

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire



Domaine : Sciences de la nature et de la vie

Filière : Sciences vétérinaires

Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Docteur

en

Médecine vétérinaire

THEME

LA REPRODUCTION ARTIFICIELLE

CHEZ LA CARPE ROYALE ET LE

POISSON CHAT AFRICAIN

Présenté par :

Mr ACHICHE Mohammed

Mr AZZOUZ Yassine

Mr HALALIB Mehdi

Soutenu publiquement, le 28 Juin 2021 devant les jurys :

Mr KHELEF Djamel

Professeur (ENSV)

Président

Mme BAAZIZI Ratiba

MCA (ENSV)

Examinatrice

Mme HACHEMI Amina

MCB (ENSV)

Examinatrice

Mme MIMOUNE Nora

MCA (ENSV)

Promotrice

Mr KAIDI Rachid

Professeur (USD-UB1)

Co-promoteur

2020-2021

Remerciements

En tout premier lieu, je remercie ALLAH, tout puissant, de m'avoir donné la force pour survivre, ainsi que l'audace pour dépasser toutes les difficultés.

Nous tenons également à exprimer notre plus profonde et plus sincère reconnaissance à notre promoteur Mme MIMOUNE Nora. Notre cher co-promoteur Professeur KAIDI Rachid qui nous a encadré durant la préparation de ce projet. Et Mr ROUABAH pour leur aide, soutien, conseils et directives.

Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre recherche en acceptant d'examiner notre travail et de

l'enrichir par leurs propositions : Mr KHELEF Djamel ; Mme BAAZIZI

Ratiba ; Mme HACHEMI Amina.

Nos remerciements les plus sincères à tous les enseignants de l'école nationale vétérinaire au pré desquels nous avons trouvé conseils et encouragements tout au long de notre cursus.

À toute nos familles, et nos amis, et nos proches.

À tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, nous vous disons merci.

Dédicaces

Je dédie ce mémoire à la mémoire de ma mère nous a quitté voilà une année,
Mon père qui m'a encouragé à aller de l'avant et qui m'a donné tout son amour
pour reprendre mes études. A mon oncle SALAH AZZOUZ qui sans lequel je
n'aurais jamais repris mes études. A Mon frère RIAD, mes sœurs
SARAH YOUSRA MOUNA, A mes meilleurs amis SALIM ET ISLAM et mes
frère MOHAMED, MAHDI ET ABDO tous mes camarades.

Une spécial dédicace une personne qui a été tilts paternalistes avec moi : Mr

AHMED AZZOUZ mon oncle.

A toutes 1es personnes que j'aime.

- **Yassine** -

Dédicaces

Avec l'aide d'ALLAH, j'ai pu faire ce modeste travail que je dédie.

A mes chers parents, que aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez converti pour mon instruction et mon bien-être.

Je vous remercie pour tous le soutien que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que ALLAH me les garde.

Puisse ALLAH le très haut accord votre santé, bonheur et longue vie.

A mes très chères sœurs et mes très chers frères.

Les mots ne suffisent guère pour exprimer l'attachement, l'amour et affection que je porte pour vous ; vous êtes mes fidèles accompagnants dans les moments les plus délicats.

A mes meilleurs amis Yassine, Mahdi, Saïd, Haroun, Raouf et Yazid et à tous ceux qui m'ont toujours soutenu et encouragé.

- **Mohammed** -

Dédicaces

Je dédie ce mémoire à mes chers parents pour leurs sacrifices, leurs tendresses,
leurs soutiens et leurs prières tout au long de mes études

A ma chère sœur

Je remercie aussi toute la promotion 5eme année vétérinaire 2021/2022

Sans oublier de remercier la directrice et tous les enseignants de ENSV

- **Mahdi** -

Résumé

L'objectif de ce travail était la mise en place d'un protocole expérimental concernant 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. 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 Ghrib 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 22heures 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 the Ghrib 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 22 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.

كان الهدف من هذا العمل هو وضع بروتوكول تجريبي يتعلق بالتكاثر الاصطناعي لنوعين من الأسماك: سمك السلور "Clarias gariepinus" و "الكارب الملك" "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 وذكوران، وخمسة أمهات قرموط أفريقي، و3 إناث و2 ذكور. تم إحضار أمهات الكارب من سد غريب 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 المبروك في وضع البيض وتم كسر البروتوكول في المنتصف بسبب ضعف التحكم في زمن الكمون. بالنسبة لـ *C. gariepinus*، لوحظ نجاح التبويض والتخصيب وفقس اليرقات، وكذلك مراقبة اليرقات. بالنسبة لهذا النوع، تم تسجيل زمن انتقال 22 ساعة، مع ما يقرب من 35700 يرقة من كلاريا. كان معدل التفقيس 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: سمك السلور، الكارب الملك، التكاثر الاصطناعي، GnRH

Liste des tableaux :

Tableau 1: Classification de carpe royale (Nelson, 1994)..... 5

Liste des figures :

Figure 1: La carpe royale (Site internet 1)	6
Figure 2: Les organes sexuels de de Clarias sp. (site internet 2).....	10
Figure 3: Clarias gariepinus (Site internet 3)	11

Sommaire :

Introduction.....	1
Partie bibliographique	3
Chapitre I : Généralités sur les espèces étudiées.....	4
I. La carpe royale :.....	5
1) Taxonomie :.....	5
2) Description :.....	5
3) Origines :.....	6
4) Mode de vie, biologie et écologie.....	6
5) Physiologie de reproduction	7
6) Régime alimentaire.....	7
7) Distribution géographique	7
8) Intérêt économique	8
II. Le poisson chat (<i>Clarias gariepinus</i>).....	9
1) Taxonomie.....	9
2) Caractéristiques morphologiques.....	9
3) Exigences écologiques.....	11
4) Régime alimentaire.....	11
5) Reproduction naturelle de <i>Clarias gariepinus</i>	12
6) Distribution géographique	12
7) Aspects généraux de l'aquaculture de <i>Clarias gariepinus</i>	13
Chapitre II : La reproduction chez les téléostéens	14
I. Reproduction :.....	15
II. Type de reproduction :.....	15
III. L'hypothalamus :.....	15
IV. L'hypophyse :.....	15
V. L'Organe Pinéal :	16
VI. Traitements hormonaux chez les poissons :.....	16
1) GnRH :	16
2) L'hCG (human Chorionic Gonadotropine) :.....	17
3) La glande pituitaire :.....	17
VII. Mode d'injection des hormones :.....	17
VIII. Les étapes de la reproduction artificielle :	18

1) Sélection des géniteurs :	18
2) Induction de la reproduction chez les poissons :.....	18
3) Insémination artificielle (fécondation artificielle) :.....	18
4) Incubation :.....	19
5) Eclosion :.....	19
Conclusion	21
Références bibliographiques	22

Introduction

Au cours de leur longue évolution qui remonte à l'aube des temps géologique vers moins de 545 millions d'années, les poissons ont pleinement colonisé les milieux aquatiques :

Les mers océaniques jusqu'aux plus grands fonds ; les eaux saumâtres qui bordent les rivages marins ou drainent les déserts et les eaux douces claires ou troubles, parfois même souterraines (Romeo et Paulson *in Mellinger, 2002*).

Les poissons sont des animaux organisés pour vivre exclusivement dans l'eau, occupant le dernier rang dans la classe des vertébrés. (Montpetit, 1897).

Par sa biologie et son apparence, un poisson d'eau douce ne diffère pas essentiellement d'un poisson d'eau de mer, et plusieurs poissons d'eau douce ont leurs plus proches parents dans la mer.

Au total, on connaît un peu moins de 22 000 espèces de poissons dont environ 8 500 fréquentent les eaux douces. (Muus et Dahstrome, 1981-1991).

Les poissons sont parmi les groupes fauniques ayant fait l'objet du plus grand nombre d'introductions en milieu naturel à travers le monde. (Gozlanet *al.*, 2010).

Depuis l'antiquité, l'eau douce joue un rôle dans la qualité de la vie sur terre. En Algérie elle pose un problème crucial et permanent mais aussi une ressource rare mal exploitée et mal gérée malheureusement.

L'ichtyofaune des eaux douces d'Algérie est représentée par dix familles regroupant 22 espèces autochtones et 13 introduites (des espèces rares en menace de disparition et même de nouvelles espèces qu'on n'a pas toujours découvertes). Cette faune est constituée par la dominance de cyprinidés (Pellegrin, 1921) dont le poisson le plus répandu est le barbeau algérien connu aussi par *Barbus Callensis*, son nom provient de l'origine du premier spécimen décrit provenant du lac Calle (El Taref) (Djemali, 2005). Ce poisson est très ancien dans le réseau hydrographique qui existait il y a 10000 ans environs (Bruslé et Quignard, 2004).

La caractérisation des poissons d'eau douce est considérée comme une nouvelle étude non propagée en Algérie, c'est la raison pour laquelle tant de sources d'eau douce ne sont pas encore explorées.

L'aquaculture, est le secteur de production alimentaire qui connaît une croissance permanente et rapide, fournit actuellement presque 50% des poissons consommés dans le monde et elle est considérée comme ayant le plus grand potentiel pour satisfaire la demande croissante en aliments aquatiques (FAO, 2006).

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 deux chapitres :

- Le premier, traite des généralités sur les espèces étudiées ;
- Le deuxième, comporte l'endocrinologie de la reproduction chez les téléostéens ;

Partie bibliographique

Chapitre I : Généralités sur les espèces étudiées

I. La carpe royale :

Appartient à la famille des Cyprinidae est l'une des plus importantes familles de poissons d'eau douce. Elle est caractérisée par un important polyphylétisme et par de larges différenciations écologiques (**Bruslé et Quignard, 2001**), elle comprend plus de 300 genres et plus de 2400 espèces montrant une large distribution à travers le monde (**Szlachciak et Strakowski, 2010**).

Elle est extrêmement importante sur le plan alimentaire, en particulier en Asie du Sud-Est, où elle représente une importante source de protéines.

1) Taxonomie :

Règne	<i>Animalia</i>
Embranchement	<i>Chordata</i>
Sous-embranchement	<i>Vertebrata</i>
Super-classe	<i>Osteichthyes</i>
Classe	<i>Actinopterygii</i>
Sous-classe	<i>Neopterygii</i>
Infra-classe	<i>Teleostei</i>
Super-ordre	<i>Ostariophysi</i>
Ordre	<i>Cypryniformes</i>
Super-famille	<i>Cyprinoidea</i>
Famille	<i>Cyprinoidae</i>
Genre	<i>Cyprinus</i>
Espèce :	<i>Cyprinus carpio</i> (Linnaeus, 1758)
Sous-espèce :	<i>Royale</i>

TBLEAU 1 : Classification de carpe royale (Nelson, 1994)

2) Description :

La carpe est un poisson téléostéen qui occupe les rivières calmes et les étangs (zone à brème), à végétation dense et au fond vaseux. C'est un cyprin omnivore dont nourriture est variable (ver de terre, pain, pomme de terre, maïs, pâte, (**Escudero et al., 1997**))

Le corps de la carpe commune est légèrement comprimé latéralement, moyennement élevé et plus ou moins bossu et assez allongé et il est couvert de grosses écailles cycloïdes, à l'exception de la tête qui n'est pas recouverte d'écailles. Sa bouche est protractile édentée (**Suzuki et Yamaguchi, 1984**) et entourée par deux paires de barbillons (**Kottelat et Freyhof, 2007**).

La carpe royale munie d'une seule rangée d'écailles sur le dos (**Kottelat et Freyhof, 2007**). **Fig1**

3) Origines :

La carpe est une espèce originaire d'Asie centrale avec une extension naturelle vers la Chine, elle était introduite en Europe par les romains. Considérée comme l'un des poissons les plus colonisant dans le monde (**Bruslé et Quignard, 2001**) elle est désormais présente en Afrique du Nord.



Figure 1. La carpe royale (**Site internet 1**)

4) 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**).

5) 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. Après 4 jours de l'éclosion, les œufs libèrent des larves de 4,8-5 mm (**Pethiyagoda, 1991**).

6) 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**).

7) 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**).

8) 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**).

II. Le poisson chat (*Clarias gariepinus*)

Le poisson chat africain *Clarias gariepinus* est sans aucun doute l'espèce la plus adaptée à l'aquaculture en eau douce au travers de sa vaste répartition géographique (**Hecht et al. 1996**).

En effet, cette espèce possède des caractéristiques idéales pour l'élevage telles qu'un taux de croissance élevé, hautes densités d'élevage, bon taux de conversion d'aliment, bonne qualité de la chair et une production annuelle rentable (**Akinwol et al., 2007**). Donc *C. gariepinus* offre de bonnes perspectives pour l'aquaculture continentale notamment en Afrique (**Ducarme et Micha, 2003**), et en Algérie.

1) Taxonomie

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : Vertebrata

Classe : Actinopterygii

Ordre : Siluriformes

Famille : Clariidae

Genre : *Clarias*

Espèce : *Clarias gariepinus* (**Burchell, 1822**).

2) Caractéristiques morphologiques

La dénomination de « poisson chat » désigne communément quelques espèces ayant des barbillons au niveau de leurs mâchoires (**Proue, 1974**). Cette espèce se caractérise par un corps cinq à neuf fois plus long que haut (**Le Berre, 1989**) cylindrique allongé, ce poisson peut avoir une taille maximale de 70 cm jusqu'à 150cm pour certains spécimens (**Lévêque et al. 1990**), et il pèse plus de 7kg (**Le Berre, 1989**).

La tête est longue et elle est aplatie dorsaux ventralement. La fontanelle frontale est longue et étroite. La distance entre l'extrémité de la dorsale et la caudale est réduite (**Lévêque et al., 1990**).

La bouche est large, permet au poisson 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, de déchieter des animaux morts au moyen des petites dents maxillaires et d'avaler des proies telles que des poissons entiers (**Lacroix, 2004**).

Il a une mâchoire avec des nombreuses séries de dents fines et pointues séries de dents longues sur la cloison vomérienne, huit barbillons dont leur principale fonction est la détection des proies, le plus long de ces barbillons peut mesurer trois fois la longueur de la tête et petites yeux latéraux (**Le Berre,1989**).

Les mâles se reconnaissent à une longue papille anale conique (**Le Berre,1989**). **Fig2**

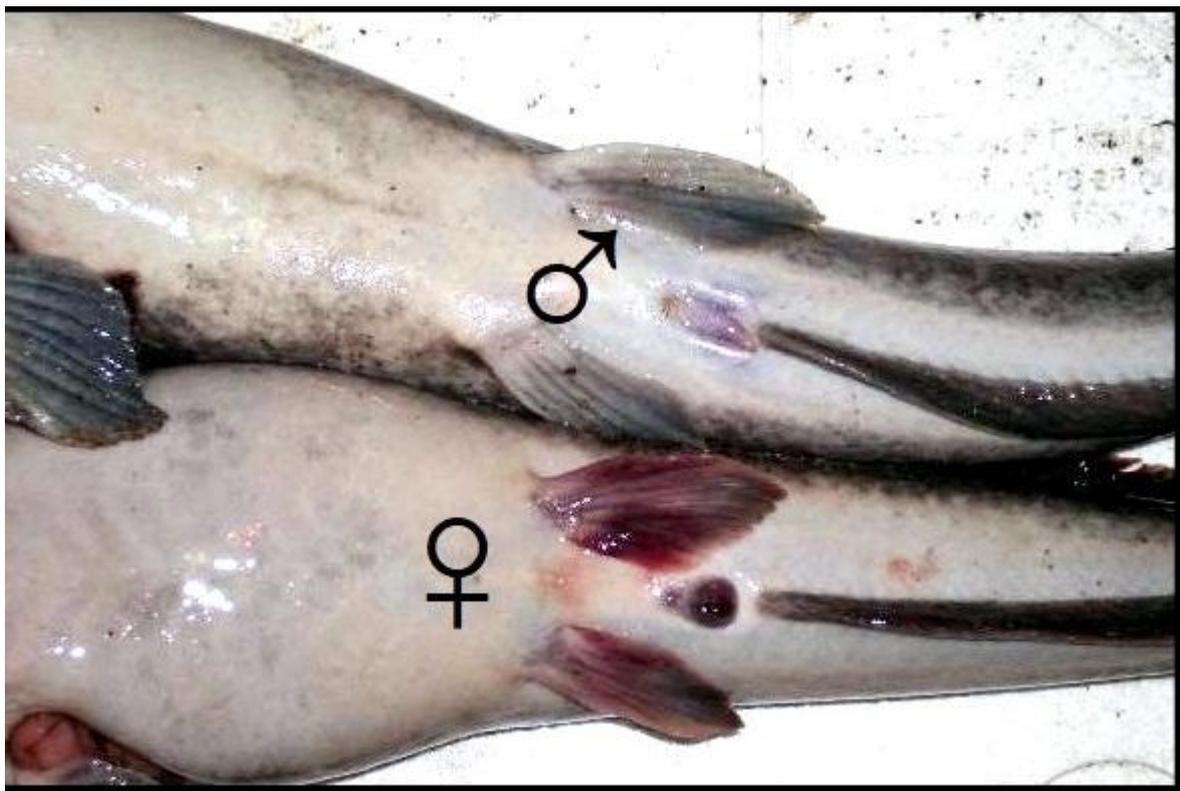


Figure 2. Les organes sexuels de *Clarias* sp. (**Site internet2**)

Couleur allant du noir assez prononcé au brun clair, souvent avec des taches aux nuances vert olive et grises, partie inférieures de la tête et de l'abdomen blanche souvent avec extrémité des nageoires rougeoyant, surtout au moment de la reproduction. (**Teugels,1986, Skelton,1993**).

La tête grosse orientée vers le bas, solide et complètement encaissé, la nageoire dorsale compte 61 à 75 rayons et la nageoire anale entre 45 et 60 (**Moreau, 1988**).

Les nageoires dorsales et anale qui sont extrêmement longue (atteindre la nageoire caudale) contenant seulement des rayons mous (**De Graaf et janssen,1996**) 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 (Moreau, 1988). Une absence d'écailles, la peau est recouverte de mucus (Le Berre, 1989)

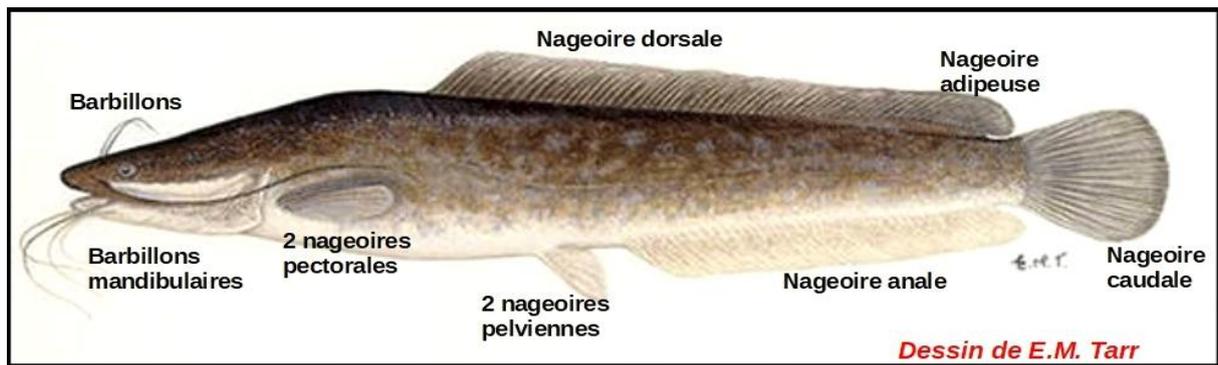


Figure 3. *Clarias gariepinus* (Site internet 3)

3) Exigences écologiques

C. gariepinus est une espèce benthopélagique, la profondeur dans laquelle elle vit varie de 0 à 80 m, leur pH optimal pour la croissance se situe entre 6,5 et 8 (Site internet 4) et survit normalement dans des températures de 18 à 45°C (Babiker, 1984). Habite les eaux calmes des lacs, les ruisseaux, les rivières, les marais de plaines d'inondation, dont certains sont soumis à de séchage saisonnière.

Le plus souvent, les habitats fréquentés sont des plaines d'inondation, des marécages et des bassins dans lesquels le poisson chat peut survivre pendant la saison sèche grâce à la présence d'un organe accessoire pour respirer l'air (Bruton ; Clay in De Graaf et Janssen, 1996).

Cette respiration aérienne n'est qu'un mécanisme compensatoire lorsque la respiration branchiale est insuffisante chez *C. gariepinus* (Babiker in Lévêque et paugy, 1999).

C.gariepinus préfère aussi des conditions à lumière basse (Bruton ; Hogendoorn ; Viveen et al.in Hossain et al., 1998).

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 (Lévêque et Paugy, 1999).

Le régime alimentaire de l'adulte est essentiellement ichtyophage et le tilapia constituent la plupart de temps la majeure partie de sa ration, les jeunes sont planctophages (Le Berre, 1989).

Cette espèce a une habitude d'alimentation nocturne (Bruton ; Hogendoorn ; Viveen et al. in Hossain et al., 1998).

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 (**Bruton, 1979**).

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. (**Micha ; Pham in Lévêque et al. 1988**).

Dans la plupart des pays africains, le cycle de reproduction du poisson chat débute au commencement de la saison des pluies. Le stimulus final de la fraie semble être associé à la remontée des eaux et l'inondation des zones marginales (**Lacroix, 2004**). La période optimale de reproduction se limite aux mois de juillet, août, septembre et octobre. Toutefois on trouve des femelles à maturité, en dehors de cette saison de reproduction (**Micha, 1976**).

La plupart des femelles pondent partiellement et leur ventre reste gonflé. Certaines pondent totalement leurs ovules et présentent alors, après la ponte, un ventre plat (**Micha, 1976**) et elles pondent de 60.000 à 150.000 ovules/kg du poids corporel (**Hogendoorn ; Richter et al. in Legendre et al., 1996**).

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**).

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

I. Reproduction :

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

II. Type de reproduction :

La plupart des poissons téléostéens sont ovipares. La femelle pond les ovules (avant fécondation) le mâle répand sa laitance sur les ovules en pleine eau ou près du fond. L'ovule fécondé donne un œuf. Les œufs sont, soit pélagiques (flottant entre deux eaux) soit benthiques (tombant sur le fond) l'œuf éclot avant que le bébé ait fini de se développer pour donner naissance à une larve. La « gestation » étant interrompue, cette larve ne peut pas se nourrir seule ; elle se nourrit donc de sa poche vitelline, jusqu'à ce qu'elle devienne alevin. Au moment de la reproduction, beaucoup d'ovules ne sont pas fécondés, c'est pourquoi les poissons ovipares pondent beaucoup.

III. L'hypothalamus :

Les régions de l'hypothalamus qui contrôlent l'activité gonadotrope correspondent au noyau préoptique (NPO) et au noyau latéral du Tuber (NLT). Ces noyaux sont constitués par les corps cellulaires de cellules neuro-sécrétrices qui élaborent des substances neuro-hormones libérées au niveau des extrémités axonales. La substance libérée par les cellules neuro-sécrétrices qui a une action stimulante sur la sécrétion des gonadotropines s'appelle hormone libérant ou, Gn-RH (gonadotropine releasing hormone).

IV. L'hypophyse :

L'hypophyse sécrète plusieurs hormones parmi lesquelles les gonadotrophines qui exercent un rôle majeur dans l'activité des gonades. Les cellules synthétisant les gonadotrophines, identifiées par les changements qu'elles présentent au cours du cycle sexuel et par leurs caractéristiques morphologiques et tinctoriales, sont situées principalement dans l'adénohypophyse. 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 sécrète deux types d'hormones gonadotropes.

Ces gonadotropines étaient anciennement désignés 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 gonadotropine glycoprotéique GtH semble agir soit directement, soit par l'intermédiaire des hormones stéroïdes, sur la majorité des étapes du développement de la gonade mâle ou femelle.

Chez le mâle, elle stimule le développement complet du testicule et la spermiation. Chez la femelle, elle induit la vitellogène endogène et indirectement la vitellogèse exogène en stimulant la synthèse des œstrogènes par l'ovaire, lesquels agissent sur la synthèse et la sécrétion de vitellogénine par le foie. Elle induit également la maturation ovocytaire en stimulant la production de stéroïdes maturants soit dans l'ovaire, soit éventuellement avec la participation de l'organe inter rénal. Le facteur faiblement glycoprotéique stimulerait principalement l'incorporation de la vitellogénine dans l'ovocyte (**Legendre Marc, Jalabert B. 1988**).

Son rôle essentiel dans les phénomènes de maturation finale l'ont d'ailleurs fait nommer « hormone maturante »

V. L'Organe Pinéal :

L'hypothalamus n'est pas le seul régulateur nerveux de la fonction gonadotrope. Un autre organe du système nerveux central, l'organe pinéal ou épiphyse (une extension du diencephale située sous la calotte crânienne) 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 dont on a suggéré le rôle antigonadotrope (**Legendre Marc, Jalabert B. 1988**).

L'implication de l'organe pinéal dans la régulation de la reproduction des poissons n'est pas clairement établie et dépend vraisemblablement de la spécificité de chaque espèce. Son influence sur la fonction gonadotrope pourrait s'exercer par l'intermédiaire de l'hypothalamus (**Gilles et al., 2001**).

VI. Traitements 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.

1) GnRH :

Ce sont de petites molécules (décapeptide) qui contrôlent l'exécution de la glande pituitaire dans la production des gonadotrophines (LH et FSH ou GTH-I et GTH-II). Avec l'apparition des analogues synthétiques (LH-RRs et GnRHa) la stimulation de l'hypophyse permet la production d'un taux très important de FSH-LH. Chez les téléostéens la GnRH constitue l'élément majeur du contrôle de l'axe hypothalamo-hypophysogonadique.

C'est une neurohormone d'origine peptique synthétisée par des neurones localisés au niveau de l'hypothalamus. Les neurones à GnRH innervent directement les cellules gonadotropes hypophysaires.

C'est à ce niveau que la GnRH est libérée et se fixe sur des récepteurs spécifiques à sept domaines transmembranaires (GnRH-R) stimulant ainsi la biosynthèse et la libération des hormones gonadotropes FSH et LH. Ces hormones agissent sur les gonades. Elles régulent la gamétogenèse et la synthèse et la sécrétion des peptides gonadiques (inhibine, activine, vitelline) et des hormones stéroïdes (androgènes, œstrogènes).

2) L'hCG (human Chorionic Gonadotropine) :

C'est une hormone gonadotrope mammalienne, elle est utilisée pour déclencher la ponte. Elle est utilisée en une dose simple, ce qui réduit la manutention du poisson par rapport à l'utilisation de la technique d'hypophysation. L'efficacité d'une dose unique est probablement due à la catabolisation très longue et qui permet une meilleure stimulation de la folliculogénèse et la vitellogénèse et donc va augmenter le taux d'ovulation des géniteurs induits.

3) 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 (**Grandietal, 2004**).

VII. 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**).

VIII. 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 :

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.

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**).

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 : 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.

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**).

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**)

Conclusion

L'objectif de ce travail consiste à faire une étude bibliographique sur la reproduction artificielle chez deux espèces de poissons, la carpe royale et le poisson chat africain.

On a divisé notre projet en deux grands chapitres. Dans le premier on a abordé des généralités sur les espèces étudiées à savoir leur taxonomie, morphologie, écologie, alimentation et leur distribution géographique.

Dans le deuxième chapitre on a traité de façon générale la reproduction des poissons téléostéens et on a défini les différentes structures de l'organisme et hormones qui régissent la fonction de la reproduction. On a également énoncé les étapes de la reproduction artificielle : sélection des géniteurs, induction hormonale, fécondation artificielle, incubation et éclosion.

Références bibliographiques

- Akinwol A.O., Faturoti E.O., 2007.** Biological performance of African Catfish (*Clarias gariepinus*) cultured in recirculating system in Ibadan. *Aquacultural Engineering*, 36, p. 18-23.
- Babiker M. M., 1984.** Aspects of the biology of the catfish *Clarias lazera* (Cuv. & Val.) related to its economic cultivation. *Hydrobiologia*, 110, p. 295-304.
- BAKOS, J. & GORDA, S., 2001.** Genetics resources of common carpat the Fish Culture Research Institute Szarvas, Hungary. FAO Fisheries Technical Paper No. 417. FAO, Rome, Italy. 106 pp.
- Billard, R., Breton, B., 1981.** Le cycle reproducteur chez les poissons téléostéens. Cahier de laboratoire de Montereau N°12. Pp., 43-56.
- Bruslé J. et Quignard J-P., 2004.** Les poissons et leur environnement. Edt lavoisier, Paris. P1522.
- Bruslé J. et Quignard J.P., 2001.** Biologie des poissons d'eau douce européens, Ed. Tech. et Doc., Lavoisier, Paris. France. 625p.
- Bruton, M. N., 1979.** The breeding biology and early development of *Clarias gariepinus* (Pisces: Clariidae) . lake Sibaya, South Africa.
- Darszon, A., Labarca, P., Nishigaki, T., Espinosa, F., 1999.** Ion channels in sperm physiology. *Physiological Reviews* Vol. 79, No. 2.
- 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.
- Djemali I., 2005.** Evaluation de la biomasse piscicole dans les plans d'eau douce tunisiens : Approches analytique et acoustique. Thèse de Doctorat, INAT et INSTM, 218 p.
- Ducarme C., Micha J.C., 2003.** Technique de production intensive du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*. *Tropicultura*, 21, 4 : 189-198.
- 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.
- Escudero, J.C., Garcia, E., Martín, J., Pérez, J.J., 1997.** Model for the study of the selection of environmental parameters in freshwater fish. *Pol. Arch. Hydrobiol.* 44: 359-375.
- FAO, 1997.** FAO database on introduced aquatic species. FAO Database on Introduced Aquatic Species, FAO, Rome.

FAO, 2002. Evaluation des stocks et aménagement des pêcheries de la ZEE mauritanienne. Rapport du cinquième groupe de travail IMROP, Mauritanie, 191p.

FAO, 2004. FAO Database on Introduced Aquatic Species. FAO Database on Introduced Aquatic Species, FAO, Rome. FIGIS.

FAO, 2006. Situation de l'aquaculture mondiale, 1p.

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

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

Gilles S., Dugué R., Slembrouck J., 2001. Manuel de production d'alevins du silure africain, *heterobranchus longifilis*. Ed. Maisonneuve et Larose, Paris (France), 128p.

Gozlan, R.E., Britton, J.R., Cowx, I. et Copps, G.H., 2010. Review Paper, Current Knowledge on Non-Native Freshwater Fish Introductions. *J. Fish Biol.* 76, 751-786.

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

Hecht T, Oellermann L, Verhust L, 1996. Perspectives on clariid catfish culture in Africa. *Aquat. Living Resour*, 9 (Hors série) , P .197-206 .

Hossain M.A.R., Beveridge M.C.M., Haylor G.S., 1998. The effects of density, light and shelter on the growth and survival of African catfish (*Clarias gariepinus* Burchell, 1822) fingerlings. *Aquaculture*, 160, p. 251-258.

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.

Khan MA, Abidi SF, 2011. 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 Marc, Jalabert B., 1988. Physiologie de la reproduction = Physiology of reproduction. In: Lévêque Christian (ed.), Bruton M.N. (ed.), Ssentongo G.W. (ed.) *Biologie et écologie des poissons d'eau douce africains = Biology and ecology of african freshwater fish*. Paris : ORSTOM, (216), 153-175. (Travaux et Documents de l'ORSTOM ; 216). ISBN 2-7099-0929-4

- Legendre, M., Linhart, O. & Billard, R., 1996.** Spawning and management of gametes, fertilized egg 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.
- Lévêque, C., Bruton, M. N., Sentong, G. W. S., 1988.** Biologie et Ecologie des poissons d'eau douce Africaines. Ed. Orstom. Paris. Pp 158.
- Lévêque C., et. P. 1999.** Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme, (Vol. 521p). Paris (France): Ed. IRD.
- Lévêque 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.
- Mellinger J., 2002.** Sexualité et reproduction des poissons. Ed. CNRS., 349 p.
- Merrick, J.R. & G.E. Schmida, 1984.** Australian freshwater fishes: biology and management. Griffin Press Ltd., South Australia. 409 p.
- Micha, J.-C., 1976.** Synthèse des essais de reproduction, d'alevinage et de production chez un silure africain : *Clarias lazera*. Bulletin Français de pisciculture.
- Montpetit, A.N., 1897.** Les poissons d'eau douce du Canada. 1p.
- Moreau, Y., 1988.** Physiologie de respiration. In C. Lévêque, M.N. Bruton et G.W.S sentogo, eds biology and ecology of African freshwater fisher. Edition de L'ORSTOM. Paris. p .113-135.
- Muus B.J et P.Dahlstrom, 1988.** Guide des poissons de mer et pêche. Editions Delachaux et Niestlé SA., Neuchâtel, Suisse et Paris. p 5-9
- Muus B.J et P.Dahlstrom, 1991.** Guide des poissons d'eau douce et pêche. 4eme édition
- Nelson, J.S., 1994.** Fishes of the world. Third edition. John Wiley & Sons, Inc., New York. 600 p.
- 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.
- Pellegrin J., 1921.** Les poissons des eaux douces de l'Afrique du Nord française (Maroc, Algérie, Tunisie, Sahara). Mém. Soc. Sci. Nat. Maroc, 1: 1-217.

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

Proue O., 1974. La mer : volume 8. Ed. Grange BATELIERE, Paris, 2560 p.

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'insémination chez la carpe, *Cyprinus carpio*.

Skelton, P.H. 1993. A complete guide to the freshwater fishes of southern Africa. Halfway House, South Africa, Southern Book Publisher, 388 pp.

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.

Szlachciak, J., Strakowska, E., 2010. Morphological characteristics and variation of rudd *Scardinius erythrophthalmus* (L.) from the Łuknajno Lake, Poland. P91.

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.

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.

Woynarovich, E., Horvath, L., 1981. La reproduction artificielle des poissons en eau chaude : manuel de vulgarisation. FAO, Doc et Tech. Pêche, (201). P191.

Webographie :

Site internet 1 : Consulté le 27-05-2021 , sur le site deDOCPLAYER
<https://docplayer.fr/144160991-Republique-algerienne-democratique-et-populaire-wilaya-de-ain-defla-atouts-et-opportunités-d-investissement-de-la-wilaya-de-ain-defla.html> (03-03-2016)

Site internet 2 : Consulté le 27-05-2021 , sur le site deFORMAD Environnement
<https://formad-environnement.org/pisciculture-Parakou.html>

Site internet 3 : Consulté le 27-05-2021 , sur le site deFORMAD Environnement
<https://formad-environnement.org/pisciculture-Parakou.html>

Site internet 4 : Consulté le 28-05-2021, sur le site Fishbase
<http://www.fishbase.org/Summary/SpeciesSummary.cfm?id=1934>