

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre

Département des sciences biologique



Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master

Filière : Hydrobiologie marine et continentale

Spécialité: Hydrobiologie

Reproduction du poisson chat africain *Clarias gariépinus*
(**Burchell, 1822**) provoquée par des inducteurs hormonaux

Soutenu le : 20/06/2017

Par :

-Mr: **REHIF Hocine**

-Mr: **MELHA Salheddine**

Devant le Jury

Mr. ZEGHDOUDI E.	Président	MAA (UDB Khemis Miliana)
Dr. ROUABAH A.	Promoteur	MCB (UDB Khemis-Miliana)
Mr. Djeddar M.	Examineur	MCB (UDB Khemis-Miliana)
Mme. Chebaani N.	Examinatrice	MAA (UDB Khemis-Miliana)

Année universitaire : 2016/2017

Résumé :

Notre travail est effectué sur la reproduction artificielle du poisson chat africain (*clarias gariiepinus*).

Clarias gariiepinus est sans aucun doute une espèce adaptée à l'aquaculture. Elle est connue sous le nom de poisson-chat africain pour la présence des barbillons au niveau de leurs mâchoires. Ce poisson peut avoir une taille maximale de 150cm et il pèse une moyenne de 7kg. Le *C.gariiepinus* est une espèce benthopélagique, les habitats fréquentés sont des plaines d'inondation, et des marécages et préfère des habitats sombre à faible luminosité en réalité, c'est un poisson photophobie.

Son régime est omnivore à tendance carnassière, le *C. gariiepinus* devient mature au cours de sa première année. Et en ce qui concerne la reproduction naturelle elle se déroule au moment de la saison des pluies. La reproduction en captivité se fait sans traitement hormonal (Semi naturel) ou avec traitement hormonal.

Au cours de notre stage à la ferme d'Abderrahmane et au parc animalier à menea le poisson-chat africain a été induit artificiellement. Pour cela on a utilisé la HCG et la Gn-RH. Ces inducteurs ont été utilisés selon un protocole précis et nous ont permis d'obtenir des résultats suivants : La technique de reproduction artificielle par la GnRH et la HCG à titre expérimental nous permet d'affirmer que l'utilisation de la GnRH a permis l'ovulation de la totalité des géniteurs avec une dose de 3mg/kg ce qui nous réconforte dans le protocole qui a été programmé et appliqué.

En ce qui concerne la HCG nos résultats sont mitigés en raison probablement de la faible dose appliquée qui n'était pas suffisante pour achever l'ovogenèse et la folliculogenèse voir provoquer l'ovulation.

Le même résultat positif avec la GnRH a été obtenu dans le parc animalier ce qui confirme que la technique artificielle avec la GnRH est bien maîtrisée.

Pour cela nous suggérons d'augmenter de 500 UI à 800U.I./kg la HCG et voir quelle est son effet sur l'ovulation du Clarias et va nous permettre dans l'avenir de parfaire d'avantage nos techniques afin d'améliorer la production de cette espèce et ouvrira certainement d'autres perspectives du développement de l'aquaculture en Algérie.

Les mots clés : *C. gariiepinus* ; Gn-RH ; HCG ; Poisson-chat

Summary:

Our work is carried out on the artificial reproduction of African catfish (*clarias gariepinus*).

Clarias gariepinus is undoubtedly a species suitable for aquaculture. It is known as African catfish for the presence of barbs in their jaws. This fish can have a maximum size of 150cm and it weighs an average of 7kg. *C. gariepinus* is a benthopelagic species, habitats frequented are flood plains, and swamps and prefers dark habitats at low light in reality, it is a photophobic fish.

Its diet is omnivorous to carnivorous tendency; *C. gariepinus* becomes mature during its first year. And with regard to natural reproduction, it takes place at the time of the rainy season. Reproduction in captivity this fact without hormonal treatment (Semi natural) or with hormonal treatment.

During our internship at the farm of Abderrahmane and the animal park in Menaia the African catfish was induced artificially. For this purpose, HCG and Gn-RH were used. These inducers were used according to a precise protocol and allowed us to obtain the following results: The artificial reproduction technique by GnRH and HCG on an experimental basis allows us to affirm that the use of GnRH allowed the "Ovulation of the whole of the broodstocks with a dose of 3mg / kg which comfort us in the protocol that was programmed and applied.

Regarding HCG our results are mixed due probably to the low dose applied which was not sufficient to complete the oogenesis and folliculogenesis see causing ovulation.

The same positive result with GnRH was obtained in the animal park, which confirms that the artificial technique with GnRH is well mastered.

For this we suggest increasing from 500 IU to 800U.I./kg the HCG and seeing what its effect on the ovulation of *Clarias* and will allow us in the future to further improve our techniques to improve the production of this species and will certainly open other perspectives for the development of aquaculture in Algeria.

Keywords: *C. gariepinus*; Gn-RH; HCG; Catfish

ملخص

عملنا يدور حول التوليد الاصطناعي لسماك القط الافريقي (سماك السلور) . يعد سمك القط الافريقي من بين أكثر أنواع الاسماك تكيفا في تربية الاحياء المائية و يعرف باسم سمك القط الافريقي لوجود عذبات عند فمه ، و قد يصل حجمه من بين 70 سم الى 150 سم و كذلك و زنه قد يصل الى 7 كغ في متوسط عمره . سمك القط الافريقي من بين أنواع الاسماك التي تعيش في سطح أو في قاع السهول الفيضية و الوديان و البرك الموحلة وهو يفضل الظلام.

أما عن نظامه الغذائي فهو من أكلات اللحوم ، و يتم بلوغه و نضجه بعد سنة و يكون تكاثره طبيعيا في موسم الامطار . ومن خلال قيامنا بتدريب في مزرعة عبد الرحمن و حديقة الحيوانات بالمنبعة قمنا باستعمال هرمونا Gn-RH و HCG وذلك لتوليد سمك القط اصطناعيا بإتباع بروتوكول معين حيث مكنا من تحقيق النتائج التالية:

تقنية التلقيح الاصطناعي باستعمال Gn-RH سمحت باباضة اغلبية الفصائل مع جرعة 3ملغ/كغ , الذي ادركناه في البروتوكول الذي تم برمجته و تنفيذه.

و فيما يخص HCG كانت النتائج ضعيفة ربما يرجع الامر الى ان الجرعة كانت قليلة التي لم تسمح باستكمال مراحل تكوين البويضات و عدم الاباضة.

تحصلنا على نتائج ايجابية في حديقة الحيوانات باستعمال Gn-RH مما يؤكد ان تقنية التلقيح الاصطناعي سيطرنا عليها بشكل جيد.

و لهذا نقترح زيادة جرعة HCG من 500 الى 800 وحدة دولية في كل كغ, ونلاحظ ما هو تأثيرها على الاباضة عند سمك القط التي من شأنها ان تسمح لنا في المستقبل للوصول الى تحسين انتاج هذه الانواع و بالتأكد سوف نفتح افاقا جديدة لتنمية تربية الاحياء المائية في الجزائر.

الكلمات المفتاحية : سمك القط, GnRH, HCG, Clarias gariepinus .



Remerciement

Q U'il nous soit permit, de traduire nos chaleureuses reconnaissances que nous éprouvons envers notre promoteur Mr : **РОВАБАНА**. pour son aide, soutient, conseils et, directives qu'il nous-a tant apporté durant toutes ces années et, spécialement cette dernière année avec complaisance et gentillesse, toujours la bonne solution à proposer et, de nous faire l'effet de savoir tout faire.

Nous tenons aussi à exprimer, par la même occasion, tout le respect que nous avons en remerciant tous les enseignants du Hydrobiologie marine et continentale pour leurs générosités de mettre à la disposition de tous étudiants leurs savoirs faire, de leurs persévérances à honorer cet art, à le respecter et chercher sans relâche à le perfectionner, l'enrichir et le chérir.



Dédicaces

Tout d'abord, je dédie ce travail à mes très chers parents pour leur soutien moral et financier ainsi que l'affection qu'ils m'ont donné depuis ma naissance jusqu'à nos jours et qu'ils ne cessent de me donner

À mon très cher frère melha amine que Dieu lui donne une longue vie

À mes très chers amis qui ont été toujours à mes côtés dans les moments les plus difficiles, spécialement Chita Hocine et Rehiç Hocine Mazed

Abd El Ghani Kreiria mohamed Asbar youssef Djouabi boualem

Daoued Hwadef .

Je remercie aussi toute la promotion 2ème année master 2016/2017 :

Hydrobiologie marines et continentale à qui je souhaite plein de succès et chances dans leur vie professionnelle

Sans oublier de remercier tous mes enseignants.

Salheddine



Liste des tableaux

Tableau 1 : La composition alimentaire des filets de poisson chat africain <i>C.gariepinus</i> (Ducarme et Micha, 2003).....	12
Tableau 2 : les géniteurs utilisés, leurs tailles, poids et tours de poitrine	29
Tableau3 : les doses de HCG injectées à six femelles.....	31
Tableau4 : les doses de Gn-RH injectées à six femelles.....	32
Tableau5 : les doses de Gn-RH injectées à deux males.....	33
Tableau6 : les doses de HCG injectées à deux males.....	33
Tableau7 : résultats des prélèvements d'ovules au même temps de latence (injection par HCG).....	41
Tableau8 : résultats des prélèvements d'ovules au même temps de latence (injection par Gn-RH).....	41
Tableau9 : résultats des prélèvements d'ovules au même temps de latence après la déisme injection.....	42
Tableau 10 : Résultats des prélèvements d'ovules et le temps de latence.....	42
Tableau 11: Nombre d'œufs par kilogramme de poids vif pour chaque femelle par la méthode volumétrique.....	42
Tableau12 : taux de fécondation.....	44
Tableau13 : résultat de la fécondation et de l'éclosion.....	46
Tableau14 : taux d'éclosion.....	47

Liste des figures

Figure 1 : Clarias gariepinus (Burchell 1822).....	5
Figure 2 : la localisation de clarias gariepinus en Algérie.....	6
Figure 3 : Production aquacole mondiale de Clarias gariepinus (FAO, 2012).....	8
Figure 4 : Principaux pays producteurs de Clarias gariepinus (FAO 2006).....	9
Figure 5 : Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliqués dans la reproduction chez les poissons.(schlumberger,2002).....	23
Figure 6 : la ferme aquacole (Abderrahmane).....	25
Figure 7 : Eugenia caryophyllata.....	27
Figure 8 : Un géniteur mâle de C .gariepinus	28
Figure 9 : Un géniteur femelle de C.gariepinus.....	28
Figure 10 : lettrage en plastique.....	29
Figure 11 : marquage des géniteurs.....	29
Figure 12 : balance électronique	30
Figure 13 : préparation des doses de Gn-RH et HCG.....	31
Figure 14 : Injection de l'HCG et de GnRH.....	31
Figure 15 : dissection des testicules.....	35
Figure 16 : prélèvement dutesticule.....	35
Figure 17 : prélèvement des sperme.....	35
Figure 18 : stripping	36
Figure 19 : Œufs strippé.....	36
Figure 20 : Fécondation des œufs par la laitance.....	36
Figure 21 : mélange du sperme et des ovules à sec.....	37
Figure 22 : ajouté la solution de fécondation.....	37
Figure 23 : addition de lait	37
Figure 24 : addition de l'argile.....	37
Figure25 : mise en incubation dans le tamis.....	38

Figure 26: récolte du zooplancton (rotifères)	39
Figure 27 : Différent stades du développement embryonnaire.....	45
Figure 28 : bassin en terre pour le développement des zooplanctons	47

Liste des abreviations

Gn-RH: Adeno corticotrop hormone
HCG : Human chorion gonadotropin
GTH : Gonadotrophine hormone
LH : Luteinizing hormone
NPO : Nucleus preopticus
NLT : Nucleus lateralis tuberis
RH : Releasing hormone
STH : Somatotrop hormone
UI : Unité international
Fig. : Figure
h : heur
w : willaya

Sommaire

Introduction.....	1
-------------------	---

Chapitre I : Généralités

I.1. Bioécologie de <i>Clarias gariepinus</i> (Burchell,1822).....	4
I.1 .2 . Position systématique	4
I.1 .3. Caractéristiques morphologiques.....	5
I.1.4. Distribution géographiques.....	6
I.1.5. Exigences écologique.....	7
I.1.6. Aspect généraux de l'aquaculture de <i>Clarias gariepinus</i>	7
I.1.7. Production mondiale de <i>Clarias gariepinus</i>	8
I.1.8. Principaux pays producteurs	9
I.1.9. Régime alimentaire.....	10
I.1.10. Reproduction naturelle de <i>Clarias gariepinus</i>	10
I.1.11. Le cannibalisme et la prédation.....	11
I.1.12. Qualité de la chaire de <i>Clarias gariepinus</i>	12

Chapitre II : Biologie de l'espèce

II. endocrinologie de la reproduction du téléostéen	13
II.1. Mécanismes de la reproduction.....	13
II.1.1. Rôle de L'hypothalamus.....	13
II.1.2. L'Organe Pinéal.....	13
II.1.3. L'hypophyse.....	14
II.1.4. Rôle des gonades	15
II.1.5. La GnRH dans l'axe hypothalamo -hypophysogonadique des téléostéens.....	15
II.1.6. Influence des facteurs abiotiques externes sur la reproduction	17

II.1.6.1. Température	17
II.1.6.2.La photopériode	17
II.1.6.3.L'environnement.....	18
II.1.6.4.La qualité physico-chimique de l'eau.....	18
II.1.6.5 .L'alimentation.....	18
II.1.7 .Gamétogenèse	18
II.1.7.1. Spermatogenèse.....	18
II.1.7.2 .Ovogenèse et vitellogenese.....	19
a-Ovogénèse	19
b- Vitéllogénèse.....	20
II.1.8. Niveau d'intervention sur la reproduction des téléostéens.....	21

Chapitre III : Matériel et méthode

III.1. Présentation du site expérimental.....	25
III.2. Matériel biologique	25
III.2.1.Collecte des géniteurs de <i>Clarias gariepinus</i>	25
III.2.2. Alimentation des géniteurs.....	27
III.3. Protocole expérimentale.....	27
III.3.1. Anesthésie	28
III.3.2. Sexage.....	28
III.3.3.Marquage	29
III.3.4. Pesage	29
III.3.5. Induction des femelles.....	29
III.3.6.Traitement hormonal.....	30
III.3.7 .Chronologie de l'induction hormonale.....	31

III.3.8. Le temps de latence.....	33
III.3.9. La fécondation.....	33
III.3.9.1. Prélèvement des testicules	33
III.3.9.2. Prélèvement du sperme.....	34
III.3.9.3. Prélèvement des ovules	35
III.3.10. Mélange des gamètes.....	36
III.3.11. Incubation des œufs	37
III.3.12. L'embryogenèse.....	38
III.3.13. L'éclosion.....	38
III.3.14. Élevage larvaire.....	38
III.3.15. Résorption de la vésicule vitelline.....	38

Chapitre IV : Résultats et discussions

IV. Résultats et discussions	39
IV.1. Reproduction de <i>Clarias gariepinus</i>	39
IV.2. Maturation des gonades	39
IV.3. Détermination de l'état de maturation des femelles.....	39
IV.4. Ferme Abderrahmane.....	39
IV.5. Stripping des femelles.....	40
IV.6. Parc animalier de MENEA.....	40
IV.7. Echec de la reproduction avec de la HCG à la ferme Abderrahmane.....	41
IV.8. Prélèvement des ovules.....	41
➤ méthode théorique	42
➤ la méthode volumétrique	43
IV.9. Prélèvement du sperme.....	43
IV.10. fécondation et mis en incubation des œufs	44
IV.11. Développement embryonnaire des œufs	45

IV.12.Première et deuxième tentative de reproduction par GnRH et HCG	45
IV.13.Troisième expérience au parc animalier de Menea.....	46
IV.14. Elevages larvaires.....	47
IV.15. Alimentation des larves	47
IV.16. Collecte des géniteurs.....	48
IV.17. Induction hormonale des géniteurs.....	48

Conclusion

Bibliographie

Annexe

Introduction

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 protéine animale. 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, 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 ,2002**).

Dans cette étude nous avons fixé comme objectif la reproduction du *Clarias gariépinus* grâce à une technique de reproduction qui fait appel à des hormones d'induction qui sont la HCG sériques et la GnRH à travers un nouveau protocole d'induction tenant compte de l'espèce et des conditions extrêmes défavorables du lieu de notre expérience .Le choix d'un tel thème de recherches est dictée par la fait que cette espèce autochtone st en danger de disparition et les différents essais de reproduction induite vont permettre de mieux contrôler la maitrise de sa physiologie de la reproduction afin d'aboutir à la méthode La plus efficace de reproduction.

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**).

Dans ce but, la maîtrise du processus de reproduction artificielle devient une nécessité afin d'assurer une continuité de la production au niveau d'une ferme aquacole.

A cet effet, nous avons entrepris ce travail au niveau de la ferme Abderrahmane à Menea (EL Golea) afin de réaliser la reproduction artificielle de poisson chat *Clarias gariépinus* avec l'induction de la ponte en utilisant la HCG et la Gn-RH.

Notre travail à été répartie en quatre chapitres :

Le premier, traite des généralités sur l'espèce.

Le deuxième, Endocrinologie de la reproduction chez les téléostéens.

Le Troisième, présente le matériel et les méthodes choisies.

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

Chapitre I

Généralité

I.1. Bio-écologie de *Clarias gariepinus* (Burchell,1822)

Le travail que nous avons accompli se rapporte au poisson-chat africain *clarias gariepinus* (Burchell ,1822) (Viveen *et al. in* Imorou toko, 2007)

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.

I.1.2 Position systématique

Les siluriformes représentent près du tiers des poissons d'eau douce connus dans le monde avec 34 familles (dont deux fossiles) comprenant 437 genres et plus de 2700 espèces (Teugels *et al.in* Chikou, 2006), en majorité d'eaux douce et /ou saumâtres (Teugels *in* chikou, 2006).

La classification ci-dessus est décrite dans (Teugels *in* Imorou toko, 2007)

Règne	:	Animal
Embranchement	:	Chordata
Sous embranchement	:	Vertbrata
Super classe	:	Osteichtyes
Classe	:	Actinopettygii
Ordre	:	Siluriforme
Famille	:	Clariidae
Genre	:	<i>Clarias</i>
Espèces	:	<i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822)

I.1.3. 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 Berre1989**) 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 Berre1989**).

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**). tête grosse orienté vers le bas, solide et complètement encaissé, la nageoire dorsale compte 61 a 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 (**Moreau1988**). Une 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**) il à une mâchoire avec des de nombreuses série 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**).



Figure 01 : *Clarias gariepinus* (Burchell 1822)

I.1.4. Distribution géographique

En Algérie

On trouve *C.gariepinus* dans la région du Zibans (Tolga W 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),(figure02),(**Le Berre,1989**).

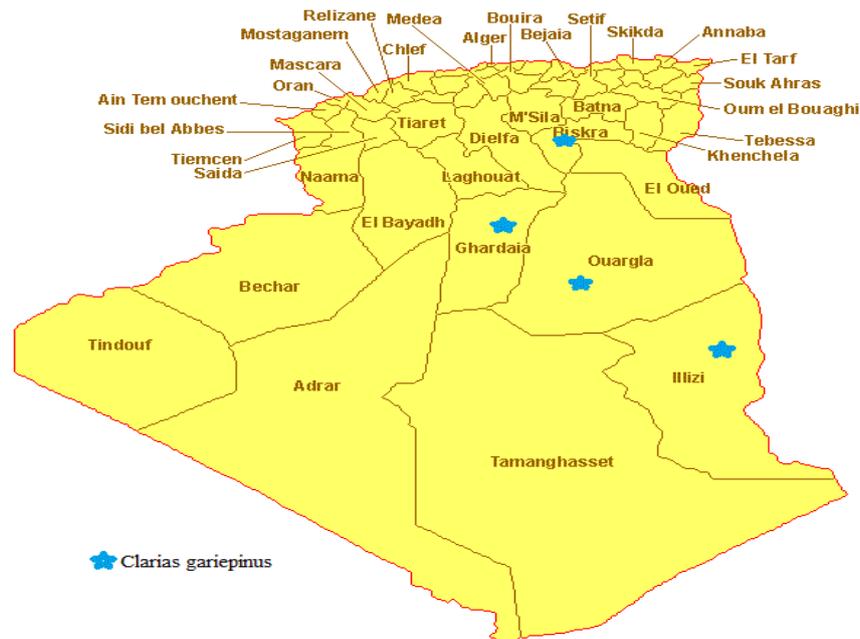


Figure02 : la localisation de *clarias gariepinus* en Algérie

Dans le monde :

Clarias gariepinus, qui est considéré comme l'une des plus importantes espèces de poisson – chat tropicales pour l'aquaculture à 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**).

I.1.5. Exigences écologique

C. gariepinus vit dans une très large gamme d'eaux continentales, généralement calmes (rivières, marais, lacs, etc.), 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 J, 2004).

I.1.6. Aspect 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.

L'élevage de *Clarias* en grossissement en bassins extérieurs n'est dès lors rendue possible, dans certains pays européens, que durant la période estivale. Il est cependant possible d'assurer son élevage toute l'année en travaillant en circuit fermé (ex : Université de Wageningen, Pays-Bas) ou en récupérant les eaux chaudes des tours de refroidissement de centrales nucléaires (ex : Piscimeuse, Belgique).

Les caractéristiques qui font de *C. gariepinus* un excellent candidat pour la pisciculture intensive sont multiples: ses géniteurs produisent de grandes quantités d'oeufs 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 J, 2004).

I.1.7. Production mondiale de *Clarias gariepinus*

La figure représente la production aquacole mondiale de *C.gariepinus*, selon les statistiques de la (FAO 2009).

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,(figure03).

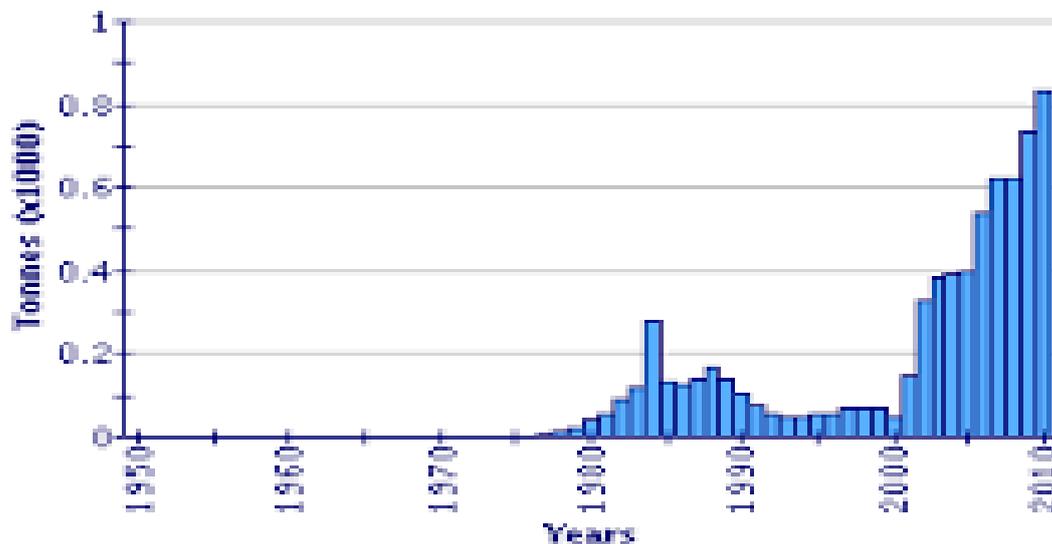


Figure 03 : Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* (FAO, 2009).

I.1.8. Principaux pays producteurs

Le Nigeria est de loin le plus grand producteur de poisson-chat dans Les statistiques officielles mais les pays bas, la Hongrie, Le Kenya, la République Arabe syrienne Le Cameroun, Le Mali, et l’Afrique de sud.

Il existe aussi dans d’autres payes dans la chine, la Thaïlande l’Égypte et l’Ouganda (FAO, 2012).



Figure 04 : Principaux pays producteurs de *Clarias gariepinus* (FAO 2006).

I.1.9. Régime alimentaire

C.gariepinus est omnivore à tendance carnassière, cette caractéristique de clariidae a conduit à utiliser par fois comme prédateur associée dans les élevages de tilapia (**Leveque et Paugy, 1999**).

Le régime alimentaire de l'adulte est essentiellement ichtyophage et le tilapia constituent la plus par de temps la majeure partie de sa ration (il est intéressant de noter la coïncidence de présence de silure et de cichlides dans certains points d'eau sahariens), les jeunes sont planctophages (**Le Berr 1989**).

La bouche large lui permet de prendre une grande variété de nourriture depuis des organismes minuscules du zooplancton jusqu'aux petits poissons, il est capable d'aspirer le benthos du fond de déchiqueter des animaux morts au moyen des petites dents maxillaires et d'avaler des proies telles que des poissons entiers (**Lacroix, 2004**).

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**).

I.1.10. 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 (Micha, Bruton in Janssen, 1985). Il est à signaler qu'en élevage intensif où la croissance est plus élevée mâle et femelle peuvent se reproduire dès l'âge de 7 à 8 mois (Micha, Pham in Lévêque et al., 1988).

Les premiers essais d'élevage de *C.gariepinus* en Afrique ont été effectués par **Hey (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 écrits sur les divers aspects de son élevage et des rendements de plus de 40 Tonnes /ha ont été signalés (**Hecht et al. in Imorou toko, 2007**).

I.1.11. Le cannibalisme et la prédation

Le cannibalisme est un phénomène fréquent en aquaculture. Le définirent comme « l'acte de tuer et de consommer la totalité ou la majeure partie d'un individu appartenant à sa propre espèce, et ce quel que soit son stade de développement ». On reconnaît deux types de cannibalisme : le cannibalisme de type I, lorsque la taille de la proie est grande par rapport à celle du prédateur (la proie est alors consommée de la queue vers la tête), qui est progressivement remplacé par le cannibalisme de type II, lorsque la différence de taille entre la proie et son prédateur est suffisante pour que cette dernière soit totalement ingérée.

Le cannibalisme peut être provoqué ou augmenté par toute une série de facteurs biotiques et abiotiques qui peuvent être classés dans une des deux catégories suivantes génétique ou comportementale, cette seconde catégorie étant principalement contrôlée par les facteurs environnementaux limitant, le principal caractère génétique influençant le cannibalisme est l'hétérogénéité de taille au sein d'une cohorte. Le comportement cannibale de *C.gariepinus* commence d'autant plus tôt que ses populations sont hétérogènes en taille.

Le cannibalisme est donc à la fois une cause et un effet de cette hétérogénéité de taille.

Les facteurs environnementaux sont multiples et incluent l'accès à une source alternative de nourriture et la probabilité de capturer des proies, la qualité nutritionnelle de l'aliment ou des proies et la densité de stockage qui peut intensifier ou au contraire réduire le cannibalisme. De nombreux autres facteurs environnementaux tels que l'accès à un refuge, la transparence de l'eau, l'intensité lumineuse, la fréquence à laquelle la nourriture est distribuée et la fréquence avec laquelle les proies alternatives sont présentées influencent de même ce comportement cannibale.

Les effets des principaux facteurs intrinsèques et environnementaux qui affectent le cannibalisme chez *C. gariepinus*. Proposent une série d'études préliminaires sous des conditions expérimentales susceptibles d'induire le cannibalisme afin de déterminer les habitudes cannibales inconnues d'une nouvelle espèce potentiellement intéressante pour l'aquaculture et ainsi d'être à même de mitiger ce comportement. Quant à lui liste une série de précautions à prendre afin de minimiser le cannibalisme chez les larves et les juvéniles de *C. gariepinus* : nourrir à satiété toutes les 2 heures en distribuant la nourriture de manière uniforme sur toute la surface d'eau et compléter l'aliment avec de la nourriture vivante (d'abord avec des Artémia, ensuite avec des Daphnie). La taille des particules de nourriture doit être optimisée (2,2 % de la longueur totale du poisson). Les larves devraient être élevées

sous de faibles intensités lumineuses (< 30 lux), à une densité de stockage de 150 larves par litre.

Enfin, le cannibalisme peut être minimisé en triant régulièrement les juvéniles par classe de taille, en retirant les cannibales et en évitant de sélectionner les individus à croissance trop rapide (cannibales) comme reproducteurs (cela favoriserait la sélection de ce trait comportemental). (Richir J, 2004).

I.1.12. Qualité de la chaire de *Clarias gariepinus*

La qualité alimentaire de filet produit apparaît évidente à l'examen du tableau n°1(ci-dessous) qui démontre un très bon taux en protéine (18-21%) et aussi des différents acides aminés avec taux faible de lipides (2-4%) constitué notamment d'acides polyinsaturés donc ce type de chaire contribue à la lutte contre les maladies cardiovasculaires (Ducarme et Micha, 2003).

Tableau 1 : La composition alimentaire des filets de poisson chat africain *C.gariepinus*

Elément	unité	Filet San peau
Eau	%	75-80
Protéines	%	18-21
Lipides	%	2-4
Minéraux	%	0,5-1,5
Energie	KJ/g	4-6
Calcium	mg /kg	200
Phosphore	mg/kg	2000
Fer	mg/kg	10
Sodium	mg /kg	1000
Potassium	mg/kg	3000
Vitamine A	mg /kg	0,4
Vitamine B1	mg/kg	0,5
Vitamine B2	mg/KG	2,5

Chapitre II
Endocrinologie de
la reproduction
chez les téléostéens

II. Endocrinologie de la reproduction chez les téléostéens

II.1. Mécanismes de la reproduction

II.1.1 .Rôle de 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 neurosécrétrices qui élaborent des substances neuro hormones libérées au niveau des extrémités axonales.

La substance libérée par les cellules neurosécrétrices qui a une action stimulante sur la sécrétion des gonadotropines s'appelle hormone libérante ou ,Gn-RH (gonadotropin releasing hormone).

La présence du Gn-RH ne se limiterait pas seulement à l'hypothalamus, mais intéresserait aussi d'autres régions du cerveau peut-être elles mêmes impliquées dans le contrôle de la fonction gonadotrope. Par ailleurs, d'autres travaux suggèrent en outre l'existence, chez les poissons, d'un facteur hypothalamique inhibiteur (GRIF, ou gonadotropin releasing - inhibitory factor) de la libération des gonadotrophines par l'hypophyse, facteur qui pourrait être la dopamine dont l'activité GRIF a été démontrée (**Legendre Marc, Jalabert B. 1988**)

II.1.2. 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 and al**].

II.1.3. 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 la pars distalis proximale de l'adénohypophyse.

Les premières préparations réalisées chez les téléostéens concluaient à l'existence d'une seule gonadotropine (GtH) de nature glycoprotéique dont la composition en acides aminés est différente selon l'espèce mais qui présente certaines similitudes avec les hormones gonadotropes (LH et FSH) de mammifères (**Legendre Marc, Jalabert B. 1988**).

Un autre facteur «faiblement glycoprotéique» a été isolé chez quatre espèces de téléostéens.

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 vitellogène 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**).

Seule la gonadotrophine glycoprotéique, pour les quelques espèces chez lesquelles elle a été purifiée, a pu être dosée au cours du cycle.

D'une façon générale, on observe une élévation progressive de son niveau plasmatique moyen stimulant la recrudescence progressive des gonades avec une augmentation parfois considérable en période d'ovulation ou de spermiation .

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

Il semble par ailleurs que les hormones hypophysaires puissent aussi intervenir de façon directe sur le comportement sexuel (**Legendre Marc, Jalabert B. 1988**).

II.1.4 .Rôle des gonades

Dans la voie humorale, les gonadotrophines hypophysaires agissent indirectement sur la gamétogénèse grâce aux stéroïdes sexuels. Ont permis la mise en évidence chez les poissons plusieurs types de molécules chez les mâles, la testostérone et la 11dihydro- testostérone agissent directement sur la spermatogénèse, par contre les progestines 17 alpha, 20 beta déhydroxy progestérone jouent un rôle dans la maturation spermatique et spermiation.

Chez les femelles, l'œstradiol agit sur la vitellogenèse et la mobilisation des réserves lipidiques et minérales. Cette gonadotrophine est pauvre en glycoprotéine. Suite à de nombreux travaux, **Legendre Marc, Jalabert B. 1988 in Jalobert (1976 ; 1977)** estime que les prostaglandines et les catécholamines sécrétées par l'ovaire interviennent comme médiateurs pour l'ovulation et le contrôle du cycle sexuel.

II.1.5. GnRH dans l'axe hypothalamo-hypophysogonadique des téléostéens et action de la HCG .

a-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 gamétogénèse et la synthèse et la sécrétion des peptides gonadiques (inhibine, activine, vitelline) et des hormones stéroïdes (androgènes, œstrogènes).

Les avantages de l'application d'hormones libérantes (GnRH) dans l'induction des géniteurs sont :

-Ne génèrent pas les réponses immunitaires chez les poissons car ils ne sont pas considérés comme antigène, de sorte

Qu'ils peuvent être utilisés de façon répétée.

- La GnRH "répare" la perturbation endocrinienne produite par la captivité et conduit les poissons à leur maturité sexuelle complète.

- La GnRH est produite dans l'hypothalamus, qui contrôle la sécrétion d'autres hormones importantes et qui assurent une homéostasie chez les poissons, comme la prolactine, somatotropine et TSH.

- Enfin, la structure moléculaire de ces hormones est très similaire dans de nombreux poissons, permettant l'utilisation dans un grand nombre d'espèces avec une grande efficacité.

L'utilisation d'hormones pour le contrôle de la reproduction chez les poissons, permet de compléter leur cycle de reproduction et elle est utilisée comme un moyen d'optimiser la gestion (performance) d'une production piscicole, fait avancer le processus de maturation d'ovulation et la ponte de quelques semaines. Par conséquent chez ces poissons, l'ovulation est induite artificiellement afin de réduire le stress des et les mortalités élevées produites en cette période de grande manipulation et de manutention (**Legendre Marc, Jalabert B. 1988**).

b-HCG

Au début des années 70 la gonadotrophine chorionique humaine (HCG) a été utilisée afin d'optimiser les résultats de la synchronisation de la maturation des poissons. On a essayé les gonadotrophines des mammifères, les gonadotrophines chorioniques des juments et particulièrement humaine (HCG), purifiée à partir d'urine de femmes enceintes. En conséquence, la HCG a été utilisée pour induire la ponte chez certaines espèces de poissons élevés aujourd'hui et son succès a été attribué à cette activité FSH- LH. La HCG 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 folliculogenèse et la vitellogenèse et donc va augmenter le taux d'ovulation des géniteurs induits. Les concentrations utilisées étaient entre 100 et 4000 UI par kg de poids du poisson. Les résultats de leur utilisation sont nettement améliorés lorsqu'ils sont utilisés en combinaison avec l'injection d'extraits hypophysaires. L'avantage de cette hormone est qu'elle agit directement sur la gonade et ne nécessite pas d'activation de la glande hypophysaire, agissant ainsi

beaucoup plus rapidement, induisant la maturation finale de l'ovocyte et la spermiation. Cependant, l'hCG peut provoquer des réactions immunitaires chez le poisson receveur, réduire ou inhiber l'effet des injections d'hormones ultérieures. (**Legendre Marc, Jalabert B. 1988**).

II.1.6 .Influence des facteurs abiotiques externes sur la reproduction

La reproduction chez les vertébrés est contrôlée à la fois par la rythme physiologique interne et les variations environnementales, Chez la plupart des animaux, cette périodicité à une signification adaptative. La reproduction précède, plus ou moins selon les caractéristiques spécifiques du développement une période ou les facteurs du milieu (en particulier la disponibilité alimentaire) sont les plus favorables à la survie des jeunes et donc à la pérennité de l'espèce.

II.1.6.1.Température

Chez les poïkilothermes, la température du milieu ambiant est déterminante : elle intervient sur l'activité générale notamment sur l'activité alimentaire : les températures anormalement basses diminuent l'appétit et les potentialités de capture. Lorsque les réserves graisseuses sont épuisées. Ce sont les gonades qui fournissent les métabolites permettant aux animaux de survivre (**barnabé, 1991**).

La température à un effet direct, la gamétogenèse ne s'effectue chez une espèce donnée que dans une gamme déterminée de température (**Barnabé, 1991**).

Chez *C. gariépinus* (lac sibaya), la ponte ne se produit que lorsque la température de l'eau est supérieure à 18° C, et généralement à 22° C (**Bruton in Lévque et al .1988**).

II.1.6.2.La photopériode

L'action de la photopériode s'exerce par l'intermédiaire des organes photorécepteurs (oeil, épiphyse) et au travers du système nerveux sur l'axe hypothalamo hypophysaire (**Barnabé, 1991**).

II.1.6.3.L'environnement

Certains stimuli visuels ou olfactifs issus de l'environnement peuvent être

Indispensables au déclenchement du comportement sexuel comme la présence de végétation aquatique (**Stacey et al. in Breton et al, 1980**).

II.1.6.4. La qualité physico-chimique de l'eau

La ponte peut être déclenchée par l'apport des eaux de la mousson. Qui entraîne des modifications importantes de la composition physico-chimique de l'eau (Von Ihering et Wright ; Lake in Breton *et al.* 1980), ont montré que des taux d'oxygène dissous de 3 et 1.5 mg/l étaient susceptibles de supprimer les rythmes de sécrétion journalières de GTH.

II.1.6.5 .L'alimentation

Les besoins métaboliques sont couverts par l'alimentation qui est le premier facteur de régulation de la gamétogenèse. La reproduction consomme de l'énergie que l'animal obtient de sa nourriture et la maturation ne s'effectue donc pas chez les poissons amaigris ne disposant pas de réserves mobilisables suffisantes. Précisant toutefois qu'une nourriture abondante doit être distribuée pour que des femelles matures soient obtenues durant toute l'année (Barnabé ,1991).

II.1.7. Gamétogenèse

L'ovogenèse et la spermatogenèse est un processus long et complexe où plusieurs phases peuvent être différenciées afin de se différencier en ovule et spermatozoïdes.

II.1.7.1. Spermatogenèse

C'est la transformation des cellules germinales diploïdes en cellules souches, qui sont dites des spermatogonies ; en cellules germinales haploïdes plus différenciées et mobiles ou (spermatozoïdes).

Durant la spermatogénèse, l'évolution des cellules germinales est synchrone à l'intérieur de chaque cyste. Les gonies A sont initialement isolées et entourées de quelques cellules somatiques. Ces dernières se divisant forment l'enveloppe du cyste, alors que les spermatogonies (type B) subissent plusieurs divisions mitotiques aboutissant aux spermatocytes primaires, puis après les deux divisions de la méiose,aux spermatides. Une série de transformations cytologiques (spermiogénèse) intervient alors, au cours de laquelle chaque spermatide se différencie en un spermatozoïde.

Les spermatozoïdes sont ensuite libérés dans le canal déférent du testicule ; c'est la spermiation. (Legendre Marc, Jalabert B. 1988)

Lors de l'émission du sperme, les spermatozoïdes différenciés se détachent des cellules de soutien (cellules de Sertoli) pour tomber dans la lumière du tube séminifère et être éliminés dans le canal déférent puis à l'extérieur par éjaculation.

Le sperme va s'accumuler dans la cavité des tubes séminifères ou il reste à l'état dormant jusqu'à l'apparition des conditions favorables. Les spermatozoïdes même dans la phase de dormance sont capables de féconder. Sans mouvement dans les testicules, ils deviennent mobiles au contact de l'eau. Mais cette mobilité est très courte et dépend de la température.

II.1.7.2. Ovogénèse et vitellogenèse

a-Ovogénèse

- **Stade I:** Les cellules primitives de l'ovogénèse (ovogonies) sont très petites. Leur taille est à peine supérieure à celle des autres cellules indifférenciées. Elles se multiplient par mitose.
- **Stade II :** La cellule mère de l'ovocyte grandit et un follicule commence à se former autour de chacune. Ce follicule qui a pour fonction de nourrir et de protéger l'ovaire au cours de son développement, finit par donner naissance à une double assise de cellules.
- **Stade III :** La cellule constituant l'ovocyte s'accroît sensiblement le follicule l'entoure complètement. C'est le premier stade qui marque la période de première ordre pour l'ovocyte avant qu'il accumule les réserves nutritives.
- **Stade IV :** C'est le début de l'ovogénèse avec production et accumulation de vitellus. Les premiers globules lipoprotéiques apparaissent dans le cytoplasme.
- **Stade V :** C'est la seconde phase de la vitellogenèse. Le cytoplasme se remplit de globules lipoprotéiques et le vitellus commence à produire ses plaquettes.
- **Stade VI :** Troisième phase de la vitellogenèse, pendant laquelle les plaquettes poussent les gouttelettes huileuses vers le bord de la cellule ou deux anneaux commencent à se former : les nucléoles qui participent à la synthèse protéique et à l'accumulation de réserves nutritives, et qui adhèrent à la membrane du noyau de la cellule.

- Stade VII : La vitellogenèse, ou synthèse du vitellus se termine pendant cette phase. Lorsque l'accumulation du vitellus s'achève les nucléoles regagnent le centre du noyau. Le micropyle orifice microscopique percé dans la membrane de l'ovule s'ouvre pour permettre aux spermatozoïdes de pénétrer lors de la fécondation. Au terme de ce stade VII, l'ovule peut rester inchangé pendant des mois : c'est le stade de dormance ou de repos. Ou bien cette phase dormante se conclura par l'ovulation si les conditions sont favorables, ou bien en l'absence de celle-ci il y a putréfaction folliculaire et résorption (**Legendre Marc, Jalabert B. 1988**).

b- Vitéllogénèse

L'ovaire est un organe généralement pair, Les tissus de l'ovaire forment de nombreux replis ou lamelles ovigères dans lesquelles se développent les ovocytes.

Chez les téléostéens, l'ovaire contient un stock d'ovogonies indifférenciées qui semble pouvoir être renouvelé par divisions mitotiques tout au long de la vie. Un oviducte reliant l'ovaire à la papille génitale est présent chez la majorité des téléostéens.

L'ovogénèse débute véritablement avec la différenciation de certaines ovogonies qui entrent en prophase de première division méiotique. Cette phase d'arrêt de la méiose caractérisée au niveau du noyau (ou vésicule germinative) par le maintien d'un double stock de chromosomes (4n) sous une forme peu condensée, dure jusqu'à la fin de la vitellogénèse.

Les « ovocytes » ainsi formés sont progressivement entourés par des cellules somatiques qui se différencient en plusieurs couches formant les enveloppes folliculaires.

De la périphérie vers l'ovocyte on distingue : la thèque constituée de plusieurs couches cellulaires et la granulosa séparée de la thèque par une membrane basale. La granulosa, formée d'une couche monocellulaire, est en contact étroit avec l'ovocyte grâce à de nombreux inters digitations qui s'entrecroisent à travers une couche acellulaire, la zona pellucide, futur chorion de l'œuf.

La croissance ovocytaire peut être décomposée de façon schématique en deux phases :

-une phase de prévitellogénèse, parfois dénommée « vitellogénèse endogène » qui consiste essentiellement, semble-t-il, en la mise en place de la machinerie métabolique indispensable à la croissance ultérieure de cette cellule géante : organites cellulaires, acides nucléiques.

Ensuite la vitellogénèse proprement dite (accumulation des réserves vitellines ou vitellus) dénommée parfois « vitellogénèse exogène » car elle est caractérisée par l'incorporation de vitellogénine.

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

L'ovocyte entouré du chorion se sépare ensuite du follicule et est expulsé (ovulation) dans la lumière ovarienne. (**Legendre Marc, Jalabert B. 1988**)

II.1.8. Niveau d'intervention sur la reproduction des téléostéens

Pour déclencher la reproduction, il est possible d'orienter notre travail de recherche sur trois axes :

- Intervenir sur l'environnement général du poisson. La température de l'eau et la photopériode sont rarement totalement efficaces à elles seules. Il faut y ajouter la mise à la disposition des géniteurs de supports de ponte qui soient à leur convenance.
- Intervenir sur la production d'hormone gonadotrope hypophysaire par injection d'analogues synthétiques de la GnRH (Gonadotropine-Releasing Hormone) « hormone libérante » produite par l'hypothalamus. C'est ce que l'on fait en injectant de la LH-RHa (Luteinising Hormone Releasing Hormone analog) qui induit la production de gonadotrophine par l'hypophyse.
- Augmenter directement le taux d'hormone gonadotrope (gonadotrophine GTH) hypophysaire circulant par voie sanguine en injectant soit des extraits hypophysaires (broyat d'hypophyse de carpe contenant de la GTH), soit de la gonadotrophine humaine (HCG) (fig.5) (**Schlumberger, 2002**).

La reproduction chez les vertébrés est contrôlée à la fois par le rythme physiologique interne et les variations environnementales. Chez la plupart des animaux, cette périodicité a une signification adaptative. La reproduction précède une période où les facteurs du milieu, en particulier la disponibilité alimentaire, sont les plus favorables à la survie des jeunes et donc à la pérennité de l'espèce.

En effet, la reproduction est sous le contrôle de l'axe Cerveau-Hypophyse-Gonade soumis à l'influence du milieu et des relations sociales entre les géniteurs.

En dehors de la reproduction naturelle, selon l'intervention humaine, classifie deux types de reproduction ; semi contrôlée et artificielle. Ces deux catégories ont déjà fait l'objet d'expérimentations en Algérie :

- La reproduction de type semi-contrôlée sur de géniteurs de *Clarias gariepinus* par une ponte dans des étangs ou bassin aménagés avec des frayères.
- La reproduction de type artificielle avec ou sans stimulation hormonale.

Dans les programmes piscicoles, la maîtrise de la reproduction des espèces ciblées est l'une des conditions de réussite de l'élevage. Pour cette maîtrise nécessite :

- la connaissance du cycle sexuel dans les conditions d'élevages,
- la possibilité d'induire la ponte à volonté une fois l'ovogenèse terminée,
- la possibilité d'étaler la saison de la ponte au cours de l'année.

Ainsi, pour induire artificiellement la maturation sexuelle chez *Clarias gariepinus*, il est donc possible d'agir sur les facteurs environnementaux, favoriser les conditions optimales et utiliser les hormones pour une action spécifique au niveau de l'axe hypothalamo-hypophysaire afin d'arriver au stade de ponte, entreprendre les opérations de fécondation, d'embryogenèse, aboutir à l'éclosion des larves et appliquer un régime alimentaire spécifique à chaque stade de développement.

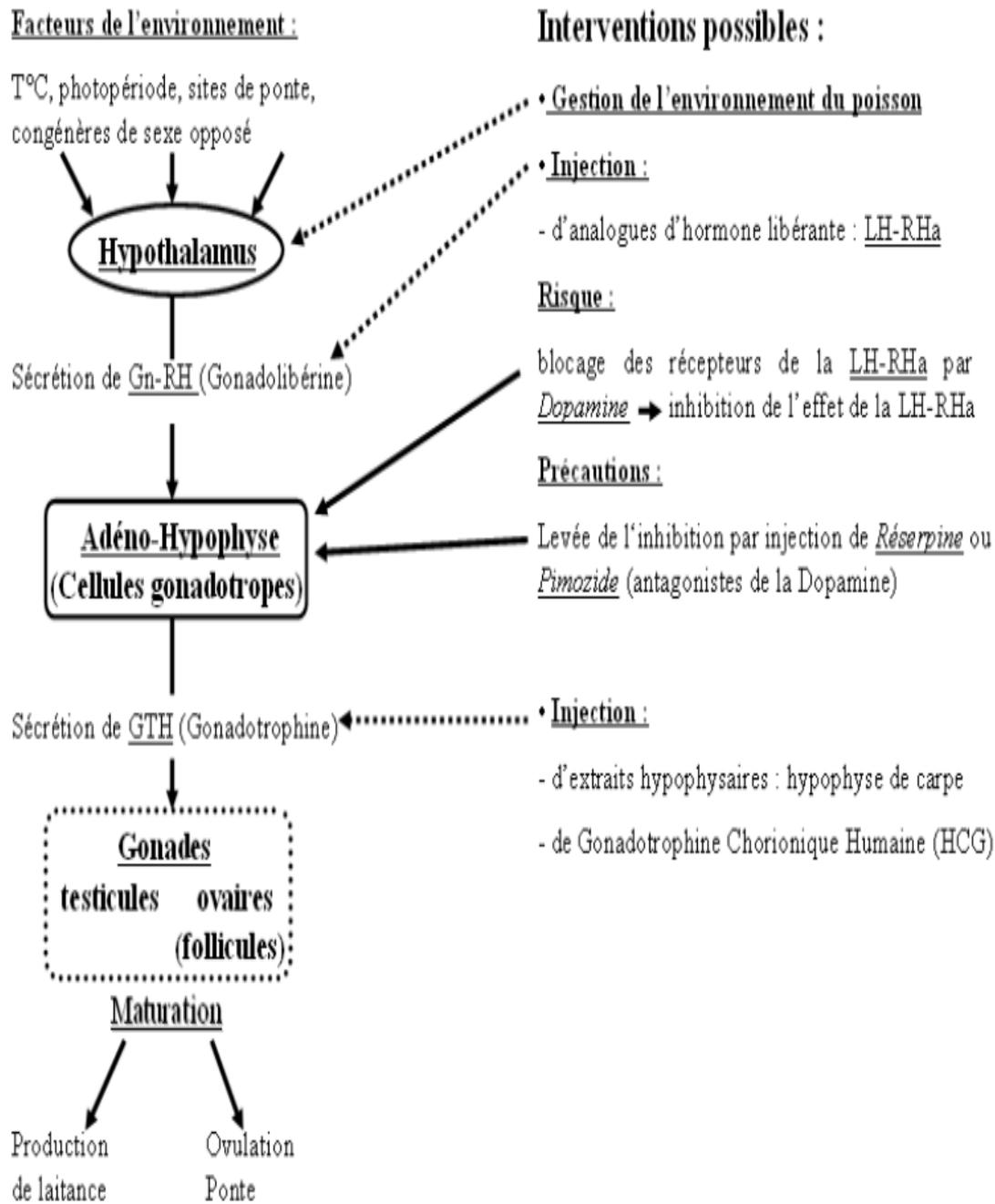


Figure 5: Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger, 2002).

Les processus de reproduction sont sous le contrôle de l'axe Cerveau-Hypophyse-Gonades depuis la perception de stimuli ambiant jusqu'à la libération des gamètes (Fig.05). L'action neurale prédomine au début pour être remplacée ensuite par l'action hormonale. La réception de stimuli de l'environnement, tels que la photopériode, température et précipitation, relève du système nerveux et comporte le passage de l'information, des récepteurs sensoriels vers le cerveau.

Dans l'hypothalamus, l'information détermine l'activité hypophysaire par des messagers chimiques appelés hormones libérantes ou Releasing Homones qui incitent l'hypophyse à libérer dans la circulation sanguine une hormone dont l'organe cible est la gonade. Cette hormone est la Gonadotropine Releasing Hormone (GnRH) qui assure le développement et la régulation de l'axe reproducteur. Ainsi, la fonction gonadique et la fonction de reproduction sont dépendantes des régulations issues du système nerveux central.

Dans l'hypothalamus, les réseaux neuroendocrines agissent de manière coordonnée pour réguler la fonction hypophysaire qui intègre les informations d'origine hypothalamique et qui passe le relais sous forme de sécrétion des gonadotrophines FSH et LH. Ces gonadotrophines hypophysaires jouent donc un rôle essentiel dans le contrôle des activités endocrines et gamétogénétiques des gonades. Les stéroïdes sexuels sont responsables de la maturation des gamètes. La transition entre l'information neurale et le contrôle hormonal se produit à l'interface hypothalamus-hypophyse.

Chapitre III :

Matériels et

Méthodes

Matériels et méthodes

Dans ce présent chapitre, nous présentons le lieu expérimental ainsi qu'une brève description de notre protocole de travail et de nos résultats obtenus.

III.1. Présentation du site expérimental

Notre stage s'est effectué à la station piscicole « Abderrahmane » (fig.06) et parc animalier, durant la période du 21 mars au 4 avril. Cette station se situe dans la Daïra de Menia, Wilaya de Ghardaïa, à 270 Km au Sud de la ville de Ghardaïa. Le site offre toutes les commodités pour la réalisation de notre travail expérimental sur la reproduction induite du *Clarias gariepinus* par GnRh et hCG. Cette station s'étend sur 10 hectares et elle est dotée de plusieurs bassins d'élevages :

- Un bassin de 500.000 litres pourvu de 5 bassins en béton d'une contenance de 70.000 l avec système de vidange conçus pour l'élevage intensif de *Clarias gariepinus* et favorable à la diversité piscicole.
- De 08 bassins en fibre de verre de stockage des géniteurs d'une capacité de 10.000 l.
- De 08 raceways de 3000 l pour l'élevage larvaire.
- D'un bassin en terre de 40.000 l pour l'élevage du zooplancton et l'introduction des larves après résorption de la vésicule vitelline.



Figure 06: la ferme aquacole (Abderrahmane)

III.2. Matériel biologique

III.2.1. Collecte des géniteurs de *Clarias gariepinus* .

Pour les besoins de nos expérimentations, nous avons utilisé douze géniteurs femelles et quatre géniteurs mâles de *C.gariepinus*. La pêche des géniteurs étaient très faciles à réaliser car les poissons ont été au préalable sélectionnés et placés dans des bacs de stabulation.

Tout au long de notre expériences des pesés à l'aide d'une balance et les mensurations de la longueur total, standard et abdomen par un ichtyo mètre (Fig.07) ont été effectuées sur ces géniteurs

III.2.2. Alimentation des géniteurs

Afin d'améliorer les derniers stades de l'ovogenèse et de la spermatogenèse et afin de réaliser un flashing une nourriture riche en acide aminés indispensable ainsi qu'en vitamines AD3E et en oligo-éléments a été administrée.

Les géniteurs ont été nourris avec des granulés, distribués manuellement, leurs taux protéique est de 40%.

La formulation de l'aliment est la suivante :

- ✓ Farine de poisson (40%).
- ✓ Tourteau de soja (30%).
- ✓ Maïs (30%).
- ✓ Huile de soja (10ml dans un litre d'eau).
- ✓ Complément minéraux vitaminiques (10ml dans un litre d'eau).
- ✓ Multi vitamines (1g dans 1kg d'aliment).

III.3. Protocole expérimentale

Pour réaliser notre protocole expérimental, nous avons exécutés les étapes suivantes :

Le 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 développées et pleines de sperme .Chez le male le dimorphisme sexuel est très prononcé et il est très aisé de reconnaître le mâle de la femelle (Micha, 1976).

III.3.1. Anesthésie

Afin de ne pas perturber la maturation des gonades par le stress de la manipulation un sédatif *Eugenia caryophyllata* est utilisé en injection intra musculaire chez les géniteurs (fig.07).



Figure 7: Eugenia caryophyllata

III.3.2. Sexage

Les mâles et les femelles de *C. gariepinus* sont aisément identifiables, du moins chez les adultes, puisqu'il existe un net dimorphisme sexuel au niveau des papilles génitales (Fig.08/ Fig. 09). Celles-ci sont protubérantes et arrondies chez les femelles tandis qu'elles sont en forme de fer de lance chez les mâles (Gilles *et al*, 2001).



Fig.08 : Mâle de *C.gariepinus*



Fig.09. : Femelle de *C.gariepinus*

III.3.3. Marquage

Dans le but de faciliter l'observation nous avons marqué les géniteurs à l'aide d'un tag numéroté en lettre en plastique de couleurs rose et bleu au niveau de la nageoire dorsale (fig.10/ fig.11).



Figure10 : Tag en plastique



figure11 : Marquage des géniteurs

III.3.4. Pesage

La pesée des géniteurs a été effectuée à l'aide d'une balance électronique de marque KERNPCB M Memory (Max 6000g de 0.1g) ,(fig.12). . Dans le tableau (02) sont désignés les tailles et les poids et les tours de poitrine de ces mâles et femelles.

Tableau 02. : Les géniteurs utilisés, leurs tailles, poids et tours de poitrine

Sexe	Géniteurs	Poids(g)	Taille totale (cm)	Tours de poitrine (cm)
Femelles	M rose	1800	57	30
	B rose	1800	60	28
	H rose	1220	56	21
	C rose	1200	50	22
	D rose	1100	50	22
	N rose	1660	60	27
	R rose	1150	57	25
	P rose	1140	50	25
	E rose	1280	55	26
	L rose	1130	48	22
	V rose	1340	51	26
Male	Z rose	1710	56	26
	A bleu	1550	50	22
	E bleu	1900	63	24
	F bleu	1220	56	21
	C bleu	1300	58	23



Figure 12 : balance électronique

III.3.5. Induction des femelles

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 (**Legendre et al. in l'évêque et Paugy, 1999**). L'injection hormonale a été effectuée dans le muscle dorsal, entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale (**Méthode d'Huet, 1970**).

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 (**Ducarme et Micha, 2003**).

III.3.6. Traitement hormonal

Avant l'induction hormonale les géniteurs ont été introduits dans une eau à 24°C pendant deux semaines.

Nous avons utilisé deux hormones : l'HCG (Human chorion gonadotropin) et Gn-RH (Gonadotrophine releasing hormon). Les géniteurs ne sont pas alimentés durant les 48h qui précède le jour de l'injection afin qu'il y ait moins de contamination des gamètes lors du stripping par l'accumulation de déchets dans le bassin.

Traitement hormonal par voie intramusculaire à base de GnRh et de HCG.

Calcul des doses à injectées:

Les doses de Gn-RH et de HCG sont déterminées en fonction du poids de chaque géniteurs (fig.13) ; la dose totale est de 4mg/kg du poids vif de géniteurs pour la GnRH et de 500 U.I. de HCG ; (**Micha, 2001**)

L'injection hormonale a été effectuée dans le muscle dorsal entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale (HUET, 1970).

L'aiguille de 2 à 3 cm est enfoncée dans le muscle (fig.14). Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter le refoulement de la solution (Gillet *et al*, 2001 ; Janssen, 1985).



Figure13. : Préparation des doses de Gn-Rh et HCG



Figure14.: Injection de l'hCG et de Gn-Rh

Nous avons réalisé deux tentatives d'induction hormonale.

III.3.7 .Chronologie de l'induction hormonale

Au cours du premier essai qui s'est déroulé le 22 mars 2017, on a injecté six femelle avec une dose préparatoire de la HCG 19 :00h jusqu'à 19 :35h, et le 23 mars 2017, par une dose décisive a 8 :00h jusqu'à 8 :20h.

Dans la deuxième expérience, le 22 mars 2017, on a injecté six femelles avec une dose préparatoire de Gn-RH, a 19 :40h jusqu'à 20 :02 et le 23 mars 2017, par une dose décisive depuis 8 :40h jusqu'à 9 :00h.

Nous avons pris le soin de noter sur un cahier de suivi l'heure effective de chaque injection. Les doses des HCG et la Gn-RH injectées à chaque individu sont indiquées dans les tableaux ci-dessous :

Tableau03. : Les doses de HCG injectées aux 06 femelles

Géniteurs	Poids (g)	Taille (cm)	Dose de HCG préparatoire		Dose de HCG décisive (ml)	
			Dose (ml)	L'heure de L'injection	Dose (ml)	L'heure de L'injection
<i>M rose</i>	1800	57	0,2	19 :00	1,8	8 :00
<i>B rose</i>	1800	60	0,2	19 :03	1,8	8 :03
<i>D rose</i>	1100	50	0,1	19 :09	0,9	8 :06
<i>N rose</i>	1660	60	0,2	19 :15	1,8	8 :10
<i>E rose</i>	1280	55	0,1	19:18	0,9	8 :15
<i>L rose</i>	1200	48	0,1	19:23	0,9	8 :20

Tableau 04 : les doses de Gn-RH injectées aux 6 femelles.

Géniteurs	Poids(g)	Taille	Dose de GnRH préparatoire		Dose de GnRH décisive (ml)	
			Dose (ml)	L'heure de L'injection	Dose (ml)	L'heure de L'injection
H rose	1650	56	0,15	19 :40	1,35	8 :40
C rose	1200	50	0,12	19 :43	1,08	8 :43
R rose	1150	57	0,12	19 :45	1,08	8 :47
P rose	1140	50	0,12	19 :48	1,08	8 :51
V rose	1340	51	0,14	19:51	1,26	8 :54
Z rose	1710	56	0,18	19:55	1,62	9 :00

Le 22 mars 2017, nous avons injectés les malles par une dose décisive dans les deux expériences, Les doses des HCG et la Gn-RH injectées à chaque individu sont indiquées dans les tableaux ci-dessous :

Tableau 05: Les doses de Gn-RH injectées aux 2 mâles.

Géniteurs	Poids (g)	Taille	Dose de injectée GNRH (ml)	L'heure de L'injection
F bleu	1220	56	1,2	19 :59
C bleu	1300	58	1,3	20 :02

Tableau 06 : Les doses de HCG injectées aux 2 mâles.

Géniteurs	Poids (g)	Taille	Dose de injectée HCG (ml)	L'heure de L'injection
A bleu	1550	50	1,5	19 :30
E bleu	1900	63	2	19:35

Calcul des doses de Gn-RH :

Gn-RH : 4mg \longrightarrow kg de poids

Nous avons utilisé 10 Gn-RH diluait dans 10 ml d'eau physiologique, donc 1ml contient 4mg de GnRh.

La dose préparatoire 10%

Donc pour 1kg nous avons injecté 0.1 ml (0.4mg de GnRH)

La dose décisive 90 %

Nous avons injecté 0.9 ml pour chaque kg de poids (3.6mg de GnRH)

Calcul des doses de HCG :

500 U.I \longrightarrow kg de poids

Nous avons utilisé 5000 UI diluait dans 10 ml d'eau physiologique, donc 1ml contient 500UI.

La dose préparatoire 10%

Donc pour 1kg nous avons injecté 0.1 ml (50 U.I de HCG)

La dose décisive 90 %

Nous avons injecté 0.9 ml pour chaque kg de poids (450 U.I de HCG).

III.3.8. Le temps de latence

C'est le temps de maturation des ovocytes, il dépend des fluctuations de la température de l'eau dans laquelle sont stockés les géniteurs. Plus elle sera basse, plus le temps de latence sera long (Gilles 2001). A cet effet nous avons relevé toutes les heures la température de l'eau pour déterminer si elle concordait avec l'ovogenèse ou maturation des ovocytes.

Le temps de latence est de 21h pour une température de 20°C et de 8h pour une température de 28°C (Rukera tabaro et al. 2005).

III.3.9. La fécondation

III.3.9.1. Prélèvement des testicules

Le sperme du *Clarias gariepinus* ne peut être obtenu que par sacrifice du mâle. Après anesthésie, les mâles sont sacrifiés, puis nous avons prélevé leurs testicules (De Graaf et Janssen, 1996).

La castration des mâles s'est faite selon le protocole suivant :

Première tentative.

Le géniteur a fait l'objet d'une castration ou testiculo-ectomie in vivo avec anesthésie pour autant être sacrifié. Après intervention et suture de l'abdomen à partir de la linea alba une injection d'oxytétracycline lui a été administrée puis il a de nouveau été replongé dans une eau riche en oxygène.

Deuxième tentative

Le mâle a été sacrifié en introduisant une aiguille au niveau de l'encéphale et en prenant soin de ne pas perforer les organes. Au préalable il faut sécher les mains et l'abdomen du poisson avant de commencer la dissection et pour éviter la pénétration de l'eau dans les testicules, qui activerait les spermatozoïdes qui deviendraient inactifs très rapidement.

Nous avons posé le mâle de *C. gariepinus* sur une serpillière le ventre vers le haut, et à l'aide d'un scalpel et des ciseaux, nous avons commencé la dissection en partant de l'anus jusqu'aux nageoires pectorales (fig.15).

Ensuite nous avons récupéré les testicules tout en évitant de perforer les organes et surtout les testicules (fig.16).



Figure15 : dissection des testicules



Figure16 : prélèvement du testicule

III.3.9.2. Prélèvement du sperme

Chaque testicule est maintenu au-dessus d'une bassine en inox que l'on a préalablement séché pour éviter que les spermatozoïdes ne soient activés au contact de l'eau (fig. 17). Sans eau, les spermatozoïdes demeurent inactifs et peuvent être conservés dans un réfrigérateur pendant au moins 24 heures sans perdre leur capacité de fécondité (Janseen, 1985).



Figure17 : prélèvement du sperme

III.3.9.3. Prélèvement des ovules

Le prélèvement des ovules se fait par massage abdominal de la femelle, c'est le "stripping", on veillera à effectuer cette opération exactement à l'heure déterminée par le temps de latence que l'on a déjà calculé (Gilles *et al.* 2001).

Nous avons posé les femelles une par une sur une table couverte avec une serpillière et sécher les mains de manipulateur, l'abdomen, la queue du poisson à l'aide d'une serpillière et papier absorbant.

Nous avons maintenu les femelles en position inclinée, pour éviter le risque de l'ovaire on faite une légère pression abdominale en posant les mains sur les deux flancs du poisson et en les trainant du côté antérieur vers le postérieur du corps (fig.18.).



Figure18.stripping



Figure19. : Œufs strippé

III.3.10. Mélange des gamètes

Nous avons utilisé la méthode (sèche), qui consiste à mélanger des ovules et la laitance strictement à sec pendant 5mn, avant d'ajouter de l'eau (fig. 20), car les ovules sont plongé directement dans l'eau, les ovules ce gonflent et provoquent la fermeture du micropyle et ainsi empêche l'entrée des spermatozoïdes et la fécondation des ovules (**Vrasski in Billard, 2005**).



Figure 20 : Fécondation des œufs par la laitance

Après avoir mélangé le tout délicatement à l'aide d'une cuillère pendant 5 minutes (fig. 21), on ajoute la solution fécondante (un mélange de 30 grammes de sel dans 10 litres d'eau) (fig. 22). Elle a pour rôle de créer un gradient de concentration permettant l'ouverture des pores, des œufs et ainsi la pénétration des spermatozoïdes et cela grâce au sel, l'urée quant à lui joue le rôle d'un anti inflammatoire (Woyarovich, 1980).



Figure21: Melange du sperme et des ovules



Figure22: Ajout de la solution de fécondation

Ensuite on mélange les œufs fécondés par deux méthodes :a- avec du lait de vache à 2 ,8% de matière grasse, (fig.23.) b-avec de l'argile, pour éviter l'agglutination des œufs.(fig.24)



Figure23. addition de lait



Figure24: addition de l'argile

III.3.11. Incubation des œufs

Le 22 mars 2017 L'incubation des œufs est réalisée selon une seule méthode qui consistait à introduire des tamis conçu avec du grillage synthétique dans les bassins (Fig. 25), rempli d'eau de forage en circuit ouvert à température de 24°C et avec un débit d'eau dans les bassins de 0.05l/s. Les œufs étaient soumis à qu'on a une oxygénation très légère au départ puis augmenter progressivement pendant la division cellulaire (embryogenèse)



Figure25. : Mise en incubation sur des tamis

III.3.12. L'embryogenèse

Le 23 mars 2017 nous avons utilisé un microscope optique (G10 x10), pour vérifier l'état des œufs et le développement des embryons en fonction du temps, L'identification des stades embryonnaires s'est basée sur les travaux **de Legendre *et al.*(1991)**.

III.3.13. L'éclosion

Le 25 mars 2017, Pour déterminer le taux d'éclosion, nous avons effectué le comptage des larves vivantes. Le taux d'éclosion des œufs a été ainsi calculé :

$$\text{Taux d'éclosion} = \frac{\text{Nombre des larves vivants}}{\text{Nombre d'œufs mis en incubation}} \times 100$$

III.3.14. Élevage larvaire

L'élevage larvaire est certainement la phase la plus difficile de l'élevage de *C.gariepinus*. (**Ducarme et Micha, 2003**). Notre élevage larvaire est réalisé dans de receways de 2000l rempli d'eau de forage préalablement oxygéné à une température de 24°C de jour et 22°C de nuit.

III.3.15. Résorption de la vésicule vitelline

Après éclosion les larves consomment leur réserve vitellines 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 : Au deuxième jour après éclosion les larves sont nourries.

Nous avons récolté du zooplancton avec un petit tamis à mail 50,150, et 250 μm (rotifères, copépodes, cladocères) nous avons distribués des cistes d'artémia, de la levure (*saccharomyces cerevisiae*) (fig.26) et on a également utilisé du jaune d'œufs comme première alimentation.



Figure 26. : Récolte du zooplancton (rotifères)

Chapitre IV

Résultats et discussions

Résultats et discussions

IV.3. Détermination de l'état de maturation des femelles

Les ovules observés sous loupe binoculaire avaient un diamètre moyen de 1,4mm(7 ovules /1cm), ce qui correspond aux critères de sélection de (Viveen et al in Imoru toko,2007). Les femelles que nous avons choisi ont un ventre bien arrondi qui nous laisse supposé qu'elle sont prête à ovuler.

Les injections stimulantes de GnRH et de HCG ont été appliquées selon le protocole suivant.

IV.4. Ferme Abderrahmane

Première tentative

La dose préparatoire se déroule mardi 22 mars 2017 à 18h30mn. Une dose de HCG a été administré qui représenté 10% de la quantité totale.

Dose décisive, Mercredi 23mars 2017 à 9 h30 mn au matin a été administrée la dose décisive.

Deuxième tentative

-dose préparatoire :

Administrée le 22mars à 19h30mn.

-dose décisive

Administrée le 23 mars à 9 h du matin.

Après l'injection des géniteurs par la dose décisive de GnRH, nous avons constaté une ovulation de 5 femelles après 12h de temps de latence. Le géniteur numéro (C rose) a répondu en partie lors du premier stripping, cependant 24 h après il a répondu totalement. Cela pourrait s'expliquer par la quantité d'hormone mal injectée qui a partiellement augmenté le temps de latence. Il faut signaler que la femelle C rose qui a reçu uniquement 2mg/kg de GnRH n'a ovulé que 48h après la stimulation hormonale.

IV.5. Stripping des femelles

S'est déroulé le 23 mars à 19h 30mn.

Aucun cas de mortalité n'a été constaté. Par contre les femelles qui ont été induit par de la HCG n'ont pas réagi favorablement cela peut s'expliquer par :

- la dose insuffisante ou mal inoculé.

-La dose qui été de mauvaise qualité à cause d'une mauvaise conservation.

- la chute de température qui a inhibé l'embryogenèse et agit sur le temps de latence.

- la mauvaise alimentation pauvre en acide aminés indispensable et pauvre en énergie.
- le stress de la manipulation qui a provoqué des micros blessures et des pétéchies ou certaines maladies bactériennes telles que l'érythrodermatite et une mycose la saprolegnie qui ont pu être des facteurs amplifiants inhibition de l'ovulation.

IV.6. Parc animalier de MENEA

Ponte le 26 mars à 6 h du matin.

Eclosion le 27 mars à 4h du matin sur claie synthétique.

Résorption vitelline le 28 mars 2017 à 16h.

Nage horizontale le 28 mars à 10h du matin.

Première alimentation avec rotifères et vitellus le 28 mars à 18h.

IV.7. Echec de la reproduction avec de la HCG à la ferme Abderrahmane

L'échec de la reproduction peut être dû aux facteurs suivants :

- Le stress de la manipulation qui peut inhibé la ponte.
- les doses de HCG et de GnRH non déterminées avec précision et donc non stimulante.
- hypophyse généralement utilisé de *Cyprinus carpio* est phylogéniquement plus rapproché de l'espèce donc plus efficace que la HCG humaine.
- la mauvaise qualité des inducteurs hormonaux.(mauvaise conservation)
- Le respect du temps de latence (sur maturation des œufs) due à la fluctuation de température de l'eau.

IV.8. Prélèvement des ovules

Nous avons calculé la température moyenne de l'eau pour connaître le temps de latence qui est de 12,5 heures (à 25,5 °C) après l'injection décisive. (Rukera Tabaro *et al*, 2005). Selon (Gilles,2001) plus la température sera basse, plus le temps de latence sera long. Les résultats des prélèvements sont indiqués dans les tableaux ci-dessous :

➤ À la ferme d'Abderrahmane

Tableau 7 : Résultats des prélèvements d'ovules et le temps de latence (injection par HCG)

Géniteurs	Température moyenne	Temps de latence (h)	Résultat	Poids des œufs (g)
M rose	22.5C°	24	Pas d'ovulation	/
B rose		24	Pas d'ovulation	/
D rose		24	Ovulation	36
N rose		24	Pas d'ovulation	/
E rose		24	Pas d'ovulation	/
L rose		24	Ovulation	21

Tableau 8 : Résultats des prélèvements d'ovules et le temps de latence (injection par Gn-RH)

Géniteurs	Température moyenne	Temps de latence (h)	Résultat	Poids des œufs (g)
H rose	22.5C°	24	Ovulation	177
C rose		24	Pas d'ovulation	/
R rose		24	Ovulation	139
P rose		24	Ovulation	132
V rose		24	Ovulation	107
Z rose		24	Ovulation	109

Nous avons injecté la femelle C rose par une deuxième dose évaluée à 500 U.I/kg de poids de HCG. Le résultat est présenté dans le tableau ci-dessous :

Tableau 09 : Résultats des prélèvements d'ovules au même temps de latence après la seconde injection.

Géniteurs	Température moyenne	Temps de latence (h)	Résultat	Poids des œufs (g)
C rose	22.5C°	12	Ovulation	108

➤ Au parc animalier :

Tableau 10 : Résultats des prélèvements d'ovules et le temps de latence

Géniteurs	Température moyenne	Temps de latence (h)	Résultat	Poids des œufs (g)
1	23 C°	22	Ovulation	72
2	23 C°	22	Ovulation	58
3	23 C°	22	Ovulation	63

Le prélèvement des ovules s'est effectué à différentes températures et à différents temps de latence.

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**).

✓ **la 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).

Nous avons calculé le nombre d'œufs uniquement pour les femelles qui avait des poids les plus proches de 1 kg pour faciliter les calculs.

Tableau 11: Nombre d'œufs par kilogramme de poids vif pour chaque femelle par la méthode volumétrique.

Géniteurs	Poids (kg)	volume des œufs dans 1ml	Nombre des œufs marron dans 1ml	Nombre totale d'œufs
H rose	1220	177	302	53454
C rose	1200	108	210	22680
R rose	1100	139	240	33360
P rose	1150	132	213	28116
V rose	1140	107	180	19260
Z rose	1130	109	188	20492
3	1220	63	203	12789

IV.9. Prélèvement du sperme

Après la dissection du mâle nous avons pu obtenir 16 g de testicules. La laitance soutirée contenait 14ml, et selon (**Janssen ,1985**) 1 ml est une quantité suffisante pour féconder 15 millions d'œufs (sachant qu'un millilitre de laitance contient entre 10 et 20 milliards de spermatozoïdes).

La castration du mâle N°2 a permis de récupérer 5ml de laitance qui est largement suffisante pour la stimulation des géniteurs. La laitance non utilisée a été placée dans des flacons et réfrigérée pour une utilisation ultérieure.

Par mesure préventive on a utilisé la laitance des 2 mâles afin d'assurer la fécondation.

Cependant avant la castration des 02 géniteurs on a pas procédé au contrôle de la laitance par coloration à l'éosine négrosine et contrôle sous microscope de la viabilité des spermatozoïdes.

Le mâle opéré à donner une quantité appréciable de sperme , cela s'explique par le fait que le mâle était mature et répondait aux exigences d'un bon reproducteur.

Le mâle sacrifié a par contre répondu avec une émission de laitance très faible due en particulier à sa cachexie (mauvaise alimentation) qui a influé sur la qualité des gonades.

IV.10. Fécondation et mis en incubation des œufs

Après la fécondation des œufs, nous avons calculé le taux de fécondation pour les 8 femelles qui est le rapport des œufs fécondés sur le nombre total des œufs

$$\text{Taux de fécondation} : \frac{\text{nombre d'œufs fécondé}}{\text{nombre d'œufs mis en incubation}} \times 100$$

Nous avons obtenus environ (70.000) ovules par géniteurs. **Rukera et Tabaro et al.(2005)** ont obtenu 99.800 ovules par kg de femelle ,alors que **Ducarne et Micha** ont obtenu 30.000 ovules environ par kg de poids.

Après la fécondation des œufs, nous avons calculé le taux de fécondation des femelles.

Taux de fécondation est de **Chebel et Khouas** ont obtenu un taux de fécondation de 27% ;

- Les femelles injectées par la HCG (femelle *D, L*) ont donné une quantité moyenne d'œufs et les femelles qui injectées par la Gn-RH (H ,R,P,Z) , elles sont données une grande quantité d'œufs . Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 12 : taux de fécondation

Géniteurs	Poids des œufs (g)	Nombre des œufs dans 1g	Nombre des œufs marron dans 1g	Taux de fécondation (%)
H rose	177	425	302	71.05
C rose	108	350	210	60
R rose	139	400	240	60
P rose	132	396	213	53.78
V rose	107	370	180	48.64
Z rose	109	380	188	49.47
<i>D rose</i>	36	223	95	42.60
<i>L rose</i>	21	230	98	42.60

IV.11. Développement embryonnaire des œufs

Les différents stades du développement embryonnaire observés sont représentés dans la figure suivante :

- 1) Œuf fécondé 2) Stade deux cellules 3) stade morula 4) gastrulation
5) fermeture du blastopore 6) formation des premiers somites 7) larve éclos

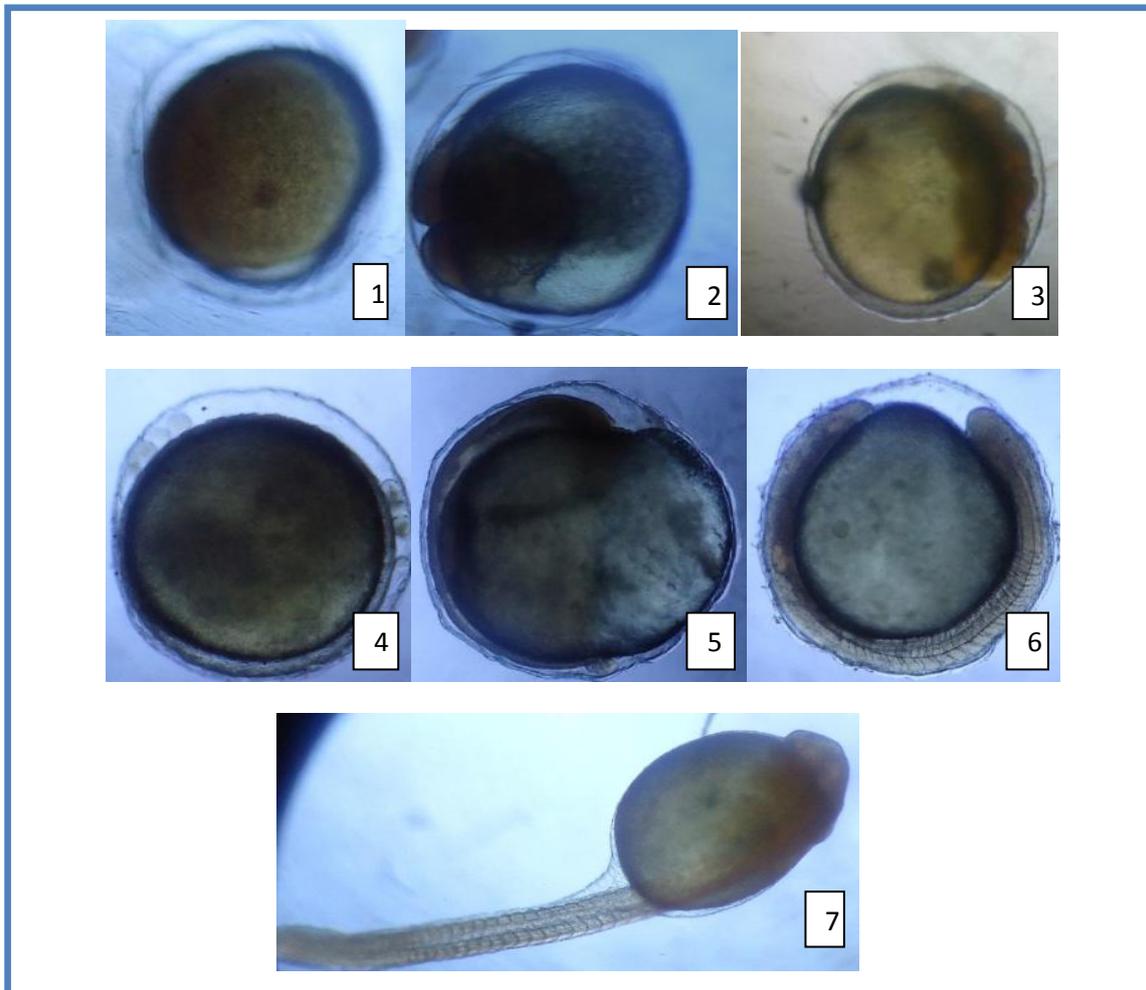


Figure 4.1. Différents stades du développement embryonnaire. (Horvath L 2002)

IV.12. Première et deuxième expériences de reproduction par GnRH et HCG ferme d'Abderrahmane

Les œufs des femelles injectées par GnRH ont été étalés sur des frayères (Claies) préparé par nos soins et après plongés dans une eau à 24°C.

-Le vendredi 26/ 03/ 2017 a débuté l'éclosion des œufs qui a durée 672° heures, soit 28h à une température moyenne de 24°C et une concentration d'oxygène dissous moyenne de 3.2 mg/ml. Il est à signalé que l'optimum thermique qui conduit aux pourcentages d'éclosion le plus élevé, se situe entre 25 et 29°C (Legendre et al, 1991). En Afrique du Sud, l'embryogenèse du poisson chat se fait à 28°C et l'éclosion des œufs se déroulent après 16h-18h de latence

Nous avons enregistré un blocage de développement embryonnaire sur les frayères élaborées par nos soins grâce à l'utilisation de grillage moustiquaire de couleur verte.

La mortalité est due en particulier à la qualité des reproducteurs mâles qui ont produit une mauvaise qualité de spermatozoïdes qui a été vérifiée sous microscope ou on a constaté une fécondation qui est suivi d'une division cellulaire (embryogenèse) qui s'arrête au stade morula et gastrula. Cependant nous avons constaté que certains embryon ont achevé leur division cellulaire mais au moment de l'éclosion n'arrivaient pas à se libérer de leur enveloppe. Cette constatation est étayée par le fait qu'une tentative de reproduction au parc animalier avec des bons mâles a donné des larves de bonnes qualités.

IV.13. Troisième expérience au parc animalier de Menea

Après l'échec des 2 premières une troisième tentative de reproduction a été effectuée le samedi 27/03 /2017 au parc animalier avec de la HGC et de la GnRH sur un autre lot de géniteurs de *Clarias gariepinus* composé de 3 femelles et de 02 mâles. Le résultat obtenu dans le tableau ci-dessous :

Tableau 13 : Résultat de la ponte, de la fécondation

Géniteurs	Poids des œufs (g)	Nombre des œufs dans 1g	Nombre des œufs marron dans 1g	Taux de fécondation (%)
1	72	396	213	53.78
2	58	380	180	47.36
3	63	400	203	50.75

D'après **Ducarme et Micha (2003)**, l'éclosion à lieu après 27h à une température de 25°C. Le taux d'éclosion est mentionné dans le tableau suivant : Le taux de d'éclosion est de 21.99% .Ce résultat est inférieur à celui enregistré par (**Rukéra Tabaro et al ,2005**), ce qui signifie que la proportion d'œufs non fécondés est importante par rapport à celle des œufs fécondés.

Cette mortalité s'explique également par la mauvaise qualité des spermatozoïdes, par la fluctuation importante de la température, ainsi que le non viabilité des embryons due certainement à la mauvaise alimentation des géniteurs et à la saprolegniose.

Tableau 14 : Taux d'éclosion

Numéro de bassin	Nombres des œufs mis en incubation	Nombres des larves Vivants	Taux d'éclosion (%)
01(géniteur 1et2)	26628	5858	21.99
02(géniteur 3)	12789	3100	24.23

IV.14. Elevages larvaires

Au lendemain de l'éclosion, nous avons remarqué une forte mortalité dans le bassin d'alevinage, les larves mortes sont de couleur blanchâtre et flottent à la surface de l'eau. En effet, **Gilles et al. (2001)** signalent qu'il faut vérifier rapidement les œufs blancs dans les incubateurs. Leur pourrissement peut provoquer une pollution importante de l'eau.

La troisième expérience au parc animalier de Menea ou il y a eu un taux d'éclosion très intéressant dépassant les 70% de la valeur totales des œufs qui étaient estimé à 50.000 œufs. Malheureusement après le quatrième jour 70% des larves sont morte mortes à cause de la coupure de l'électricité.

IV.15. Alimentation des larves

L'élevage larvaire est la phase la plus délicate dans la vie d'un poisson(**Ducarne et Micha,2003**). Nous avons préparé un bassin en terre d'une contenance de 10.000 l qu'on a enrichi de matières organiques et de chaux afin de développer du zooplancton en particulier des rotifères pour l'alimentation des larves après résorption de la vésicule vitelline (Fig. 29). De même qu'on a préparé du *saccharomyce cerevisiae* (levure) et du jaune d'œufs



Figure 29 : bassin en terre pour le développement des zooplanctons

En conclusion les résultats contradictoires de reproduction du Clarias par la GnRH et la HCG obtenus à Menea s'explique par :

L'utilisation de femelles n'ayant pas achevée leur vitellogenese.

Femelles sur mature.

Un faible dosage de HCG.

Comment y remédier :

Trouver la dose favorable de HCG car une faible ou une forte dose peut être inhibitrice.

Procéder à une pression abdominale pour la reconnaissance de la vésicule germinale périphérique sur les ovules.

Enfin améliorer la formulation alimentaire pour une meilleure ovulation.

Conclusion

Conclusion

Dès l'achèvement de notre travail à la ferme Abderrahmane et au parc animalier, il ressort que cette espèce présente d'excellente prédisposition du point de vue reproduction et cet essai expérimental plaide en faveur d'une généralisation des hormones HCG et plus particulièrement GnRH.

Cependant d'autres travaux de recherche reste indispensable afin de déterminer les doses exactes d'induction en particulier les doses d'hormones HCG.

Il est important de mettre en relief l'aliment qui est un facteur déterminant et un facteur essentiel dans la reproduction du *Clarias gariepinus*.

Ce travail expérimental sur les différentes techniques de stimulation avec de la HCG et la GnRH permet de conclure qu'il est possible d'améliorer la reproduction du *Clarias gariepinus* en utilisant convenablement les techniques de stimulation hormonale et améliorer l'alimentation et les facteurs abiotiques qui sont dominants dans l'élevage piscicole.

La maîtrise de la reproduction artificielle du *Clarias gariepinus* et la solution pour augmenter la production et mettre en partie fin à l'importation d'une denrée qui coute très cher à l'économie nationale.

Bibliographie

- Burton, M, N, 1979.** The food and feeding behaviour of *clarias gariepinus* (Pisces: Clariidae). In lake sibaya, South Africa with emphasis on its role as a predator of cichlids.
- Barnabé G., 1991 :** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture, *Ed. La voisier, paris (France), 520p.*
- Billard R, 2005.** Introduction à L'aquaculture .Ed . Lavoisier, Paris (France). 235 P.
- Courrier R ., Jutisz M .,1960 .** 1 les gonadotropines .2 Rapports entre le complexe phythalamo-hypophysaire et la fonction adrénocorticotrope . p 39-40.
- 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.
- Ducarme C., Micha J.C., 2003.** Technique de production intensive du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus. Tropicultura, 21, 4 : 189-198.*
- 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.
- Gilles S., Dugué R., Slembrouck J., 2001.**Manuel de production d'alevins du silure africain, *heterobranchus longifilis. Ed. Maisanneuve et Larose, Paris (France), 128p.*
- Huet M, 1970.** Tait de pisciculture Edit. Ch... De wyngaert, Bruxelles, 718 p.
- Hogendoorn H., Vismans M.V ,1980 .** Controlled propagation of the African catfish, *clarias lazera* (C.&V).Artificial reproduction. *Aquaculture, 21, 39-59 P.*
- Hecht T, Oellermann L, Verhust L, 1996.** Perspectives on clariid catfish cultyre in Africa. *Aquat. Living Resour , 9 (Hors série) , P .197-206 .*
- Imorou Toko I., 2007.** Amélioration de la production halieutique des trous Traditionnels à poissons (whedos) du delta de l'Ouémé (sud Bénin) par la promotion de l'élevage des poissons-chats *Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilis*. Thèse de doctorat, FUNDP, 186 p.
- Janssen J., 1985.** Elevage du poisson-chat africain *Clarias lazera* (Cuv. & Val., 1840) en République Centrafricaine : 1. Reproduction artificielle. Bangui, FAO/GCP/CAF/007/NET, Document technique No. 20,100 p.
- 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.
- Lacroix E., 2004.** Pisciculture En Zone Tropicale. Ed. GFA Terra Systems, Hamburg, 225 p.

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

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 fishes. Paris : ORSTOM, (216), 153-175. (Travaux et Documents de l'ORSTOM ; 216). ISBN 2-7099-0929-4

Legendre M., Teugels G.G., 1991. Développement et tolérance à la température des oeufs de *Heterobranchus longifilis* et comparaison des développements larvaires de *H. longifilis* et de *Glanas gariepinus* (Teleostei, Clariidae). *Aquatic Living Resources*, **4**: 227-240.

Legendre M, Linhart O, Billard R, 1996. spawning and management of gametes , fertilized eggs and embryos in siluroidei . *Aquat . Living Resou*, 9 (Hors série), p. 59- 80.

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

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

Micha J-C., 1976. Synthèse des essais de reproduction, d'alevinage et de production chez un silure africain : *Clarias lazera* Val. *Bulletin Français de pisciculture*, 256, p.77-87.

Moreau, Y. 1988. Physiologie de respiration. In C.Leveque, M.N. Bruton et G.W.S sentogo , eds biology and ecology of African freshwater fisher . Edition de L'ORSTOM. Paris .p .113-135.

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.

Proue O., 1974. La mer : volume 8. *Ed. Grange BATELIERE, paris (France).2060p.*

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.

Rukera Tabaro S., Micha J.-C., Ducarme C., 2005. Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, **23, 4** : 231-244.

Schlumberger O., 2002. Mémento de pisciculture d'étang. 4ème édition, Ed. Cemagref, Montpellier, 238 p.

Teugels G., 1986. A systematic revision of the African species of the genus *Clarias* (Pisces: Clariidae).Ed. Annales Musée Royal de l'Afrique Centrale, 247, p. 1-199.

Viveen W.J., 1986. Practicale manual for the culture and Fisheries of the African Catfish (*Clarias gariepinus*).Département of Fish Culture and Fisheries of the Agricultural,University of wageningen. P.121.

Woynarovich E., 1980. Technical Assistance for inland Fish culture and fishery improvement. *Second mission report UNDP/FAO/MAG/76/002/project.*

Annexes

Annexe 1 : Matériel expérimental

❖ Stockage des géniteurs

- Bassins de stockage des géniteurs
- Filet

❖ Pêche

- Salabre

❖ Préparation des bassins de stabulation

- Deux bassins 1.5m³
- Diffuseurs
- Salabre

❖ Marquage

- Salabre
- Balance électronique de marque KERNPCB M Memory (Max 6000g de 0.1g)
- Fils de marquage
- Ichtyo mètre

❖ Induction des femelles :

- Une table de travail
- Anesthésiant
- Bassin de 1.5m³
- Seringues jetables de 10 ml
- HCG (hormone chorionique gonadotrope)
- Gn-RH
- Sérum physiologique
- Thermomètre
- Papier absorbant
- Serpillières

❖ Prélèvement et conservation du sperme

- Ciseaux
- Petit pince
- Bécher 500 ml
- Sérum physiologique
- Papier absorbant
- Lames

- Lamelles
- Pipettes jetables

❖ **Prélèvement des ovules**

- Bassines
- Serpillières
- Papier absorbant

❖ **Fécondation et mise en incubation**

- Bassin
- Pompes d'aération
- Cadres grillagés
- Multi-paramètre

❖ **Elevage larvaires**

- Multi-paramètre
- Pompe d'aération
- Bassin de 1000 L

Annexe 2 : mesure de paramètre physicochimique des géniteurs

- **Bassins1 (males) :**

jour	Température(C°)		Oxygène dissous (mg/l)		pH	
	matin	soir	Matin	soir	matin	Soir
1	25	22	1.65	1.02	7.6	7.5
2	26	21	1.56	1.25	7.28	7.12
3	25	23	1.89	0.98	7.45	7.1
4	24	22	1.54	1.04	7.35	7.2
5	24.5	21	1.98	1.32	7.5	7.2
6	25	22	2.12	1.56	7.38	7.15
moyen	24.91	21.83	1.79	1.19	7.42	7.21

- **Bassins2 (femelles) :**

jour	Température(C°)		Oxygène dissous (mg/l)		pH	
	matin	soir	Matin	soir	matin	Soir
1	24.5	22	1.98	1.81	7.3	7.01
2	24	21	1.25	1.55	7.45	7.2
3	25	22	1.32	1.69	7.5	7.25
4	24	21	1.02	1.98	7.4	7.1
5	26	23	0.98	1.02	7.25	7.02
6	25	22.5	1.65	0.99	7.6	7.25
moyen	24.75	21.91	1.36	1.50	7.41	7.13