



Université Saad Dahleb –Blida1
Faculté des sciences de la nature et de la vie
Département de biologie des populations et organismes
Option : biologie et physiologie de la reproduction

Projet de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme de Master II

**LA REPRODUCTION ARTIFICIELLE CHEZ LA
CARPE ROYALE ET LE POISSON CHAT
AFRICAIN**

Présenté par :

Benzitouni Abdennour

Bacha Abderraouf

Devant le jury :

Président: LARBI DOUKARA K.

MCB/UB1

Examineur: KHELEF D.

Prof/ENSV Alger

Promoteur: KAIDI R.

Prof/ISV-UB1

Co-promoteur: ROUABAH A.

MCB/ISV-UB1

Année universitaire 2019/2020

Remerciements

Nous tenons à remercier

*Notre cher promoteur **Professeur Kaïdi Rachid** et notre co-promoteur **Mr Rouabah** pour leurs aide, soutien, conseils et directives*

*Nous remercions **Dr Larbi Doukara** pour ses immenses sacrifices et ses efforts envers les intérêts des étudiants et pour son acceptation de présider le jury*

*Nous remercions aussi **Professeur KHELEF Djamel** pour avoir examiné notre mémoire et de faire partie du jury*

*Sans oublier **Mr. Sadek**, le propriétaire de la ferme et tout le personnel, et nous mentionnons surtout **Yousef** et **Al-Bashir** étudiants à l'université de Khemis -Miliana.*

A l'ensemble des enseignants du département de biologie et population des organismes

Dédicaces

Je dédie ce mémoire aux plus chers personnes du monde, à mes parents, à qui je dois mon éducation et ma réussite, grâce à leur amour, leur tendresse et leur encouragement, qu'allah les garde pour moi en bon santé

A mes frères et sœurs

A mes chers amis, Abdennour , Zakaria, Anis, Mokrane, kheyreddine et tous mes amis d'étude

Abderraouf

Dédicaces

*Je dédie ce mémoire à mes chers parents pour leurs sacrifices,
leur amour, leur tendresse, leur soutien et leur prière tout au
long de mes études*

*A toute ma famille pour leur soutien tout au long de mon
parcours universitaire*

A mes amis d'enfance et d'étude

*A mes chers frères et amis ; Abderraouf, Zakaria, Salah et
Abderrahmane*

Abdenmour

Résumé

L'objectif de ce travail était la mise en place d'un protocole expérimental concernant la reproduction artificielle chez deux espèces : le poisson chat '*Clarias gariepinus*' et la carpe royale '*Cyprinus carpio*' avec l'induction de la ponte en utilisant la GnRH. A cet effet, nous avons conduit cette étude au niveau d'une ferme aquacole à Khemis Meliana (Ain Defla). Dans notre travail, on a utilisé six géniteurs de carpe royale dont 4 femelles et 2 mâles, et cinq géniteurs de poisson chat africain, 3 femelles et 2 mâles. Les géniteurs de carpe ont été amenés du barrage de Harraza à Ain Defla alors que celui de *C.gariepinus* ont été élevés dans la ferme Laribi. L'injection hormonale a été effectuée dans le muscle dorsal sous la nageoire. Les doses de GnRH ont été déterminées en fonction du poids de chaque géniteur. La fécondation a été faite artificiellement selon la méthode sèche. Après incubation des œufs, une loupe binoculaire a été utilisée pour vérifier l'état des œufs et le développement des embryons en fonction du temps. Les résultats obtenus montrent que la reproduction artificielle de ces espèces est possible, ainsi que la survie et la croissance des larves. En effet, après injection de GnRH, les femelles de carpe réussissaient à pondre et le protocole a été rompu en milieu à cause du mauvais contrôle de temps de latence. Pour le *C.gariepinus*, on a noté la réussite de l'ovulation, fécondation et éclosion des larves ainsi que le suivi larvaire. Pour cette espèce, on a enregistré un temps de latence de 18 heures avec l'obtention d'environ 35700 larves de clarias. Le taux d'éclosion était de 48%. A la fin de cette expérimentation, nous pouvons conclure qu'il est possible d'améliorer la reproduction en utilisant convenablement les techniques de stimulation hormonale et en améliorant l'alimentation et les facteurs abiotiques qui sont dominants dans l'élevage piscicole.

Les mots clés : poisson chat ; GnRH ; carpe royale ; reproduction artificielle.

Abstract

The objective of this work was to set up an experimental protocol concerning artificial reproduction in two species of fish: catfish '*Clarias gariepinus*' and king carp '*Cyprinus carpio*' with the induction of spawning using the GnRH. To this end, we conducted this study at an aquaculture farm in Khemis Meliana (Ain Defla). In our work, we used six royal carp broodstock including 4 females and 2 males, and five African catfish broodstock, 3 females and 2 males. The carp broodstock were brought from Harraza dam to Ain Defla while that of *C.gariepinus* was reared in the Laribi farm. The hormonal injection was made into the back muscle below the fin. The doses of GnRH were determined according to the weight of each parent. The fertilization was done artificially using the dry method. After incubating the eggs, a binocular magnifying glass was used to check the condition of the eggs and the development of the embryos over time. The results obtained show that the artificial reproduction of these species is possible, as well as the survival and growth of the larvae. Indeed, after injection of GnRH, the female carp succeeded in laying eggs and the protocol was broken in the middle because of the poor control of latency time. For *C.gariepinus*, successful ovulation, fertilization and larval hatching, as well as larval monitoring, were noted. For this species, a latency period of 18 hours has been recorded, obtaining approximately 35,700 larvae of clarias. The outbreak rate was 48%. At the end of this experiment, we can conclude that it is possible to improve reproduction by properly using hormonal stimulation techniques and by improving the diet and abiotic factors that are dominant in fish farming.

Keywords: catfish; GnRH; royal carp; artificial reproduction.

ملخص

كان الهدف من هذا العمل هو إنشاء بروتوكول تجريبي يتعلق بالتكاثر الاصطناعي في نوعين من الأسماك: سمك السلور 'Clarias gariepinus' و 'king carp' 'Cyprinus carpio' مع تحريض التبويض باستخدام GnRH. ولهذه الغاية ، أجرينا هذه الدراسة في مزرعة للأحياء المائية في خميس مليانة (عين الدفلة). في عملنا ، استخدمنا ستة أمهات من الكارب الملكي بما في ذلك 4 إناث وذكورين ، وخمسة أمهات قرموط أفريقي ، و 3 إناث وذكورين. تم إحضار أمهات الكارب من سد حرازة إلى عين الدفلة بينما تمت تربية أمهات الكارب في مزرعة العريبي. تم إجراء الحقن الهرموني في عضلة الظهر أسفل الزعنفة. تم تحديد جرعات GnRH وفقاً لوزن كل والد. تم الإخصاب بشكل مصطنع بالطريقة الجافة. بعد تفريخ البيض ، تم استخدام عدسة مكبرة ثنائية العين للتحقق من حالة البيض وتطور الأجنة بمرور الوقت. أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن التكاثر الاصطناعي لهذه الأنواع ممكن ، وكذلك بقاء ونمو اليرقات. في الواقع ، بعد حقن GnRH ، نجحت أنثى الكارب في وضع البيض وتم كسر البروتوكول في المنتصف بسبب ضعف التحكم في زمن الكمون. بالنسبة لـ C.gariepinus ، لوحظ نجاح التبويض والتخصيب وفسس اليرقات ، وكذلك مراقبة اليرقات. بالنسبة لهذا النوع ، تم تسجيل فترة كمون قدرها 18 ساعة ، وتم الحصول على ما يقرب من 35700 يرقة من كلاريا. كان معدل انتشار المرض 48٪. في نهاية هذه التجربة ، يمكننا أن نستنتج أنه من الممكن تحسين التكاثر عن طريق استخدام تقنيات التحفيز الهرموني بشكل صحيح وعن طريق تحسين النظام الغذائي والعوامل اللاأحيائية السائدة في تربية الأسماك.

الكلمات الرئيسية : الكارب الملكي ،التكاثر الاصطناعي ، GnRH ، سمك السلور

Liste des tableaux :

Tableau 1:Les doses injectées aux femelles de carpe royale	27
Tableau 2:Les doses injectées aux mâles de carpe royale	27
Tableau 3: Les doses injectées aux femelles de Clarias.....	31
Tableau 4: Les doses injectées aux mâles de Clarias.....	31
Tableau 5:Résultat des prélèvements d'ovules et le temps de latence.....	37
Tableau 6: Nombre d'œufs pour chaque femelle	38

Liste des figures :

Figure 1: la carpe royale (site internet)	8	
Figure 2: <i>clarias gariepinus</i> (L'Evêque et al, 1999)	13	
Figure 3: exemple d'un bassin de 260m (photo personnelle).....	23	
Figure 4:Vue aérienne da la ferme (Sameur Djilali 2019)	24	
Figure 5:Eugenia caryophyllata (photo personnelle)	25	
Figure 6 : Pesée des sujets un par un (Photo personnelle)	25	
Figure 7:Préparation de l'injection (Photo personnelle).....	26	
Figure 8: Injection intra musculaire sous la nageoire dorsale des sujets par la GnRH (Photo personnelle).....	27	
Figure 9: Les œufs trouvés dans le bassin (Photo personnelle)	28	
Figure 10: Les géniteurs femelles sélectionnés (Photo personnelle)	29	
Figure 11: Préparation de l'injection (Photo personnelle)	30	
Figure 12: Injection des géniteurs (Photo personnelle)	30	
Figure 13: Incision des mâles	Figure 14: Les testicules prélevés	32
Figure 15: Les œufs récoltés	Figure 16: Stripping	33
Figure 17: Obtention du sperme	Figure 18: Versement du sperme sur les œufs	34
Figure 19: Mélange les œufs par le lait entier.....		34
Figure 20: Incubation des œufs		35
Figure 21: Aliment artificiel broyé		36
Figure 22: Filtration des zooplanctons		36
Figure 23: Alevins de <i>Clarias gariepinus</i>		39
Figure 24: <i>Clarias gariepinus</i> de 25 jours.....		39

Sommaire

Introduction :.....	3
<i>Remerciements</i>	2
<i>Dédicaces</i>	3
<i>Dédicaces</i>	4
Résumé	5
Abstract	6
ملخص.....	7
Liste des tableaux :	8
Liste des figures :	9
Introduction.....	3
Partie bibliographique	5
Chapitre I : Généralités sur les espèces étudiées	6
1. La carpe royale	7
1.1. Taxonomie	7
1.2. Description	7
1.3. Mode de vie, biologie et écologie	8
1.4. Physiologie de reproduction.....	9
1.5. Régime alimentaire	9
1.6. Distribution géographique	10
1.7. Intérêt économique.....	10
2. Le poisson chat : <i>Clarias gariepinus</i>	11
2.1. Taxonomie	11
2.2. Caractéristiques morphologiques	12
2.3. Exigences écologique.....	13
2.4. Régime alimentaire	14
2.5. Reproduction naturelle de <i>Clarias gariepinus</i>	14
2.6. Distribution géographique	14
2.7. Aspects généraux de l'aquaculture de <i>Clarias gariepinus</i>	15
Chapitre II : La reproduction chez les téléostéens	16
1. L'hypothalamus	17
2. L'hypophyse.....	17
3. La glande pinéale (épiphyse)	18
4. Traitement hormonaux chez les poissons.....	18

4.1. La glande pituitaire	18
4.2. L'hCG (human Chorionic Gonadotropine)	18
4.3. GnRH (Gonado-Releasing Hormone).....	19
5. Mode d'injection des hormones	19
6. Les étapes de la reproduction artificielle	19
6.1. Sélection des géniteurs	19
6.2. Induction de la reproduction chez les poissons	20
6.3. Insémination artificielle (fécondation artificielle)	20
6.4. Incubation.....	21
6.5. Ecllosion.....	21
Partie expérimentale1. Matériel et méthodes.....	22
1. Matériel et méthodes.....	23
1.1 Lieu & période d'étude.....	23
1.2. Matériel biologique	24
1.3. Protocole expérimental	24
1.3.1. La carpe royale	24
1.3.2. Le poisson chat (Clarias gariepinus)	28
2. Résultats et discussion	37
2.1.Carpe royale	37
2.2.Le poisson chat africain :	37
2.2.1.Fécondation.....	37
2.2.2.Incubation.....	38
2.2.3. Ecllosion.....	38
2.2.4. Survie des Alevins	39
Discussion :	40
Conclusion	41
Recommandations :.....	41
Bibliographie	42

Introduction

L'aquaculture est une activité vaste et variée, et prend de plus en plus d'importance dans le secteur du développement alimentaire. Elle est considérée comme un grand secteur dans la production d'aliment à forte teneur en protéines animales. Elle est devenue un important secteur pour combler le déficit en produit de la pêche dans tous les continents. Elle est composée de l'élevage de poissons de mer, d'eau douce, de crustacés, de mollusques, et d'algues. Au cours de la dernière décennie, elle a connu un essor considérable et important dans le monde, elle est considérée de plus en plus comme partie intégrante des moyens utilisés pour assurer la sécurité alimentaire et le développement économique mondial (FAO, 2015).

Il existe plusieurs méthodes de reproduction des poissons d'élevage. Leur choix est en fonction de la biologie de la reproduction des espèces considérées, des conditions ambiantes locales et des installations disponibles. Ces méthodes peuvent être classées en trois catégories : reproduction naturelle, semi-naturelle et artificielle (FAO, 2004).

Le poisson-chat africain '*Clarias gariepinus*' est une espèce d'aquaculture à eau chaude majeure en Afrique et Asie (Khan et Abidi, 2011). C'est une excellente espèce de culture intensive en raison de sa tolérance à une mauvaise qualité d'eau à sa capacité à maintenir une forte croissance à haute densité, à sa résistance aux maladies et la capacité d'accepter des aliments bon marché (Nyina-wamwiza et al, 2007). Quant à la carpe royale '*Cyprinus carpio*', poisson commercial très précieux avec un taux de croissance acceptable à la taille du marché sous culture intensive. De même, c'est un excellent poisson d'élevage, en raison de son caractère économique par rapport aux autres productions présentant une valeur marchande intéressante. Elle peut constituer une communauté piscicole dans les barrages et est utilisée dans l'élevage par ses caractéristiques d'adaptation à une large gamme de température, à une forte fluctuation d'oxygène dissous et sa courte chaîne trophique (Bakos et Gorda, 2001).

D'après Legendre et Billard (1996), le caractère saisonnier de la reproduction des poissons est parmi les grandes particularités qui entravent l'approvisionnement du marché international, et la maîtrise de la reproduction artificielle est devenue ainsi un passage obligatoire dans l'optimisation des productions en aquaculture.

A cet effet, nous avons entrepris ce travail au niveau d'une ferme aquacole à Khemis Meliana (Ain Defla) afin de réaliser la reproduction artificielle chez deux espèces de poisson : poisson chat '*Clarias gariepinus*' et la carpe royale '*Cyprinus carpio*' avec l'induction de la ponte en utilisant la GnRH.

Notre travail a été réparti en trois chapitres :

Le premier, traite des généralités sur les espèces étudiées ;

Le deuxième, comporte l'endocrinologie de la reproduction chez les téléostéens ;

Le troisième, présente la partie expérimentale.

Partie bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les espèces étudiées

1. La carpe royale

C'est une espèce de poissons téléostéens de la famille des cyprinidés. Le nom de Carpe peut aussi désigner plusieurs formes mutantes, hybrides et d'élevage plus ou moins domestiqué. Il existe environ 1500 espèces et sous-espèces de carpes à travers le monde ; par exemple, la carpe commune à écaillage complète, la carpe miroir à écaillage incomplète, la carpe cuir dépourvue d'écailles, la carpe royale munie d'une seule rangée d'écailles sur le dos (Kottelat et Freyhof, 2007).

1.1. Taxonomie

Règne : Animalia

Classe : Actinopterygii

Ordre : Cypriniformes

Super-famille : Cyprinoidea

Famille : Cyprinidae

Genre : Cyprinus

Espèce : *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758)

Sous-espèce : royale (Site internet 1).

1.2. Description

Le corps de la carpe royale est légèrement comprimé latéralement, moyennement élevé et plus ou moins bossu et assez allongé et il est couvert d'un seul rangé d'écaille sur le dos cycloïdes, à l'exception de la tête qui n'est pas recouverte d'écailles. Sa bouche est protractile édentée (Suzuki et Yamaguvhi, 1984) et est entourée par deux paires de barbillons (Kottelat et Freyhof, 2007), ainsi qu'une formule dentaire pharyngienne : 1-1-3 / 3-1-1. Une seule et longue nageoire dorsale

caractérise cette espèce avec une formule radiale de III-IV/ 17-23, en plus d'une nageoire anale avec 2 à 3 rayons durs et 5-6 rayons mous alors que la nageoire caudale est symétrique et échancrée à son bord postérieur (III/17-19).

En revanche, les nageoires paires pectorales et pelviennes sont de forme constante, en spatule, soutenues par des rayons mous et leur taille varie harmonieusement avec les nageoires impaires. La taille de *C. carpio* varie en fonction des souches génétiques et du milieu de vie. Le dos est sombre et présente une coloration de gris-vert à gris-brun (Suzuki et Yamaguchi, 1984) (Figure 1).



Figure 1: la carpe royale (site internet)

1.3. Mode de vie, biologie et écologie

C. carpio fréquente les eaux douces et saumâtres subtropicale (60°N - 22°N, 7°E - 144°E) (Eaton et al, 1995), tièdes ou chaudes, stagnantes (lacs, étangs, réservoirs) ou lentes (cours d'eau inférieur dans la zone à brème), à fonds sablonneux ou vaseux riches en végétation aquatique (Kailola et al, 1993). C'est un poisson grégaire, sédentaire, potamodrome, benthopélagique et de mœurs nocturnes. Il est aussi photophobe qui sélectionne les habitats à faible intensité lumineuse, conformément à un comportement phytophile. Les carpes sont des nageurs actifs qui peuvent sauter des obstacles jusqu'à 1 mètre de haut et négocier des écoulements torrentiels (Merrick et Schmida, 1984).

Le spectre écologique de cette espèce est grand dont elle peut survivre aux périodes froides de l'hiver et à des températures allant de 23 °C à 35 °C (Eaton et al, 1995), à une gamme de pH optimal qui varie entre 7 et 7,5 et aussi à une salinité élevée et à de faibles concentrations d'oxygène (0,3-0,5 mg/l) (Kailola et al, 1993) ;

comme elle respire l'oxygène à la surface dans les eaux qui en sont appauvris (De Moor et Bruton, 1988).

Sa croissance dépend des caractéristiques du biotope dont deux facteurs limitant ses performances qui sont la température et la teneur en oxygène dissous. La température agit sur le coefficient de rétention de l'azote et de ce fait, sur la croissance pondérale des poissons. La relation entre température et croissance pondérale est positive ; ce qui explique la meilleure croissance dans des eaux tièdes qui ont une température qui varie entre 23 °C et 30 °C. La croissance journalière de la carpe est de 2 % à 4 % de son poids. Les carpes peuvent atteindre 0,6 à 1,0 kg durant une saison d'élevage et 48 kg durant 38 ans (Froese et Pauly, 2003).

1.4. Physiologie de reproduction

La carpe se reproduit pendant toute l'année dans les zones tropicales et saisonnièrement dans les eaux tempérées. Elle se reproduit en général entre mai et juin lorsque le niveau de l'eau commence à se monter, lors de l'élévation de la température (15-20 °C) et les inondations de la végétation terrestre durent longtemps (Kottelat et Freyhof, 2007), dans les herbes denses où les œufs se collent même à autres objets immergés en eau peu profonde. Etant polygames, la femelle de *C. carpio* est généralement suivie par plusieurs mâles au moment de la ponte et peut pondre plus d'un million d'œufs en une saison. La maturité sexuelle est atteinte au cours de la 1ère année pour les mâles et la 2ème année pour les femelles (Winker et al, 2011). La fécondité moyenne est de 105 œufs.Kg⁻¹. Après 4 jours de l'éclosion, les œufs libèrent des larves de 4,8-5 mm (Pethiyagoda, 1991).

1.5. Régime alimentaire

La carpe est un poisson omnivore, faisant une grosse consommation de zooplancton, d'invertébrés aquatiques et de végétaux, puces d'eau, larves diptères, insectes aquatiques, vers et divers petits mollusques, des graines de plantes ou d'algues et occasionnellement, des grenouilles, des épinoches, et des alevins. Se nourrissant au fond des cours d'eau, elles agitent la vase et déracinent la végétation, en chassant souvent d'autres poissons; d'un autre côté, elles peuvent survivre en eau stagnante ou polluée, là où les autres poissons ne peuvent pas vivre (Kottelat et Freyhof, 2007).

1.6. Distribution géographique

La distribution de la carpe s'étend de l'Europe à l'Asie où l'on rencontre les stocks sauvages qui sont présents naturellement que dans les rivières s'écoulant vers la mer noire, la mer caspienne et la mer Aral (Kottelat et Freyhof, 2007). Elle a été introduite dans le monde entier en Italie par les Romains puis disséminée au cours du Moyen-Âge par les moines. Actuellement, elle est acclimatée dans toute l'Europe occidentale à l'exception de la région septentrionale (Norvège). Elle est également bien implantée en Europe centrale (Hongrie, Tchécoslovaquie, Roumanie). De l'Europe occidentale à travers l'ensemble de l'Eurasie jusqu'en Chine, et en Asie du Sud-Est, en Sibérie et en Inde. L'une des premières espèces introduites dans d'autres pays et qui atteint maintenant une répartition mondiale.

En Algérie, le Ministère de la Pêche et de l'Aquaculture avait décidé d'importer des alevins de la carpe en 1985 de la Hongrie, dans le cadre de l'évaluation et de la valorisation des plans d'eau, leurs repeuplements et le développement de l'aquaculture (Fao, 1997).

1.7. Intérêt économique

Dans les eaux mondiales, l'aquaculture assure environ 30 % des approvisionnements mondiaux de poisson. La production aquacole en Afrique ne représente que 1,2 % de la production totale mondiale. L'aquaculture en Afrique aujourd'hui est essentiellement une activité de subsistance, encore embryonnaire qui cherche sa voie sur le plan du développement depuis environ un demi-siècle ayant lieu dans de petites exploitations. En général, la production africaine est essentiellement constituée de tilapia (15000 tonnes), du poisson chats (10000 tonnes) et de la carpe commune (5000 tonnes). Il s'agit donc d'une activité 'L'aquaculture'

La carpe est un excellent poisson d'élevage, en raison de son caractère économique par rapport aux autres productions. En général, les Cyprinidés peuvent constituer des communautés piscicoles dans les barrages qui sont utilisés dans l'élevage par ses caractéristiques d'adaptation à différents facteurs environnementaux. *C. carpio* est très appréciée comme poisson de consommation

dans plusieurs pays du monde et surtout en Europe et convient bien à l'élevage dans les fermes piscicoles. Son élevage est maintenant une industrie considérable dont elle est considérée également comme un poisson de pêche populaire suite à sa large distribution (Vallod, 1995).

Classiquement, environ 24000 tonnes de produits frais/désossés réfrigérés ou congelés de carpes (toute espèces) sont commercialisés (importés ou exportés) en Europe annuellement. Les principaux exportateurs sont l'Autriche, la République Tchèque, la Croatie, et la Lituanie. Alors que les principaux importateurs étaient l'Autriche, l'Allemagne, la Hongrie et la Pologne (Vallod, 1995). Dans le reste du monde, incluant la principale région productrice qui est l'Asie, la commercialisation internationale des espèces de carpes est assez limitée (39000 tonnes/an en 2002) (Suzuki, 1986).

2. Le poisson chat : *Clarias gariepinus*

Clarias gariepinus ou poisson- chat Africain est une espèce résistante aux pathologies et très appréciées par les pisciculteurs en raison de sa prédisposition à s'adapter aux facteurs abiotiques de certains plans d'eau et surtout grâce à la rapidité de sa croissance et à la qualité de sa chaire et au peu d'arrête qu'elle contient. A travers le monde, une attention particulière est attribuée à la reproduction artificielle de cette espèce en raison de sa particularité à répondre favorablement en donnant une quantité d'œufs assez importante et également un bon taux d'éclosion et une bonne survie des post-larves.

2.1. Taxonomie

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : Vertebrata

Classe : Actinopterygii

Ordre : Siluriformes

Famille : Clariidae

Genre : Clarias

Espèce : Clarias gariepinus (Burchell, 1822).

2.2. Caractéristiques morphologiques

La dénomination de «poisson chat» désigne communément quelques espèces ayant des barbillons au niveau de leurs mâchoires. Cette espèce se caractérise par un corps cinq à neuf fois plus long que haut, cylindrique, allongé, ce poisson peut avoir une taille maximale de 70 cm jusqu'à 150 cm pour certains spécimens, et il pèse plus de 7kg (Le Berre, 1989 ; L'évêque et al, 1999). De couleur allant du noir assez prononcé au brun clair, souvent avec des taches aux nuances vert olive et grises (Figure 2).

Les parties inférieures de la tête et de l'abdomen blanches souvent avec une extrémité des nageoires rougeoyant, surtout au moment de la reproduction (Teugels, 1986). La tête est grosse, orientée vers le bas, solide et complètement encaissée, la nageoire dorsale compte 61 à 75 rayons et la nageoire anale entre 45 et 60. Les nageoires dorsale et anale qui sont extrêmement longues contenant seulement des rayons mous et pas de nageoire adipeuse. La nageoire caudale est arrondie, la nageoire pectorale est pourvue d'aiguillons, utilisées pour se défendre ou marcher sur le fond des pièces d'eau (Moreau1988). En absence d'écailles, la peau est recouverte de mucus (Le Berre, 1989). La bouche est large et permet au poisson chat africain de prendre une grande variété de nourriture, depuis des organismes minuscules du zooplancton jusqu' aux poissons, il est capable d'aspirer le benthos du fond (Lacroix, 2004).



Figure 2: *clarias gariepinus* (L'Evêque et al, 1999)

2.3. Exigences écologique

C. gariepinus vit dans une très large gamme d'eaux continentales généralement calmes (rivières, marais, lacs), mais également dans des cours d'eau plus rapides. Ils prospèrent bien dans les lacs turbides et peu profonds ainsi que dans les lacs clairs et profonds, mais ils sont particulièrement présents dans les rivières. Son importante aire de répartition et son intérêt en aquaculture s'expliquent entre autres par ses faibles exigences écologiques et sa capacité à survivre dans une large gamme de valeurs physico-chimiques.

Il respire efficacement l'air atmosphérique en utilisant son organe supra branchial, son épithélium branchial et éventuellement sa peau, il présente une forte résistance à la dessiccation. Il est capable, pour garder sa peau humide, de sécréter un mucus ou de creuser un trou ou un terrier grossier dans un substrat boueux lors de sécheresse. Il tolère facilement les eaux turbides ainsi que la surdensité. En conditions d'élevage, la forte densité réduit le stress (jusqu'à 500 kg de poisson / m³) (Richir, 2004).

2.4. Régime alimentaire

C.gariepinus est omnivore à tendance carnassière, cette caractéristique de Clariidae a conduit à l'utiliser parfois comme prédateur associée dans les élevages de tilapia (L'évêque et Paugy, 1999). Le régime alimentaire de l'adulte est essentiellement ichthyophage et le tilapia constituent la plupart de temps la majeure partie de sa ration, les jeunes sont planctophages (Le Berr, 1989).

Les poissons chat-africains se nourrissent normalement sur le fond mais leurs habitudes alimentaires peuvent s'adapter et à l'occasion filtrent leur nourriture à la surface de l'eau. On leur connaît quatre modes d'alimentation : butinage individuel, pelletage individuel, alimentation à la surface et l'alimentation en groupe. L'adoption de l'un ou l'autre de ces modes d'alimentation dépend de la disponibilité en nourriture (Burton, 1979).

2.5. Reproduction naturelle de *Clarias gariepinus*

Clarias gariepinus atteint la maturité après environ douze mois de croissance à un poids de 200g pour une longueur totale de 20 à 28 cm. Cependant, dans certaines régions où la température est inférieure, le poisson n'atteint sa maturité qu'à l'âge de 18 à 24 mois pour un poids de 500 à 600g et une longueur de 32 à 34 cm (Janssen, 1985). Il est à signaler qu'en élevage intensif où la croissance est plus élevée, les mâles et les femelles peuvent se reproduire dès l'âge de 7 à 8 mois.

Les premiers essais d'élevage de *C.gariepinus* en Afrique ont été effectuées par Hey en 1941 et jusqu' au milieu des années 1970, peu de recherches ont alors porté sur cette espèce. De nombreux travaux par la suite ont été écrit sur les divers aspects de son élevage et des rendements de plus de 40 Tonnes /ha ont été signalé (Richir, 2004).

2.6. Distribution géographique

En Algérie :

On trouve *C.gariepinus* dans la région du Zibans (Tolga Wilaya Biskra) dans Oued Righ au niveau de Merdjadja, Temacine et Sidi bouhania, aussi à Tassili N'ajjer (Iherir, Tadjeradjeri, Oued Tikhammalt, Oued Tarat et Oued Iszien) (Le Berre, 1989).

Dans le monde :

Clarias gariepinus, qui est considéré comme l'une des plus importantes espèces de poisson chat tropicales pour l'aquaculture a une distribution presque panafricaine, du Nil à l'Afrique de l'ouest et de l'Algérie à l'Afrique australe, il se produit aussi dans l'Asie Mineure (La Syrie, et le Sud de la Turquie) (De Graaf et Janssen, 1996).

2.7. Aspects généraux de l'aquaculture de *Clarias gariepinus*

Les Clariidae font l'objet d'une culture traditionnelle dans de nombreux pays à travers le monde. *C. gariepinus* est l'une des espèces les mieux adaptées à la pisciculture en milieu rural en Afrique qui, pendant longtemps, a été dominée par la culture du tilapia. Elle a été considérée comme une espèce prometteuse de par son taux de croissance élevé, sa bonne résistance aux manipulations, au stress et aux maladies et l'appréciation de sa chair.

On observe un intérêt croissant pour sa culture. Cependant, la production issue des captures en milieu naturel en 2001 représentait 39.867 tonnes, alors que l'aquaculture n'en produisait que 6.942 tonnes. Des conditions de température appropriées représentent le facteur le plus important pour sa culture, particulièrement lors de la période de croissance en bassins.

Les caractéristiques qui font de *C. gariepinus* un excellent candidat pour la pisciculture intensive sont multiples: ses géniteurs produisent de grandes quantités d'œufs et de sperme toute l'année, il accepte une grande variété d'aliments artificiels bon marché, il supporte des densités élevées en conditions d'élevage et il tolère de mauvaises conditions environnementales. Leur capacité à survivre hors de l'eau pendant de longues périodes en font des poissons de choix pour l'aquaculture dans les pays tropicaux. Il existe de plus des variétés de cette espèce acclimatées aux hautes altitudes et aux faibles températures, telles que celles qui prévalent au Rwanda (Richir, 2004).

La production aquacole mondiale du *C.gariepinus* a dépassé les 26000 Tonnes en 2005 et 2006, avec un maximum en 2007 où la production a atteint 48000 Tonnes (FAO, 2002). Le Nigeria est de loin le plus grand producteur de poisson chat dans les statistiques officielles (FAO, 2012).

Chapitre II : La reproduction chez les téléostéens

La reproduction chez les poissons est sous la dépendance de l'action coordonnée de différentes hormones associées à l'axe hypothalamus-hypophyse-gonades (Prolongechevalier, 2007).

1. L'hypothalamus

Chez tous les Vertébrés, l'hypothalamus, situé à la base du cerveau, apparaît comme le centre d'intégration et de régulation de nombreuses fonctions vitales pour l'organisme. Il intègre aussi les informations issues du milieu extérieur et transmises par le système nerveux et il contrôle notamment le fonctionnement de l'hypophyse.

La substance libérée par les cellules neurosécrétrices qui a une action stimulante sur la sécrétion des gonadotropines s'appelle hormone libérante ou GnRH (Gonadotropin Releasing Hormone) (L'évêque et al, 1990).

La GnRH stimule la libération des GtH (Gonadotrophine Hormone) par les cellules gonadotropes de l'adénohypophyse, et contrôle directement l'activité des GtH (Prolonge-Chevalier, 2007).

2. L'hypophyse

L'hypophyse est la principale glande endocrine contrôlant les processus physiologiques des vertébrés, elle est constituée de deux types de tissus endocriniens : L'adénohypophyse et la neurohypophyse (Grandi et Chicca, 2004). Pour toutes les espèces de téléostéens, les hormones gonadotropiques de l'hypophyse jouent un rôle central dans la régulation de la reproduction.

Comme les autres vertébrés, l'hypophyse des poissons secrète deux types d'hormones gonadotropes. Ces gonadotropines étaient anciennement nommées GtH I et GtH II. L'évolution des connaissances dans la biologie des poissons a permis d'assimiler la GtH I à la folliculostimuline (FSH : Follicule Stimulating Hormone) et la GtH II à l'hormone lutéinisante (LH : Luteinizing Hormone) des autres vertébrés.

La GtH stimule le développement complet du testicule et la spermiation chez le mâle et chez la femelle, elle induit la vitellogénèse endogène et la maturation ovocytaire (L'évêque et al, 1988).

3. La glande pinéale (épiphyse)

Un autre organe du système nerveux central, l'organe pinéal ou épiphyse, pourrait participer au contrôle de la sécrétion des gonadotropines chez les téléostéens. L'épiphyse est un organe à la fois sensoriel contenant des cellules photosensibles, et endocrines, étant le principal site de production de la mélatonine. Son influence sur la fonction gonadotrope pourrait s'exercer par l'intermédiaire de l'hypothalamus (L'évêque et al, 1990).

4. Traitement hormonaux chez les poissons

De nombreux traitements hormonaux ont été utilisés pour la stimulation de la ponte chez les femelles et la spermiation chez les mâles ainsi la qualité des gamètes dans la reproduction artificielle.

4.1. La glande pituitaire

Chez les cyprinidés d'eau douce, l'un des traitements les plus utilisés et le plus efficace c'est l'hormone extraite de la pituitaire d'un poisson (donneur) pour l'administrer à un autre poisson (receveur). L'hormone la plus active sera celle qui provient de la même famille que le poisson receveur. Par exemple, l'hormone gonadotrope de salmonidés est plus active sur les salmonidés que sur les cyprinidés. Elle contient une quantité variable de la GtH (Hormone Gonadotrope), qui joue un rôle important pendant la phase finale de la maturation des gamètes ainsi que sur le déclenchement de l'ovulation chez les femelles (Grandi et al, 2004).

4.2. L'hCG (human Chorionic Gonadotropine)

C'est une hormone gonadotrope mammalienne, elle est utilisée pour déclencher la ponte. Malgré que cette substance (hCG) soit phylogénétiquement éloignée du poisson (issue de l'urine de femme enceinte), elle est plus active que n'importe qu'elle dose d'hypophyse de poisson. Cette efficacité paraît liée à la présence dans l'hCG de composés qui, chez les mammifères, ont pour but de s'opposer au rejet du fœtus (perçu comme un élément étranger) par l'organisme maternel (Barnabé, 1989 ; 1991).

4.3. GnRH (Gonado-Releasing Hormone)

C'est une hormone stimulante de la sécrétion de l'hormone endogène gonadotrope (GtH), elle est aussi utilisée pour résoudre le problème d'asynchronisme pendant la fraie (Kaushik, 2004). Les agonistes synthétiques de la gonadolibérine (GnRHa) agissent au niveau de l'hypophyse pour induire la libération de la LH endogène, qui agit à son tour au niveau de la gonade pour induire la stéroïdogénèse et le processus de la maturation ovocytaire et spermiation (Constantinos et al, 2010). Un résultat positif n'est obtenu que si l'on injecte simultanément au GnRH une substance antagoniste de la dopamine (anti-dopamine) telle que la domperidone.

5. Mode d'injection des hormones

Chez les femelles, la première injection présente 1/10 du volume total à injecter dite stimulante, favorisant l'évolution des ovules vers les derniers stades de maturation, la seconde injection appelée décisive ou de résolution (9/10 du volume total) est pratiquée 12 à 14 heures après l'injection stimulante. Les mâles ne subissent qu'une seule injection hormonale dont le rôle est d'augmenter le volume de laitance (Meddour et al, 2005).

6. Les étapes de la reproduction artificielle

La reproduction (ou propagation) artificielle des poissons se présente comme une chaîne d'activités qui offrent certains points de similarité entre les espèces, mais qui diffèrent sur d'autres. Ces activités peuvent s'énumérer comme suit:

6.1. Sélection des géniteurs

La capture des poissons adultes consiste à pêcher les géniteurs pendant leur période de fraie naturelle, ou de leur migration vers leurs frayères. Mais ces poissons matures sont très vulnérables aux blessures au moment de leur capture dans les filets ou pendant le transport. De plus, les géniteurs sauvages ne sont pas faciles à capturer: ils deviennent nerveux, sautent et peuvent refuser de s'alimenter.

Les signes de maturité chez les géniteurs :

Femelles:

- ventre bien arrondi ;
- papille génitale gonflée, en saillie, rouge ou rose ;
- orifice anal également gonflé et en saillie ;
- Chez certains poissons, l'abdomen prend aussi une couleur rougeâtre ;
- Certaines espèces revêtent une coloration nuptiale avant l'ovulation.

Mâles :

- Lorsqu'on presse leurs flancs, il y'a libération de quelques gouttes de sperme.
- Chez certaines espèces (carpes chinoises et grandes carpes indiennes), la surface dorsale des nageoires pectorales devient rugueuse.

6.2. Induction de la reproduction chez les poissons

Provoquée par plusieurs hormones, cette induction équivaut à un “raccourci” du phénomène naturel. Dans la nature, l'ovulation est réglée et déterminée chez le poisson par ses propres hormones gonadotrophiques, secrétées et accumulées dans sa glande pituitaire (ou hypophyse), que celle-ci décharge dans le circuit sanguin quand toutes les conditions requises sont réunies.

Par exemple, l'hypophysation représente aujourd'hui la technique la plus courante utilisée pour la propagation artificielle des poissons. Elle est employée non seulement dans la reproduction expérimentale, mais pour la production commerciale de millions de jeunes poissons (Woynarovich et Horváth, 1981).

6.3. Insémination artificielle (fécondation artificielle)

Pour le prélèvement des gamètes, les géniteurs sont anesthésiés, ils sont tenus soit dans les mains de l'opérateur, soit posés sur une table recouverte d'un coussin humide et souple. Il faut éviter la contamination des gamètes (sperme ou ovules) avec de l'eau, l'urée ou fèces. L'insémination artificielle consiste, en général, à mélanger les ovules avec du sperme et à ajouter, selon les espèces, de l'eau douce ou salée dans laquelle les spermatozoïdes sont mis en mouvement. Dans le cas de

poissons d'eau douce, on sait que l'eau provoque un choc osmotique qui entraîne rapidement l'éclatement de la membrane plasmique du spermatozoïde (Saad et al, 1987).

Dans le cas où les œufs deviennent adhésifs après insémination dans l'eau, il y a deux procédés à suivre :

- Utilisation du dilueur le plus favorable à la survie des spermatozoïdes et des ovules.
- Enlèvement de la couche adhésive avant mise en incubation.

6.4. Incubation

Le développement de l'œuf est un processus rapide, les principaux stades discernables sont le gonflement de l'œuf, le développement du germe et les phases de la morphogenèse embryonnaire. Pour assurer aux larves une survie dans de bonnes conditions, il est nécessaire de prendre soin des œufs au cours des différents stades de développement en les plaçant dans les incubateurs appropriés (Woynarovich et Horváth, 1981).

6.5. Eclosion

Le développement et l'éclosion des œufs peuvent être accélérés ou retardés considérablement selon la température de l'eau de l'incubateur. En eau chaude, on observe l'activation du métabolisme et la production des enzymes chargées de dissoudre la membrane de l'enveloppe. Si l'eau de l'incubateur est trop chaude, l'absence de synchronisation entre la morphogenèse et la production d'enzymes peut causer l'éclosion prématurée, par contre l'eau froide retarde la morphogenèse aussi bien que la sécrétion d'enzymes. Dans les eaux trop froides, l'embryon n'y parviendra pas à l'éclosion parce que la production d'enzymes aura été retardée. Cependant, la larve continue de se développer à l'intérieur de l'enveloppe de l'œuf et ce ne sera qu'après le retour à des conditions convenables de température qu'elle se libèrera sous forme de larve plus développée que la normale (Woynarovich et Horváth, 1981).

Partie expérimentale

1. Matériel et méthodes

1.1 Lieu & période d'étude

Cette étude a été réalisée au niveau de la ferme aquacole Laribi Sadek qui se situe à 100 km de Blida, plus exactement à Ain sultane (commune dans la daïra de Khemis Miliana, wilaya de (Ain Defla), durant une période comprise entre le 01/04/2020 et le 30/08/2020.

La ferme contient une dizaine de bassins de grand volume (le diamètre de chacun est de 15m), 8 bassins moyens, 5 autres de petit volume, 2 raceways et 2 petits bassins pour l'aquaponie, avec une éclosérie où se trouve à l'intérieur 12 bassins de 15m³ de volume. La ferme est alimentée par de l'eau de forage dont la T° est de 21°C. Dans cette ferme, on utilise le principe : la pisciculture intégrée à l'agriculture, où l'eau est réutilisée pour irriguer les champs d'orangers et mandariniers (Figure 3, 4).

Une chaudière est installée à l'entrée de l'éclosérie afin de contrôler les températures. Il y a plusieurs espèces élevées dans cette ferme tels que : le poisson chat, la carpe royale, le tilapia, et le sandre.

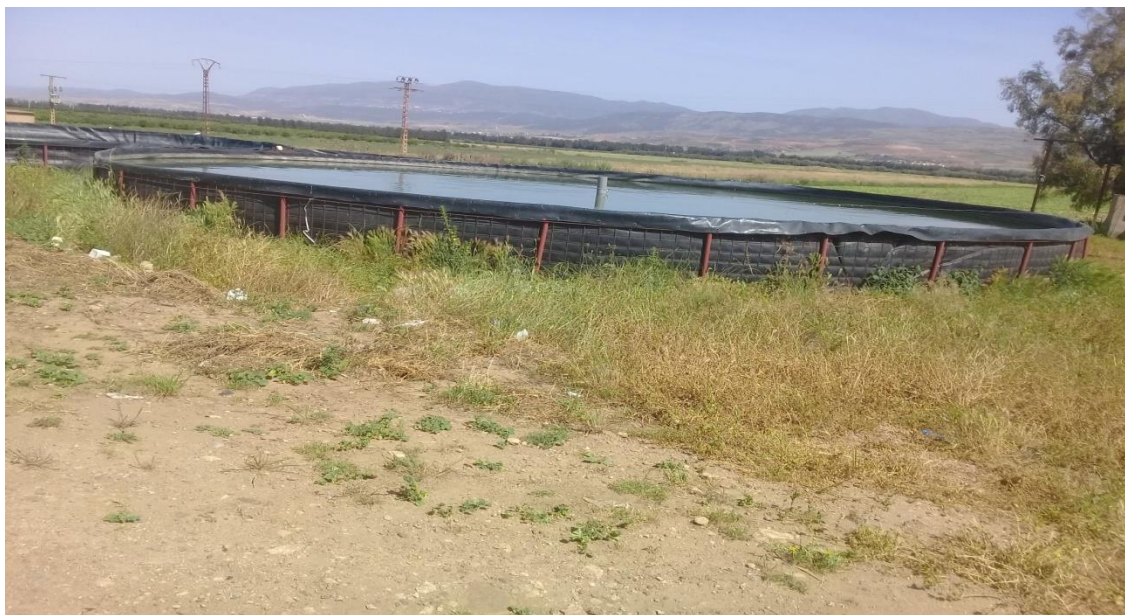


Figure 3: exemple d'un bassin de 260m (photo personnelle)



Figure 4:Vue aérienne da la ferme (Sameur Djilali 2019)

1.2. Matériel biologique

Dans notre travail, on a utilisé six géniteurs de carpe royale (*Caprynus carpio* linnée) dont 4 femelles et 2 mâles, et cinq géniteurs de poisson chat africain (*Clarias gareipinus*), 3 femelles et 2 mâles. Les géniteurs de carpe ont été amenés du barrage de Harraza à Ain Defla alors que celui de *C.gariepinus* sont élevés dans la ferme Laribi.

1.3. Protocole expérimental

1.3.1. La carpe royale

► *Préparation des géniteurs:*

Les géniteurs sont obtenus par la méthode : capture de poisson de milieu naturel, nos géniteurs proviennent de barrage Harraza à Ain defla. Ils doivent présenter les caractéristiques suivantes :

-**Mâles** : L'abdomen doit libérer quelques gouttes de laitance lorsqu'il est légèrement comprimé ;

-**Femelles** : L'orifice génital doit être gonflé et protubérant, de couleur rose/rougeâtre; leur abdomen doit être arrondi et mou.

► **Anesthésie :**

Les poissons sont placés dans une bassine contenant un anesthésiant : (Eugénol) (Figure 5), un produit à base de clou de girofle à raison d'une goutte par 1 litre d'eau.



Figure 5: *Eugenia caryophyllata* (photo personnelle)

► **Pesée des poissons :**

Afin d'estimer la dose d'hormone à injecter; on utilise 3 mg /1kg de poids (Figure 6).



Figure 6 : Pesée des sujets un par un (Photo personnelle)

► **Préparation de la solution à injecter :**

On broie une quantité de GnRH et on la dilue par une solution physiologique.

L'avantage d'utiliser la GnRH c'est qu'elle n'a aucun effet négatif sur l'organisme et on peut répéter l'induction hormonale quelques jours après. Contrairement aux autres inducteurs hormonaux qui nécessite un temps de repos, car le cas échéant il peut y avoir une inhibition de la vitellogenèse et de l'ovulation.

GnRH : 3 mg —————> 1 kg de poids

Nous avons utilisé 12 comprimés de GnRH de 3 mg dilués dans 12 ml d'eau physiologique ; Donc, 1 ml contient 3 mg de GnRH (Figure 7).



Figure 7:Préparation de l'injection (Photo personnelle)

L'injection hormonale a été effectuée dans le muscle dorsal sous la nageoire. L'aiguille de 2 à 3cm est enfoncée dans le muscle. Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter le refoulement de la solution (Figure 8).



Figure 8: Injection intra musculaire sous la nageoire dorsale des sujets par la GnRH (Photo personnelle)

Les tableaux ci-dessous montrent le poids et la dose relative :

Les femelles :

Tableau 1:Les doses injectées aux femelles de carpe royale

Sujets	Poids	Quantité de GnRH injectée	Remarques
F1	1.9 kg	2 ml	RAS
F2	1.5kg	1.5 ml	RAS
F3	1.7kg	1.5 ml	RAS
F4	4.2kg	4ml	RAS

Les mâles:

Tableau 2:Les doses injectées aux mâles de carpe royale

Sujets	Poids	Quantité à injecter	remarques
M1	2.5 kg	2 ml	RAS
M2	3.35 kg	3.5ml	RAS

Après l'injection, on a séparé les mâles et les femelles. On a suturé l'orifice génital d'une seule femelle qui présentée une papille génitale œdémateuse.

Le 12/05/2020, on est arrivé à 10 h à la station expérimentale, on a remarqué que les femelles ont ovulées et leurs œufs étaient éparpillés sur des tamis, cependant la fécondation n'a pas eu lieu car dans le protocole initial les géniteurs devaient faire l'objet d'une fécondation artificielle avec stripping des males et des femelles. Le temps de latence dans des conditions normales est de 18h (440° heure) or celui-ci n'a duré que 260° heures soit 12 h (Figure 9).



Figure 9: Les œufs trouvés dans le bassin (Photo personnelle)

1.3.2. Le poisson chat (*Clarias gariepinus*)

► *Choix des géniteurs:*

Une première sélection des géniteurs est faite au moment de la pêche. Cependant, la sélection finale des géniteurs femelles et mâles repose sur les critères suivants :

Femelle mature : On repère les bonnes femelles les plus matures par la rondeur du ventre bien gonflé.

Mâle mur : Pour les mâles, il suffit de prendre les plus gros, ce qui signifie très souvent que leurs testicules sont bien développés et pleins de sperme .Chez le mâle,

le dimorphisme sexuel est très prononcé et il est très aisé de reconnaître le mâle de la femelle (Micha, 1976). On sélectionne 3 femelles et 2 mâles géniteurs (Figure 10).



Figure 10: Les géniteurs femelles sélectionnés (Photo personnelle)

► **Anesthésie :**

Afin de ne pas perturber la maturation des gonades par le stress de la manipulation, un sédatif *Eugenia caryophyllata* est utilisé comme suivant : 1 goutte par 1 litre d'eau.

► **Induction hormonale :**

Les techniques d'induction hormonale de la maturation ovocytaire et de l'ovulation suivies d'une fécondation artificielle sont souvent privilégiées car elles permettent un meilleur contrôle sur toutes les phases de la reproduction puis de l'élevage larvaire (L'évêque, 1999).

Les femelles matures nécessitent une injection hormonale pour permettre le «stripping» qui consiste à la libération massive des ovules par pression manuelle de l'abdomen (Micha et Ducarme, 2003).

► **Calcul des doses :**

Les doses de GnRH sont déterminées en fonction du poids de chaque géniteur; La dose totale est de 3mg/kg du poids vif de géniteurs. On utilise 3 mg d'hormone par 1kg de poids chez les femelles et 3mg/ 2kg chez les mâles. L'injection hormonale a été effectuée dans le muscle dorsal entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale (Huet, 1970) (Figure 11, 12).



Figure 11: Préparation de l'injection (Photo personnelle)



Figure 12: Injection des géniteurs (Photo personnelle)

L'injection des sujets se fait selon les tableaux ci-dessous :

Les femelles :

Tableau 3: Les doses injectées aux femelles de Clarias

Sujets	Poids	Quantité de GnRH injectée	remarques
F1	1.4 kg	1.5 ml	RAS
F2	1.3kg	1.5 ml	RAS
F3	1.1kg	1 ml	RAS

Les mâles :

Tableau 4: Les doses injectées aux mâles de Clarias

Sujets	Poids	Quantité à injecter	remarques
M1	1.4 kg	0.7 ml	RAS
M2	1.2 kg	0.6ml	RAS

► **Temps de latence :**

Le temps de latence ou le temps de maturation des ovocytes est fonction de la température moyenne à laquelle les femelles sont soumises (Gilles et al, 2001). En effet, le temps de latence est d'autant plus élevé que la température est basse.

► **Fécondation :**

Prélèvement des testicules et du sperme :

Avant le procédé opératoire, on a anesthésié les deux mâles par une dose de 0.3ml de kétamine. Ensuite, on a pratiqué une incision au niveau du ventre du poisson à l'aide d'un ciseau en partant de l'anus jusqu'aux nageoires pectorales. Nous avons glissé un doigt sous la peau que l'on a incisé pour ne pas entailler les organes internes.

On a cherché alors à repérer les testicules et les vésicules séminales de façon à reconnaître précisément les organes à prélever (Figure 13, 14).



Figure 13: Incision des mâles



Figure 14: Les testicules prélevés

Après le prélèvement des testicules, les mâles sont suturés et une dose d'antibiotiques (ATB) de couverture est administrée en IM.

Prélèvement du sperme :

Chaque testicule est maintenu au-dessus d'un bécber que l'on aura préalablement séché pour éviter que les spermatozoïdes ne soient activés au contact de l'eau. Des incisions transversales, rapprochées les unes des autres, sont alors pratiquées sur le testicule en progressant du haut vers le bas, et le sperme s'écoulera.

La récolte des œufs :

Le prélèvement des ovules se fait par massage abdominal de la femelle, c'est le "Stripping " (Gilles et al, 2001). Dans un premier temps, on presse légèrement le ventre de la femelle juste à l'avant de l'anus pour évacuer l'urine et les excréments avant de nettoyer et de sécher la papille génitale et son pourtour avec du papier absorbant. Les œufs sont récoltés dans une cuvette sèche (Figure 15, 16).



Figure 15: Les œufs récoltés



Figure 16: Stripping

Fécondation :

La fécondation est faite artificiellement selon la méthode sèche décrite par Janssen (1985). Cette technique Consiste à mélanger d'abord les ovules et les spermatozoïdes à sec et d'ajouter ensuite de l'eau activant alors les spermatozoïdes qui se trouvaient à proximité des œufs et les fécondaient. Nous avons adopté la démarche suivante pour aboutir à la fécondation des ovules strippés comme suit :

- On verse une quantité suffisante de sperme sur les ovules.
- On agite doucement le bol qui contient le sperme et les ovules pendant deux minutes pour bien mélanger le sperme avec les ovules tout en continuant à agiter le bol avant l'ajout de l'eau car si les ovules sont plongés directement dans l'eau, ils se gonflent et provoquent la fermeture du micropyle et ainsi empêchent l'entrée des spermatozoïdes et la fécondation des ovules.
- On ajoute un volume de solution fécondante (40g de NaCl par 10L d'eau). Elle a pour rôle de créer un gradient de concentration permettant l'ouverture des pores, des œufs et ainsi la pénétration des spermatozoïdes.
- Ensuite, on mélange les œufs fécondés par du lait entier pour éviter l'agglutination
- On rince les œufs avec de l'eau propre pour éliminer le sperme en remplissant puis en vidant le bol.

- Dès la fin de l'opération de fécondation, on emmène immédiatement les œufs fécondés à l'incubation dans le bac d'élevage larvaire tout en continuant à les agiter (Figure 17, 18, 19).



Figure 17: Obtention du sperme



Figure 18: Versement du sperme sur les œufs



Figure 19: Mélange les œufs par le lait entier

► ***L'incubation des œufs :***

Le 08 juin 2020, l'incubation est réalisée selon une méthode qui consiste à mettre les œufs dans un bassin chargé par des tamis conçus avec du grillage synthétique remplis d'eau de forage en circuit fermé à température de 26°C (Figure 20).



Figure 20: Incubation des œufs

► ***L'embryogénèse :***

L'embryogénèse dure environ 24h soit 624 degrés heure. Un suivi prophylactique à base de H₂O₂ et du vert de malachite a été appliqué sur les frayères afin d'éviter la saprologénie.

Après 24 heures de mise en incubation, les œufs de *C. gariepinus* ont été éclos.

► ***L'élevage larvaire et protocole alimentaire :***

Après éclosion, les larves consomment leur réserve vitelline et à ce stade, elles n'ont besoin d'aucune alimentation, elles nagent du haut vers le bas en flamme de bougie et de temps à autre horizontalement (**Gilles et al, 2001**).

*Première alimentation : On a utilisé du jaune d'œufs dilué pendant 72h.

*Deuxième alimentation : Nous avons récolté du zooplancton avec un petit tamis à mail 150 μm et au même temps une alimentation artificielle broyée (Figure 22, 23).



Figure 21: Aliment artificiel broyé



Figure 22: Filtration des zooplanctons

2. Résultats et discussion

2.1. Carpe royale

Le 11 Mai 2020, la carpe royale a été induite artificiellement selon le protocole décrit ci-dessus. Le 12 /05/2020, dès nos arrivée, on a remarqué que les femelles pondent leurs œufs dans l'eau.

L'ovulation est faite précocement ; cela peut être dû aux facteurs suivants :

- Raccourcissement de temps de latence à cause de l'augmentation subite de la T°; le temps de latence est normalement 24h ;
- Absence de surveillance ;
- La fertilité des femelles.

2.2. Le poisson chat africain :

Le 08 juin 2020, le *Clarias gariepinus* a été induit artificiellement.

Les ovules ont été facilement recueillis par un léger massage abdominal. Les ovules déjà mûrs présentaient une coloration verdâtre (tableau 5).

Tableau 5: Résultat des prélèvements d'ovules et le temps de latence

Géniteurs	T° moyenne	Temps de latence	Résultat	Poids des œufs(g)
F1	26°c	18h	Ovulation	133
F2		18h	Ovulation	109
F3		18h	Ovulation	121

2.2.1. Fécondation

La fécondation a été réalisée in vitro. Celle-ci a consisté à asperger la laitance des mâles sur les ovules. Nous aspergions la laitance uniformément à la surface des ovules puis, pour accélérer la fécondation, nous mettions un peu d'eau

proportionnellement à la quantité des ovules. La fécondation a eu lieu dans une minute. Les ovules fécondés présentaient une tâche marron et nous avons observé une nette augmentation de leur taille.

Ils deviennent adhésifs et peuvent se coller entre eux si l'opération n'est pas faite avec une certaine rapidité.

La quantité d'ovules produite a été déterminée selon deux méthodes :

- Méthode théorique : Les femelles de *Clarias gariepinus* produisent environ 30.000 ovules /kg de poids vif (Micha et Ducarme, 2003).
- Méthode volumétrique : Nous avons relevé le volume d'œufs et leur nombre (nombre d'œufs dans 1 ml ramené au volume total de chaque ponte) (tableau 6).

Tableau 6: Nombre d'œufs pour chaque femelle

Géniteurs	Poids (kg)	Poids des œufs (g)	Nombre des œufs /1ml	Nombre total d'œufs
F1	1.4	133	217	28861
F2	1.3	109	192	20928
F3	1.1	121	208	25168

2.2.2. Incubation

L'incubation a été conduite dans deux bassins. Les œufs non fécondés se distinguaient facilement dans les enclos de ponte par leurs colorations blanchâtres. L'incubation a duré environ 24 heures et la présence des larves dans les deux bassins a témoigné la fin de celle-ci.

2.2.3. Eclosion

A l'éclosion, les larves portaient des vésicules vitellines qui constituent leur réserve nutritionnelle. Elles sont très petites en forme d'une aiguille, très actives cherchant toujours à se cacher dans des coins sombres. Nous avons observé beaucoup de larves dans le premier bassin que dans le deuxième.

Le taux d'éclosion a été estimé ; il est de 48%

$$\text{taux d'éclosion} = \frac{\text{Nombre des larves vivants} \times 100}{\text{Nombre d'œufs mis en incubation}} \quad (\text{Micha et Ducarme, 2003})$$

2.2.4. Survie des Alevins

Les larves de *Clarias gariepinus* prennent les aliments 3 jours après leur éclosion. A ce stade, elles sont appelées Alevins. Le premier aliment était constitué de jaune d'œufs dilué puis de zooplanctons (figure 24, 25).



Figure 23: Alevins de *Clarias gariepinus*



Figure 24: *Clarias gariepinus* de 25 jours

Discussion :

Les géniteurs dont nous nous sommes servis pour la conduite des expériences étaient récoltés dans un barrage. Leur sélection était faite sur base de leur poids corporel, du degré de ballonnement de l'abdomen chez les femelles et du développement de la papille urogénitale chez les mâles. En effet, Viveen et al, (1985) signalent qu'en étang, les spécimens de *Clarias gariepinus* sont sexuellement matures après sept à dix mois à un poids de 200 à 500 grammes. Tous nos géniteurs avaient un poids supérieur à 1kg.

L'injection de GnRH remplace la décharge naturelle d'hormone qui est relâchée par l'hypophyse dans le circuit sanguin grâce à la commande de l'hypothalamus. Elle induit ainsi la maturité finale des ovules dormants chez les femelles sélectionnées. La maturation finale des ovules dépend en grande partie de la température de l'eau. La température était stable à 26°C.

Les œufs non fécondés deviennent blanchâtres et peuvent être facilement enlevés des Happas. La température de l'eau joue un rôle capital dans le développement de l'embryon et la durée totale de l'incubation. Il a été démontré que suivant la température chez *Clarias gariepinus*, il faudra 20 à 57 heures pour l'éclosion des œufs. Notre temps d'incubation de 24 heures est inclus dans cet intervalle et semble donc être une des meilleures moyennes de temps d'incubation (Viveen et al, 1985).

Conclusion

L'étude menée au niveau de la ferme Laribi Sadek de Khemis miliana avait comme objectif la mise en place d'un protocole expérimental concernant la reproduction artificielle du poisson chat (*Clarias gariepinus*) et de la carpe royale (*Cyprinus carpio linnée*) qui sont appréciés par leur qualité de chair, leur faible exigence en alimentation ainsi que leur résistance aux maladies. Partant de ces atouts, nous avons procédé à des essais de reproduction artificielle de ces espèces par la méthode d'induction de la ponte à l'aide de l'hormone (GnRH) sur des géniteurs provenant de barrage. Cela nous permet de conclure qu'il est possible d'améliorer la reproduction en utilisant convenablement les techniques de stimulation hormonale et en améliorant l'alimentation et les facteurs abiotiques qui sont dominants dans l'élevage piscicole. La maîtrise de la reproduction artificielle est la solution pour augmenter la production et mettre en partie fin à l'importation d'une denrée qui coûte très cher à l'économie nationale.

Recommandations :

Au terme de ce travail, on recommande quelques solutions pour plus de production et de développement de la carpe et le poisson chat en Algérie :

- Création de plusieurs écloseries et fermes piscicoles à l'échelle nationale.
- Penser à faire l'élevage des géniteurs en se basant sur nos espèces autochtones.
- Faire des coordinations entre les fermes piscicoles et les universités.

Bibliographie

- Anusuya Devi, P. P., & al., A. e. (2017). Review on water quality parameters in freshwater cage fish culture. *International of Applied Research* , pp. 114-120.
- Arulampalam, P. Y., & al., A. e. (1998). *Water quality and bacterial populations in a tropical marine cageculture farm*. 617-624. *Aquaculture Research*, 29.
- Barnabé, G., 1989. *Aquaculture*, Ed Lavoisier TEC et DOC volume 2, Paris, Pp.624-625.
- Barnabé, G., 1991. *Base biologique et écologique de l'aquaculture*. Ed TEC et DOC. Paris. P. 329-357.
- Bruton, M. N. (1979). *The breeding biology and early development of Clarias gariepinus (Pisces: Clariidae)* . lake Sibaya, South Africa.
- Constantinos, C. Mylonas., Alexis Fostier., Silvia Zanuy., 2010. *Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction*.
- De Graaf G., Janssen J., 1996. Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish, *Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa. *FAO Fisheries Technical paper 362*, FAO, Rome, 100 p.
- De Moor, I.J. & Bruton, M.N., 1988. *Atlas of alien and translocated indigenous aquatic animals in southern Africa*. A report of the Committee for Nature Conservation Research National Programme for Ecosystem Research. South African Scientific Programmes Report No. 144. 310 p. Port Elizabeth, South Africa.
- Eaton, J.G., Mc Cormick, J.H., Goodno, B.E., O'Brien, D.G., Stefany, H.G., Hondzo M. & Scheller, R.M., 1995. A field information-based system for estimating fish temperature tolerances. *Fisheries* 20(4):10-18.
- FAO, 1990. *Selected aspects of warm water fish culture*. A compilation based on lectures presented at a series of FAO/AGFUND International Training Courses in Aquaculture hosted by Hungary in 1987 and 1988. Edited by Coche, A. and Edwards, D. Food and Agriculture Organisation of The United Nations, Rome, GCP/INT/435/AGF, 181 p.
- FAO, 1997. *FAO database on introduced aquatic species*. FAO Database on Introduced Aquatic Species, FAO, Rome.
- FAO, 2004. *FAO Database on Introduced Aquatic Species*. FAO Database on Introduced Aquatic Species, FAO, Rome. FIGIS.
- FAO, 2019. *Bases de données et statistiques*. Fisheries departement capture production. FAO. by major fishing areas. www.fao.org.
- FAO, 2015. *Rapport de « la situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2014 »*, aux délégués d'une cinquantaine des pays participants à la réunion biennale du sous-comité FAO de l'aquaculture (New Delhi, 4 à 8 Septembre Rome/ New Delhi 2012).
- FAO, 2002. *Evaluation des stocks et aménagement des pêcheries de la ZEE mauritanienne*. Rapport du cinquième groupe de travail IMROP, Mauritanie, 191p.

FAO, 2012. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO, Rome(Italie), 241P.

Fermon, Y. (2011). *La pisciculture de subsistance en étangs en Afrique : manuel technique. Action contre la faim.* . paris: ACF-International Network.

Froese, R. & Pauly. D., 2003. FishBase. World Wide Web electronic publication.

Gilles S. et al. (2001). *Manuel de production d'alevins du silure africain, heterobranchus longifilis.* (Vol. 128p). Paris (France): Maisanneuve et Larose.

Grandi, G., Chicca, M., 2004. Early development of the pituitary gland in *Acipenser naccarii* (chondrostei, Acipenseriformes): an immunocytochemical study. *Anat. Embryo.*, 208: 311-321.

Huet M, .. (1970). *Tait de pisciculture* (Vol. 718p). Bruxelles: Chris van den wyngaert.

Janssen J. (1985). *Elevage du poisson-chat africain Clarias lazera (Cuv. & Val., 1840) en République Centrafricaine.* Bangui.

Kailola, P.J., Williams, M.J. Stewart, P.C. Reichelt, R.E. McNee A. & Grieve, C.1993. Australian fisheries resources. Bureau of Resource Sciences, Canberra, Australia. 422 p.

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

Khan MA, Abidi SF. Dietary arginine requirement of *Heteropneustes fossilis* fry (Bloch) based on growth, nutrient retention and hematological parameters. *Aquaculture Nutrition.* 2011; 17:418-428.

Kottelat, M. et Freyhof, J. 2007. Handbook of European freshwater fishes. Publications Kottelat, Cornol and Freyhof, Berlin. 646 pp.

Lacroix E., 2004. Pisciculture En Zone Tropicale. Ed. GFA Terra Systems, Hamburg, 225 p.

Legendre, M., linhart, O. & Billard, R., 1996. Spawning and management of gametes, fertilized egg as and embryos in siluroidei-Aqua-Living Resour.,p-59-80.

Le Berre M., 1989. Faune du Sahara : poissons, amphibiens, reptiles. Tome 1. *Ed. Chaubaud, France, 332p.*

L'évêque, C., Bruton, M. N., Sentong, G. W. S., 1988. Biologie et Ecologie des poissons d'eau douce Africaines. Ed. Orstom. Paris. Pp 158.

L'évêque C., et P. 1999. *Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme,* (Vol. 521p). Paris (France): Ed. IRD.

L'évêque C., Paugy D. et Teugles G.G., 1990. Faune des poissons d'eau douce et saumâtres d'Afrique de l'ouest. *Ed. ORSTOM, paris (France), 902p.*

Linnaeus, C. 1758. Systema Naturae, Ed. X. (Systema naturae per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis. Tomus I. Editio decima, reformata.) Holmiae. v. 1: i-ii + 1-824.

Meddour, A., Rouabah, A., Meddour-Bouderda, K., Loucif, N., Remili, A., Khatal, Y., 2005. Expérimentations sur la reproduction artificielle de sander *Lucioperca Hypophthalmichthys Molitrix* et *Aristichthys Nobilis* en Algérie.

Merrick, J.R. & G.E. Schmida, 1984. Australian freshwater fishes: biology and management. Griffin Press Ltd., South Australia. 409 p.

Micha J.C., & Ducarme C. (2003). *Technique de production intensive du poisson-chat africain, Clarias gariepinus.* , : 189-198. Tropicultura.

Micha, J.-C. (1976). *Synthèse des essais de reproduction, d'alevinage et de production chez un silure africain : Clarias lazera.* Bulletin Français de pisciculture.

Nasri S., G. C., & G. C. (2013). Essai de la reproduction d'eaux douces Barbus Callensis. *diplome de master II . Reproduction et biotechnologies animales .* Bejaia: université Abderrahman Mira.

Nyina-wamwiza L, Wathelet B, Kestemont P. Potential of local agricultural by-products for the rearing of African catfish *Clarias gariepinus* in Rwanda: effects on growth, feed utilization and body composition. *Aquaculture Research.* 2007; 38:206-214.

Pethiyagoda, R., 1991. Freshwater fishes of Sri Lanka. The Wildlife Heritage Trust of Sri Lanka, Colombo. 362 p.

Prolonge-Chevalier Christine., 2007. Etude histologique du développement sexuel de l'apron du Rhône (*zingel asper* L.), peridé endémique menacé d'extinction. Thèse doctorat. Ecole Doctorale de l'Ecole Pratique des Hautes Etudes Systèmes Intégrés, Environnement et Biodiversité.

Richir J ., 2004 . La valorisation des sous-produits agro-industriels dans l'alimentation du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*, au Rwanda. Mémoire licence, RWANDA. 5-6 p.

Saad, A., Billard, R., 1987. Composition et emploi d'un dilueur d'insimination chez la carpe, *Cyprinus carpio*.

Suzuki, R. & Yamaguchi, M., 1984. Meristic and morphometric characters of interracial hybrids of the common carp *Cyprinus carpio*. *Bull. Natl. Res. Ins. Aquacult.* 6: 1-9.

Teugels, G. (1986). A systematic revision of the African species of the genus *Clarias* (Pisces: Clariidae). . Dans G. Teugels. Musée Royal de L'Afrique Centrale.

Vallod, D. 1995. Carp processing and market analysis: a case study in France. In: R. Billard & G.A.E. Gall (eds.), *The Proceedings of the Second Aquaculture-sponsored Symposium held in Budapest, Hungary, 6-9 September 1993.* *Aquaculture*, 129:476-477.

Viveen, W. J., & al., v. e. (1985). Manuel pratique de pisciculture du poisson-chat africain (*Clarias gariepinus*). Wageningen pays bas: Département de Pisciculture et de Pêche de l'Université Agronomique de Wageningen.

Winker, H., O.L.F. Weyl, A.J. Booth & B.R. Ellender, 2011. Life history and population dynamics of invasive common carp, *Cyprinus carpio* within a large turbid African impoundment. *Mar. Freshwat. Res.* CSIRO Publishing.

Webographie:

Site internet 1 : Consulté le 05 2020, 27, sur club de plongée:

<https://www.cpalb.fr/les-poissons-la-carpe> (2018, 06, 30).