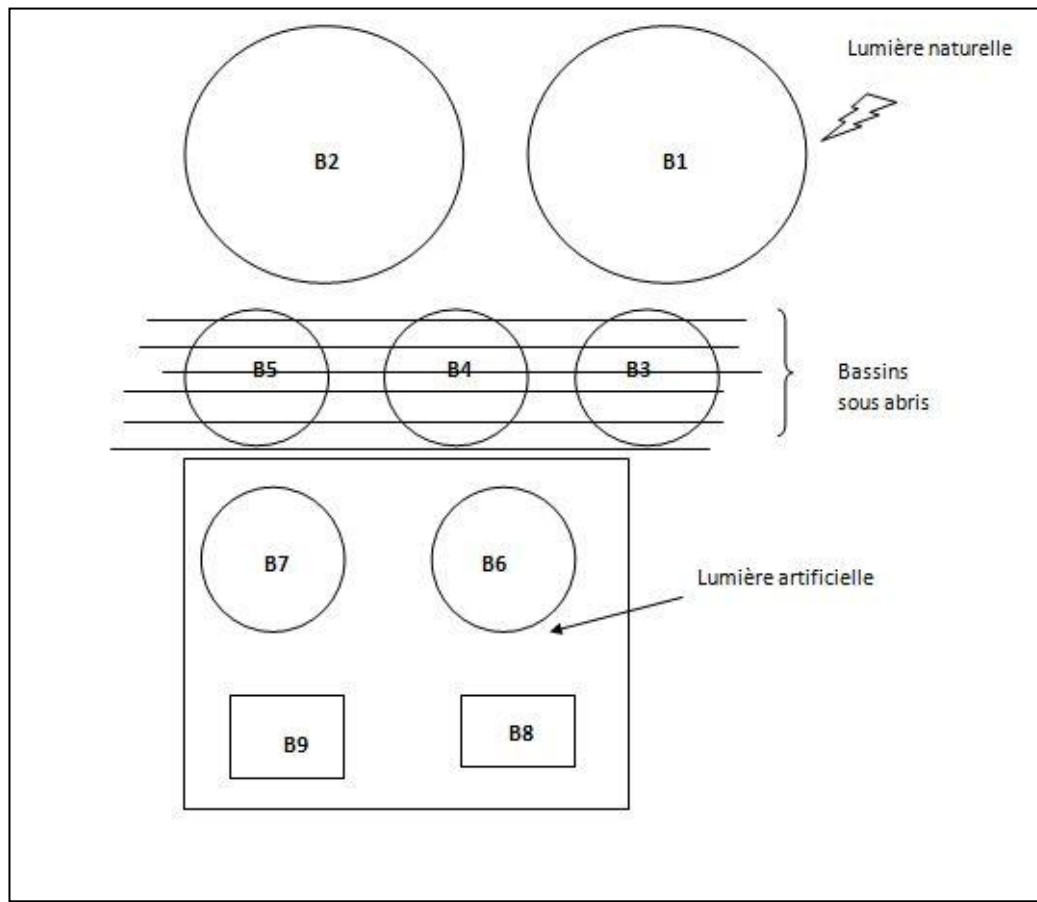


Figure N° 19 : Schéma descriptif de distribution des bassins de l'écloserie de l'intérieur (**B6,B7**) et de l'extérieur(**B2 ,B3,B4,B5**).**B1** bassin reservoir.**B8 , B9** bassins de l'élevage larvaire.

- 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.

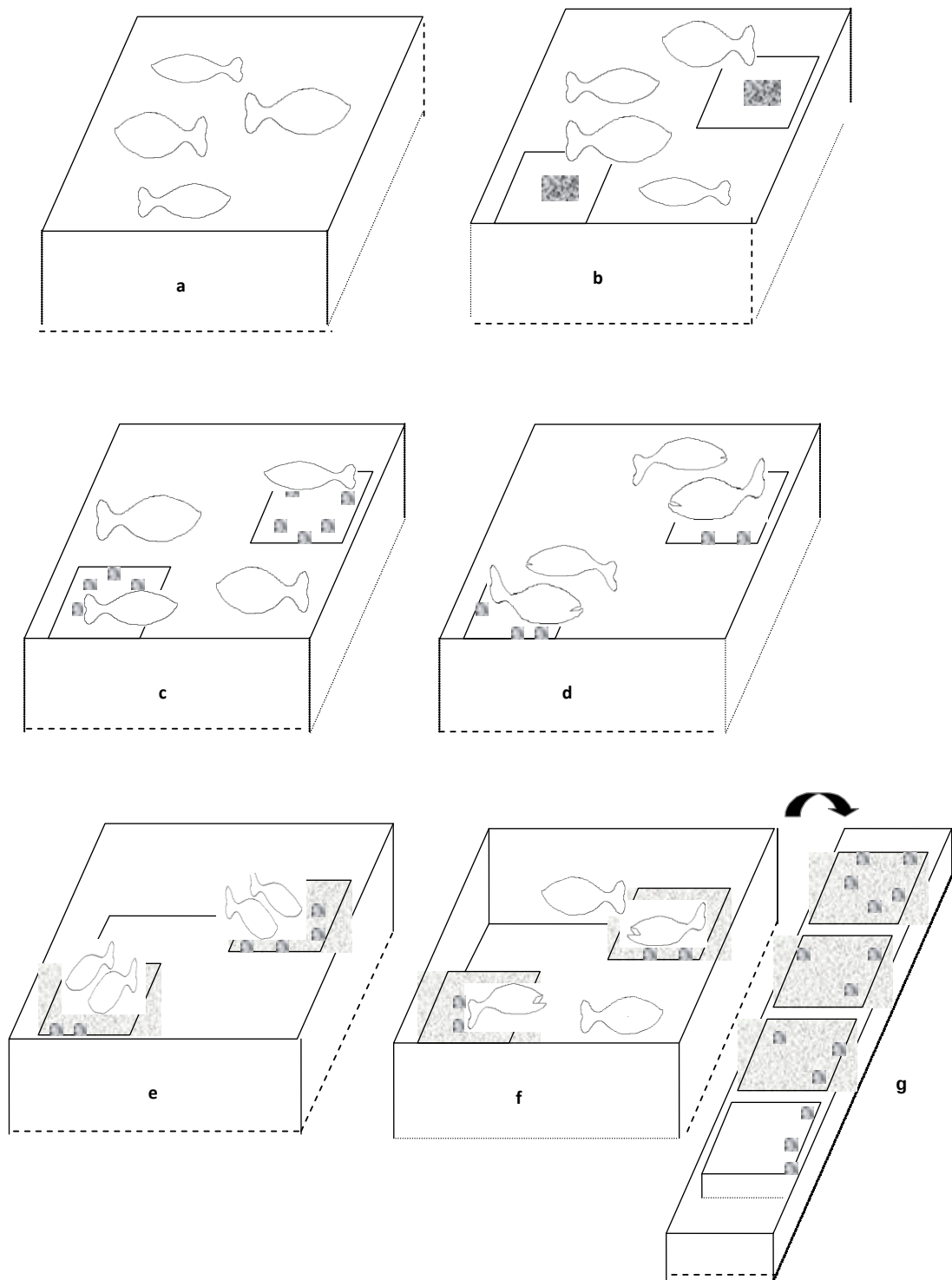


Figure N° 20 : les étapes de la Reproduction contrôlée du black bass.

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 (bassin B8 et B9).

5. Chronologie de l'injection hormonale :

Durant la période allant du 24 avril 2018 jusqu'à 25 mai 2018 nous avons injectés les géniteurs du black bass 3 fois, l'injection est répétée suite à l'absence du résultat positif.

Tableau N° 07 : Chronologie de l'injection hormonale.

La date de l'injection	Bassin à injecter	Hormone utilisé
25 avril 2018	B2 B3 B4	ovaprim
	B5	HCG
06 mai 2018	B2 B3 B4 B5 B6 B7	Hypophyse du carpe
27 mai 2018	B2 B3 B4 B5 B6 B7	Hypophyse du carpe

6. Temps de latence :

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

7. Le taux de fécondation des œufs :

Pour estimer le taux de fécondation des œufs, nous avons pris 3 échantillons des œufs adhérents aux morceaux de gravier de chaque ponte, les œufs sont rincés avec de l'eau délicatement et groupés dans un bol de pétri. Chaque échantillon est formé de 80 à 100 œufs. Et puis le nombre des œufs fécondés est calculé ; œuf fécondé a une couleur jaune transparente tandis que l'œuf non fécondé a une couleur blanche opaque (Jacquemon, 1996). Le taux de fécondation: est égal au nombre de œufs fécondés sur le nombre total des œufs en pourcentage.

8. Le taux d'éclosion des œufs :

Pour estimer le taux d'éclosion des œufs de chaque ponte, nous avons pris 3 échantillons des œufs fécondés et adhérents aux morceaux de gravier et les faire incubés dans des récipients en plastique maintenues en bain marie 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



Figure N° 21 : échantillon des œufs fécondés et adhérent à des morceaux de gravier.

9. Elevage larvaire :

- 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 l'ordre de 100 %.
- L'élevage larvaire est effectué dans 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 nauplii d'*Artemia salina*. Ceux-ci sont produits par l'incubation de 5 g de cystes en volumes cylindro coniques de 5 L, contenant une eau salée à 2% et maintenue à une température de 27°C (Figure N° 21). Après une incubation de 18 à 24 heures, les nauplii sont siphonnés puis tamisés sur un tamis de maille 100 μm , puis rincés 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.

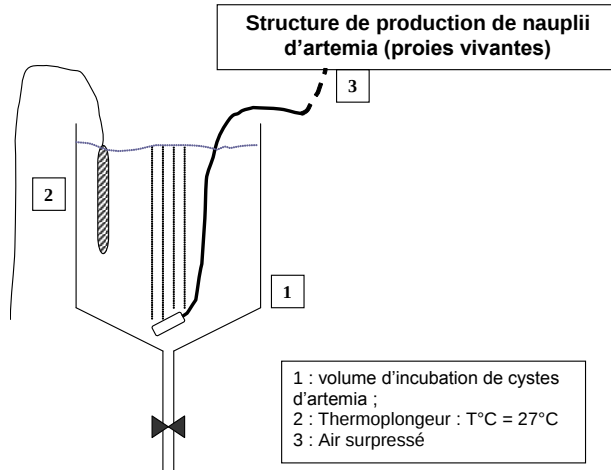


Figure N° 22 : Schéma de la structure de production d'artémia



Figure N° 23 : Incubation des œufs d'artémia

10. Suivi du développement larvaire :

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

CHAPITRE III

Résultats et discussions

1. Pêche des géniteurs :

- L'opération de pêche des géniteurs du black bass au barrage de Bouhnifia (wilaya de Mascara) durant la période de 29 avril 2018 jusqu'au 12 mai a donné les résultat suivants 22 géniteurs, dont 18 femelles et 04 mâles.

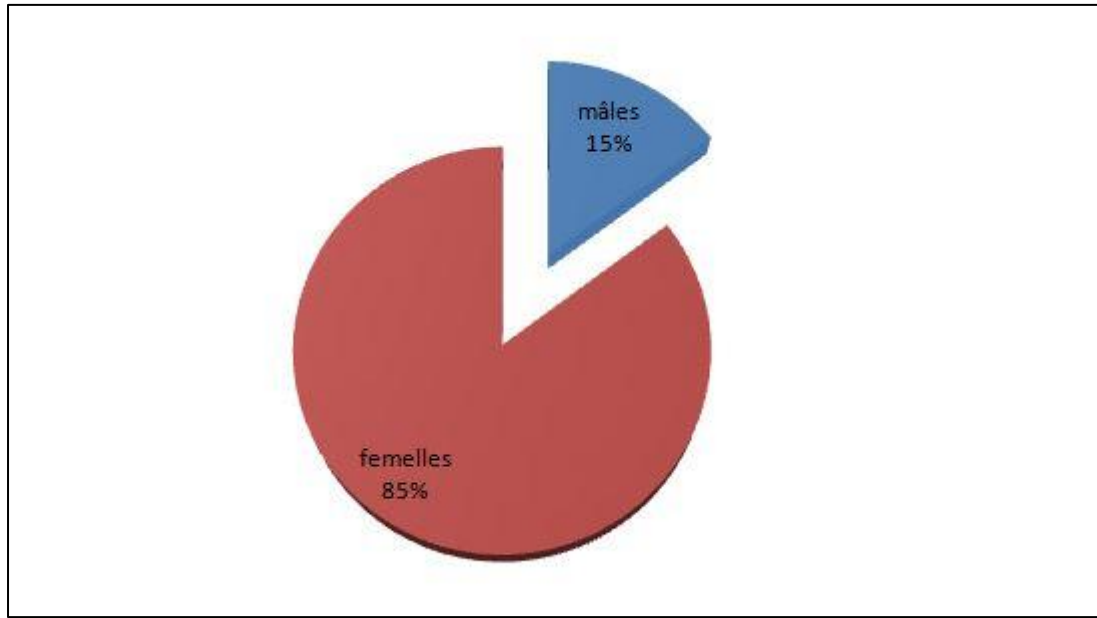


Figure N° 24 : pourcentage des géniteurs du black bass pêchés selon leur sexe.

L'ensemble des géniteurs pêchés dans le barrage de Bouhnifia 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), et selon la figure N° 04 ; qui mentionne la température de l'eau du barrage Bouhnifia (du 29 avril 2018 jusqu'à 12 mai 2018), cette température a atteint ce niveau dans la période du 4 mai jusqu'à 12 mai, c'est à dire plus que la moitié de la période de pêche. Dans cette période les mâles s'occupent de la préparation des nids et la garde de frai ce qu'il limite sa prise par pêche. Par contre les femelles circulent librement ce qui augmente leur chance de capture.

- L'observation du plan d'eau durant les sorties de pêche dans des endroits différentes du barrage, n'a révélé aucune apparition des alevins du black bass, qui

confirme que la reproduction du black bass dans ce barrage n'a pas débuté et qu'elle vient est juste de démarrer.

- selon les déclarations des professionnels qui ont participé à la pêche du Black bass cette année et durant les années précédentes, le stock des poissons (carpes, ablettes, barbeau) et du 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 peches expérimentales sur le stock du poisson du barrage de Bouhanifia.

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

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 (figure N° 21). Cette variation de diamètres des ovocytes au sein du même ovaire confirme l'existence de différents stades ovocytaires, nous avons constaté l'existence de ces stades après l'observation des ovocytes en utilisant un liquide éclaircissant (solution SERRA) (figure N° 22). Cela explique le caractère asynchrone du ponte du black bass confirmé par certains auteurs (Jacquemond ,1996).

2.2. La maturité des ovocytes :

- Dans nos échantillons nous avons remarqué 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^e stade n'a pas pu être observé ce qui bloque le développement larvaire du probablement d'un facteur environnement autre que la température et les
- 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 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 notre expérience n'était pas la même pour nos géniteurs ,selon le schéma descriptif de distribution des bassins de l'écloserie (figure N° 17),cette intensité est

faible dans les bassins qui se trouvent à l'intérieur de l'écloserie (bassin B6,B7) à cause de l'inexistence d'un système d'éclairage performant et mesurable. Et elle est moins bonne dans les bassins qui se trouvent sous abris (bassins B3, B4, B5).Par contre cette intensité lumineuse est respectée dans le bassin B2 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).Et le black bass présente une faible résistance face à une baisse de la teneur en oxygène dissous (Stuber et al., 1982 ; Brown et al., 2009).

Dans notre 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 8 bassins (B3, B4, B5, B6, B7 , B8 , B9),qui semblent insuffisant ,nous avons pas d'équipement adéquat pour mesurer la teneur de l'eau en oxygène dissous pour confirmer nos suggestions.

- Nous n'avons pas observé le stade VI (stade final de la maturation) dans aucun échantillon, ce stade est observable peu de temps avant la ponte (Jacquemond, 1996).Nous avons pas pris des échantillons ovocytaires des géniteurs du bassin B2 où il y'avait plusieurs pontes, à cause de la grande superficie du bassin B2 (superficie de 31 m²) , et le nombre élevé de géniteurs, 10 géniteurs 4 mâles et 6 femelles (Tableau N° 07).Il était 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.

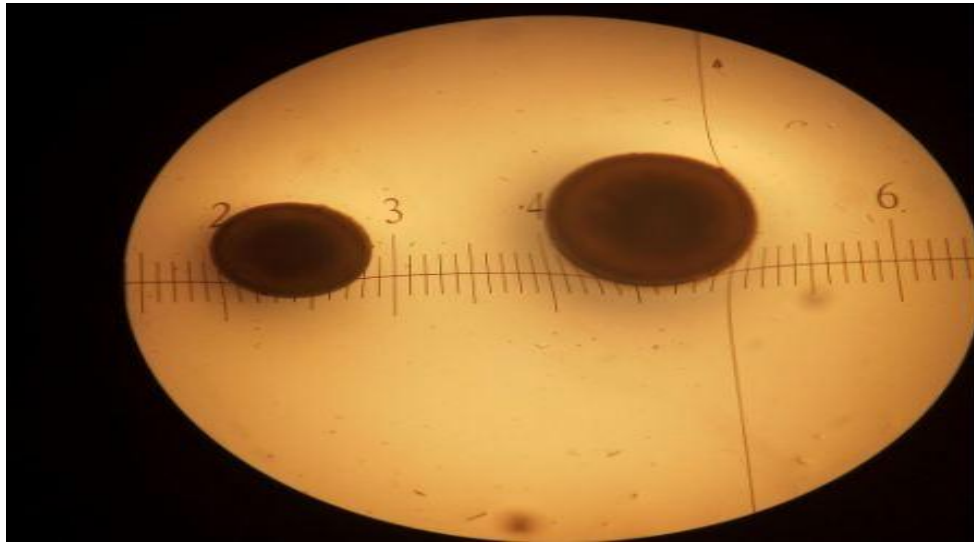


Figure N° 25 : Mesure du diamètre des ovocytes grandissement x4.

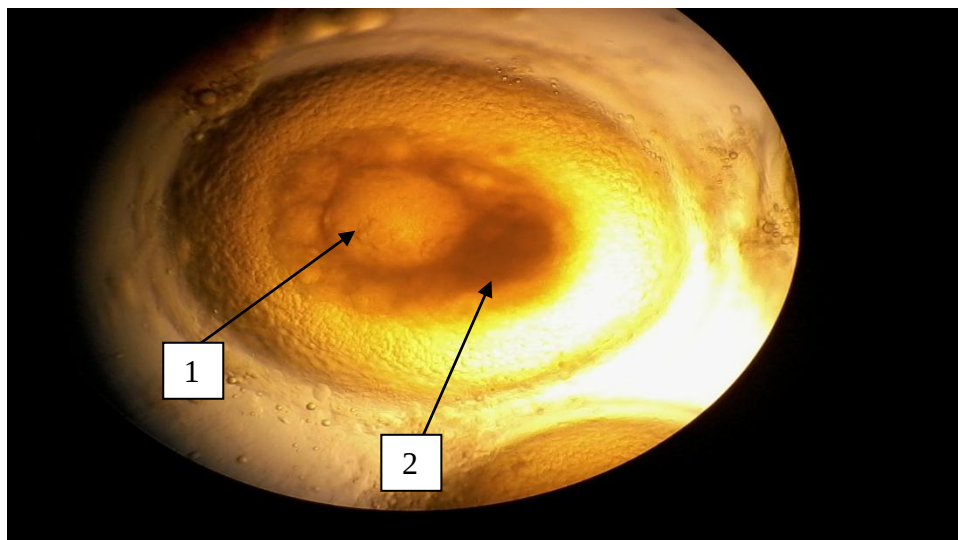


Figure N° 26: Ovocyte en stade II grandissement x10.

1 : globule lipidique 2 : vésicule germinative.

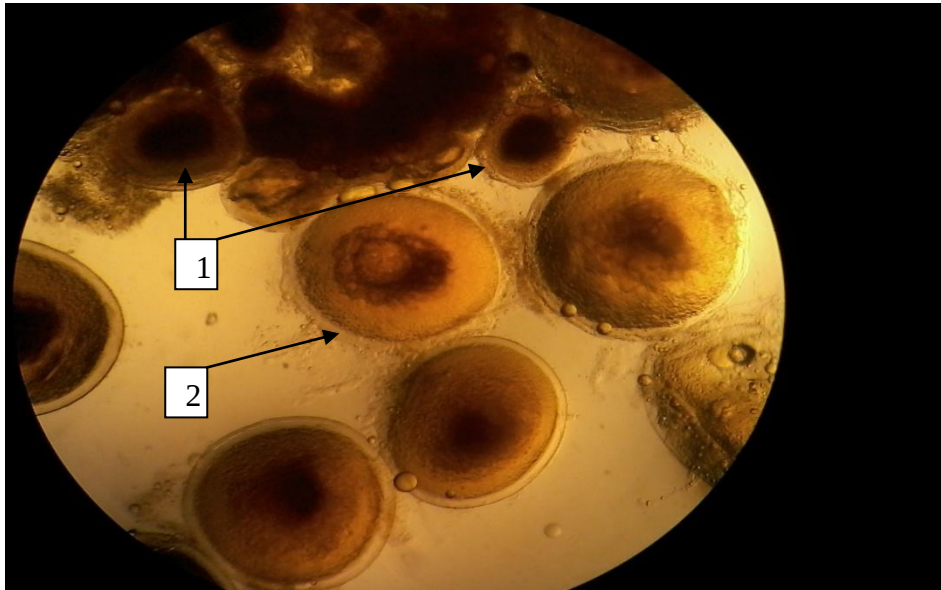


Figure N° 27: 1- Ovocyte en stade I ,2- Ovocyte en stade II grandissement x4.

3. Résultats de la reproduction des géniteurs :

3.1.Nombre des pontes :

- Nous avons obtenu 5 pontes, la majorité des pontes était dans le bassin B2 avec 4 pontes, et un autre ponte s'est produit dans bassin B5, les résultats de ponte sont regroupés dans le tableau N° 09 ci-dessous.
- Nous avons remarqué au cours de nos expérience 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 (Jacquemon, 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 B2 par rapport 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 (Jacquemon, 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'éclairement dans nos installations ne prévoit pas un éclairage suffisant, et pas de progression dans les phases d'éclairement 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 (B3, B4, B5, B6, B7) est **1 :1**, mâles par femelles, par contre dans le bassin B2 nous avons utilisé 4 mâles pour 6 femelles (voir tableau N° 07). Cela montre que dans le bassin B2 où le sexe ratio est de **4 :6**, mâles par femelles ; un mâle des quatre a la chance de sélectionner sa femelle parmi six femelles. La sélection naturelle du mâle est confirmée par les travaux de Carlson et Hall, où en appliquant un sexe ratio 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).

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. Nous avons obtenu un temps de latence variable, qui varie de 36 heures à 130 heures (voir tableau N° 09). le temps de latence réduit du ponte ($P_1=36$ h) et ($P_2=30$ h) et de ($P_3=40$ h) par rapport aux autres pontes ($P_4=123$ h et $P_5=130$ h) peut être expliqué par le rôle des hormones HCG et hypophyse du carpe dans l'induction de la maturation des gonades (l'ovulation et la production de laitance), l'HCG a donné un résultat positif dès la première injection, l'efficacité de l'HCG dans l'induction de la reproduction du black bass est prouvée par (Mayes, 1993), il confirme que l'HCG agit directement sur les gonades, et que l'HCG contient aussi des composés qui peuvent surmonter les effets du stress pour les poissons en captivité (Mayes, 1993).

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.

Tableau N° 08 : Résultat de la reproduction contrôlée du Black bass.

La date de l'injection	Bassin à injecter	Hormone utilisé	résultat	Date et heure de la ponte	Temps de latence
25 avril 2018	B2 B3 B4	ovaprim	Pas de ponte		
	B5	HCG	1 ponte	26 avril 2018 à 20 :00 h	P1 :36 h
06 mai 2018	B2 B3 B4 B5 B6 B7 B9	Hypophyse du carpe	Pas de ponte		
27 mai 2018	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

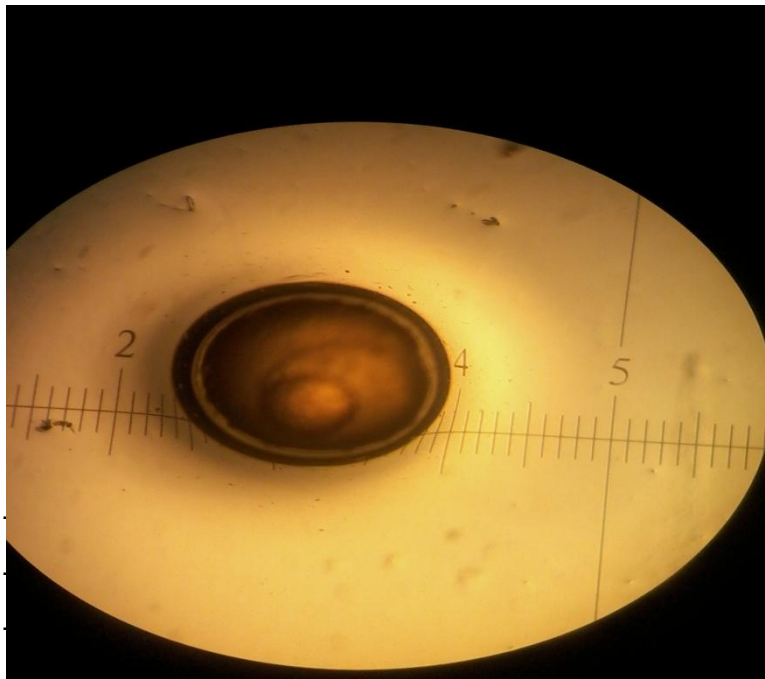
3.3.Qualité des pontes :

- Le taux de fécondation :

Le taux de fécondation des cinq pontes obtenus est représenté dans le tableau ci-dessous, les œufs fécondés du black bass s'adhèrent au substrat, leurs coloration se situait entre le jaune et l'orange, avec 1,5 mm de diamètre (figure N° 24)

Tableau N° 09 : 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	<i>26 avril 2018</i>	1000	50 %
Ponte 2	<i>28 mai 2018</i>	5000	85 %
Ponte 3	<i>29 mai 2018</i>	3000	90 %
Ponte 4	<i>02 juin 2018</i>	4000	70 %
Ponte 5	<i>02 juin 2018</i>	7000	80 %

**Figure N° 28:** œuf fécondée du black bass grandissement x10.

Le taux de fécondation est supérieur à 50 % dans les 5 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 expliquée 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 B5 pour la ponte P1, et du bassin B2 pour les autres pontes (P2, P3, P4, P5), puis ils sont transférés délicatement dans le bassin B9 pour l'incubation. L'incubation a duré 3 jours à une température moyenne de 22 C°. Les résultats de taux d'éclosion sont regroupés dans le graphe ci-dessous (Figure N° 25).

Le taux d'éclosion de P1 est de 70 % est plus supérieur que les autre ponte, qui varie de 20 % à 40%.

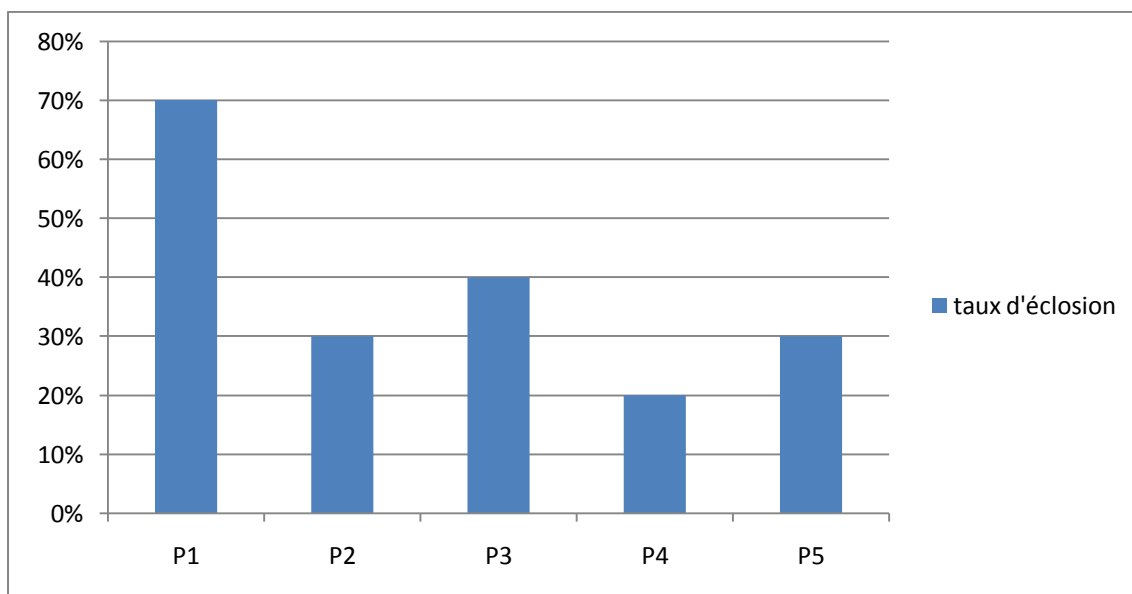


Figure N° 29: le taux d'éclosion des cinq pontes.

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 %.

3.4 Elevage larvaire :

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



Figure N° 30 : larve du black bass de 2 jours (48 heures après l'éclosion) Lt= 4.5 mm



Figure N° 31 : larve du black bass de 11 jours) Lt= 9.5 mm

- 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 (800 alevins) à suivre leurs développement dans un étang fertilisé pour préparer des nouveaux géniteurs domestiqués dans les années à venir.

CONCLUSION GENERALE

Conclusion générale

La production d'alevins de poissons d'eau douce, de qualité et en quantité suffisante est un objectif noble pour la station d'Aquaculture de Tabia wilaya de Sidi Bel-Abbes, relevant du CNRDPA de Bou-Ismaïl, à ce titre le présent travail s'intéresse à une espèce d'intérêt aquacole le Black bass *Micropterus salmoides*, peu connu et introduite en Algérie dont le stock de géniteurs importés par le temps et localisés dans certains plans d'eaux commence à régresser selon nos propres observations, les déclarations des riverains et pêcheurs des localités visitées.

L'étude vise à élucider les paramètres et conditions, voir température de l'eau, oxygène dissous, photopériode, conformité des géniteurs et doses optimales d'hormones à injecter pour une reproduction contrôlée efficace de *Micropterus salmoides*.

Une régression du stock des géniteurs du black bass au barrage Bouhnifia, est relevée, la période de pêche des géniteurs doit être entamée, avant la période de fraie naturelle de cette espèce, afin que les mâles soient capturés comme les femelles, 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.

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.

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. Et 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.

Le manque des moyens au niveau de la station d'Aquaculture, et le nombre limité de spécimens de géniteurs ont freiné notre 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 présence de matériel biologique et technique adéquats pour mesurer et tester d'une manière optimum tous les facteurs qui peuvent donner

une reproduction contrôlée suffisamment maîtrisée pouvant faire l'objet de vulgarisation auprès de nos aquaculteurs des wilayas environnantes.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Référence bibliographique :

- **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 *Micropterus salmoides* (Pisces, Percidae), Essai de reproduction du sandre *Lucioperca lucioperca* (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 (*micropterus salmoides*)
- **Brusle J., et Quignard J.P., 2001.** Biologie des poissons d'eau douce européens. Editions Tec & Doc, Paris. 625 p.
- **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 *Micropterus salmoides* (Lacépède) under Laboratory Conditions. Transactions of the American Fisheries Society, 101: 539-542.
- **Clugston J.P., 1964.** Growth of the florida largemouth bass *micropterus salmoides floridanus* (lesueur), and northern largemouth bass, *m. Salmonides* (lacepede), in subtropical florida. Trans. Am. Fish. Soc.93:146-154.
- **Curtis R., et wehrly K., 2006.**''*Micropterus salmoides*'' (on-line), animal diversity web.http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/micropterus_salmoides.html.
- **Devambez, L.C., 1960.** D'amérique en Nouvelle Calédonie, le Black bass. Bulletin du Pacifique Sud 10(4), 7, 26.
- **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.** *Micropterus salmoides*. USGS Nonindigenous Aquatic Species Database, Gainesville, FL.<http://nas.er.usgs.gov/queries/FactSheet.asp?speciesID=401>
- **Glenewinkel Hugh , 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 *micropterus salmoides* (lacépède) 1802. Fisheries synopsis, 115: 1-85.
- <http://www.ribehrvatske.com/images/Micropterus%20salmoides/untitled.htm>)
- **Jacquemond ,1996.**Journée techniques :Black bass, 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, *micropterus salmoides* (lacepede), and some related ecological factors. Trans. Am. Fish. Soc. 89:222-233.
- **Mark W., Shoup E.D et Dettmers 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 *Micropterus salmoides* (lacépède) nel lago trasimeno e nell'invaso di montedoglio growth of *micropterus salmoides* (lacépède) in the trasimeno lake and in the montedoglio reservoir].177-188.
- **Meddour A., 2017.** first experimental induced breeding of the largemouth bass *micropterus salmoides* lacépède,1802 . Aquaculture & Pathology Research Laboratory, 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 *Hypophthalmichthys molitrix*. 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 *Perca fluviatilis*: 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 (*micropterus dolomieu*) 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 suitability index models: largemouth bass. U.s. dept int. 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.
- **Woynarowiche., Horvath L , 1981 .** La reproduction artificielle des poissons en eau chaude:manuel de vulgarisation.FAO Doc. Tech. Pêches, 201, 191 p.
- **Zdzisaw Zakêoe, Krystyna Demska-Zakêoe,2009.** Controlled reproduction of pikeperch *Sander lucioperca* (L.):a review. Arch. Pol. Fish. (2009) 17: 153-170