



Utilisation de la Gn-RH et de l'hypophyse  
pour l'induction hormonale de  
*Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master

Faculté: Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre  
Département: Sciences Agronomique  
Spécialité: Hydrobiologie

Soutenu le :14 juin 2015

Par

Nom : Chikhaoui

Prénom : Nadia

Devant le jury composé de :

**Président** : M. Kassar Abderrahmane      Grade MAB (UDB Khemis Miliana)

**Promoteur**: M. Rouabah Abdel Kader      Grade MAA (UDB Khemis Miliana)

**Examineur** :

M. Djeddar Miliani      Grade MCB (UDB Khemis Miliana)

## **Remerciements**

Au terme de ce travail, je remercie Dieu le tout-puissant pour m'avoir donné la santé, le courage et la volonté pour réaliser ce modeste travail.

Je tiens dans un premier temps à remercier Monsieur ROUABAH Abdel Kader, mon promoteur d'avoir consenti de me confier ce thème et pour son aide et assistance ainsi qu'à ses précieux conseils malgré ses très nombreuses obligations.

Je remercie Monsieur KASSAR Abderrahmane d'avoir accepté de présider le jury de cette soutenance,

ainsi que Monsieur l'examineur DJEZZAR Miliani pour m'avoir honoré de sa présence et d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Mes remerciements s'adressent également à toute l'équipe de la ferme aquacole

« EZZAHRA ».

Je tiens à remercier profondément Monsieur ROUANI d'avoir accepté de me recevoir au niveau de sa ferme « EZZAHRA ».

Enfin, je tiens vivement à remercier toutes les personnes qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce présent mémoire.

## Dédicaces

Je tiens à adresser tous mes remerciements spécialement aux deux plus chères personnes pour leur aide, leur amour, leur soutien, et encouragement durant toutes les années d' études :

La lumière de ma vie, mes parents, Merci Maman et Papa.

A mes très chères frères : Abd kader, Sid ali, Soufiane.

A mes sœurs : Amina, Nassira, Saadia, ma belle sœur Radia.

Toute la famille Chikhaoui.

A mon ami proche Mohamed et tout la famille Itatahine.

A mon amie proche Narime.

A tous les autres membres de la famille qui m'ont souhaité toujours la réussite et le bonheur.

A tous mes professeurs qui ont partagé avec moi les longues années d'études.

A tous ceux qui m'aiment et me respectent, à ce qui j'aime de près ou de loin.

A toutes les personnes qui m'ont éclairé la voie du savoir.

Nadia  
**Nadia**

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

### Résumé :

*Clarias gariepinus* 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.gariepinus* est une espèce benthopélagique, les habitats fréquentés sont des plaines d'inondation, et des marécages et préfère des habitats sombre a faible luminosité en réalité, c'est un poisson photophobie.

Son régime est omnivore à tendance carnassière, le *C. gariepinus* 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 ce fait sans traitement hormonal (semi naturel) ou avec traitement hormonal.

Au cours de mon stage à la station Ezzahra le poisson-chat africain a été induit artificiellement. Pour cela on a utilisé l'extrait hypophysaire et la Gn-RH. Ces inducteurs ont été utilisé selon un protocole précis et nous ont permis d'obtenir des résultats satisfaisants qui vont 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. gariepinus* ; Gn-RH ; Hypophyse ; Poisson-chat

## ملخص

يعد سمك القط الإفريقي من بين أكثر أنواع الأسماك تكيفا في تربية الأحياء المائية ويعرف بإسم سمك القط الإفريقي لوجود عذبات عند فمه، و قد يصل حجمه من بين 70سم إلى 150سم و كذلك وزنه قد يصل إلى 7 كغ في متوسط عمره.

سمك القط الإفريقي هو من بين أنواع الأسماك التي تعيش في سطح أو في قاع السهول الفيضية و الوديان و البرك الموحلة وهو يفضل الظلام.

أما عن نظامه الغذائي فهو من أكل اللحوم، ويتم بلوغه ونضجه بعد سنة ويكون تكاثره طبيعيا في موسم الأمطار.

ومن خلال قيامي بتدريب في مزرعة الزهراء لتربية المائيات قمنا باستعمال هرمونات الغدة النخامية وذلك لتوليد سمك القط اصطناعيا وذلك بإتباع بروتوكول معين حيث مكننا من تحقيق نتائج مرضية من شأنها أن تسمح لنا في المستقبل الوصول إلى تحسين إنتاج هذه الأنواع و بالتأكيد سوف نفتح أفقا جديدة لتنمية تربية الأحياء المائية في الجزائر.

الكلمات المفتاحية: سمك القط ; *Clarias gariepinus*; هرمونات الغدة النخامية Gn-RH; hypophyse;

## Summary

*Clarias gariepinus* is undoubtedly the species most adapted to aquaculture and is known as the African catfish for the presence of barbs at their jaws. This fish can have a maximum size between 70cm to 150cm and his weighs 7kg in moyen. The *C.gariepinus* is a benthopelagic species frequented habitats of floodplains and wetland habitats and prefers dark has low light in reality, it is a fish photophobia.

Its diet is omnivorous to carnivorous trend; the *C.gariepinus* will be matures during its first year. And regarding natural reproduction it is held at the time of the rainy season. Captive breeding this fact without hormone treatment (semi-natural) or with hormone treatment.

During my stage at the station Ezzahra African catfish was induced artificially. For this we used the pituitary hormones and Gn-RH. These inductors were used according to a specific protocol and enabled us to achieve satisfactory results that will allow us in the future to have a perfect advantage of our techniques to improve the production of this species and will certainly open new perspectives about the development of aquaculture in Algeria.

**Keywords:** *C.gariepinus*; Gn-RH; catfish; pituitary hormones.

**Liste des abréviations :**

C° : Degré Celsius

Gn-RH : Hormone L'ibérante de la Gonadotropine

GTH : Hormones Gonadotropes

h : heure

J : jour

N° : Numéro

W : wilaya

## Liste des figures :

Figure 01 : Clarias gariepinus.....	03
Figure 02 : Répartition géographique de Clarias gariepinus en Algérie.....	05
Figure 03 : Production aquacole mondiale de Clarias gariepinus.....	06
Figure 04 : Principaux pays producteurs de Clarias gariepinus.....	06
Figure 05 : Physiologie de la reproduction chez les poissons.....	09
Figure 06 : la ferme « EZZAHRA».....	11
Figure 07 : Balance de précision.....	12
Figure 08 : Mesure d'un individu A l'aide d'un ichtyo mètre.....	12
Figure 9 : Aliment distribué aux géniteurs.....	13
Figure 10 : Un géniteur mâle de C. gariepinus.....	14
Figure 11 : Un géniteur femelle de C. gariepinus.....	14
Figure 12 : Bassin d'adaptation.....	15
Figure 13 : Bassine de transport des géniteurs.....	15
Figure 14 : Géniteurs anesthésiés.....	15
Figure 15 : Eugenia caryophyllata.....	15
Figure 16 : Matériel de pêche de géniteurs (salabre).....	16
Figure 17 : Marquage des géniteurs.....	16
Figure 18 : numéraux de marquage.....	16
Figure 19 : géniteurs n°3.....	16
Figure 20 : preparation des injections.....	17
Figure 21 : Injection de l'hypophyse et le Gn-RH.....	17
Figure 22 : stripping.....	19
Figure 23 : les œufs.....	19
Figure 24 : Dissection du mâle de C.griepinus.....	20
Figure 25 : Des testicules récupérés après dissection.....	20
Figure 26 : Prélèvement des spermes.....	20
Figure 27 : Bouteilles de zug.....	21
Figure 28 : Bassin d'alevinage.....	21
Figure 29 : Elevages d'Artémia.....	23
Figure 30 : Filtration des Rotifères.....	23
Figure 31 : Distribution aux larves.....	23
Figure 32 : jaune d'œufs à la coque.....	24
Figure 33 : Distribution aux larves.....	24

Figure 34 : ovocyte au stade 5.....	25
Figure 35 : ovocyte au stade 6.....	25
Figure 36 : quelques stades au cours du développement de l'œuf fécondé.....	29

## Liste des Tableaux :

Tableau N°1 : poids, tailles et tour de poitrine des géniteurs.....	12
Tableau N°2 : les doses hypophysaire injectées aux deux femelles.....	18
Tableau N°3 : les doses de Gn-RH injectées à trois femelles.....	18
Tableau N°4 : la dose hypophysaire injectée au mâle.....	18
Tableau N°5 : réponse à la stimulation hormonale.....	26
Tableau N°6 : Nombre d'œufs par kilogramme du poids vif pour chaque femelle par la Méthode théorique.....	27
Tableau N°7 : Nombre d'œufs par kilogramme de poids vif pour chaque femelle par la Méthode volumétrique.....	27
Tableau N°8 : Taux de fécondité correspondent aux deux femelles manipulées.....	28
Tableau N°9 : taux d'éclosion.....	30

## Sommaire :

- Introduction.....	01
---------------------	----

### Chapitre I : Généralités

I.1.Bio-écologie de l'espèce étudiée.....	02
I.1.1.systematique.....	02
I.1.2.description morphologique.....	02
I.1.3.écologie.....	03
I.1.4.répartition géographique en Algérie.....	04
I.1.5.régime alimentaire et besoins nutritionnels.....	05
I.1.6.La production aquacole mondiale de <i>C.gariepinus</i> .....	05
I.1.7.Les principaux pays producteurs.....	06
I.1.8.la reproduction.....	07
I.1.8.1.la reproduction en milieu naturel.....	07
I.1.8.2.la reproduction en captivité.....	07
➤ la reproduction sans traitement hormonal.....	07
➤ la reproduction avec traitement hormonal.....	08
I.1.8.3.la physiologie de la reproduction.....	08
I.1.8.4.facteurs externes influençant la reproduction.....	09
➤ la température.....	09
➤ la photopériode.....	10
➤ l'alimentation.....	10
➤ la montée des eaux.....	10
➤ la qualité physico-chimique de l'eau.....	10
➤ l'environnement aquatique.....	10

### Chapitre II : Matériel et méthodes

II. Matériel et méthodes.....	11
II.1.Présentation du site de travail.....	11
II.2.Matériel.....	12
II.2.1.Matériel biologique.....	12
II.2.2.Alimentation des géniteurs.....	13
II.3.Méthodes utilisées.....	14
II.3.1.Pêche des géniteurs.....	14
II.3.2.Sexage et sélection des géniteurs.....	14

➤ Sexage.....	14
➤ Sélection.....	14
II.3.3.Transport et adaptation.....	15
II.3.4.Anesthésie.....	15
II.3.5.Précautions.....	15
II.3.6.Marquage des géniteurs.....	16
II.3.7.induction des femelles.....	16
II.3.8.Traitement hormonal.....	17
➤ Calcul des doses à injecter.....	17
➤ Injection.....	17
➤ Lieux d'injection.....	17
II.3.9.Fécondation artificielle.....	19
➤ Stripping.....	19
➤ Prélèvement des testicules.....	19
➤ Prélèvement du sperme.....	20
➤ Mélange des gamètes.....	20
➤ Ajout de la solution fécondante.....	21
II.3.10.Incubation des œufs.....	21
II.3.11.Elevage larvaire.....	22
➤ Eclosion.....	22
➤ Alimentation des larves.....	23

### **Chapitre III : Résultats et discussions**

III.1.Maturation des gonades.....	25
III.2.Prélèvement du sperme.....	25
III.3.Prélèvement du ovules.....	26
➤ Méthode théorique.....	26
➤ Méthode volumétrique.....	27
➤ Taux de fécondité.....	28
III.4.Développement embryonnaire.....	29
III.5.Eclosion .....	29
III.6. Elevage larvaire .....	30
III.7. Alimentation des larves .....	30
Conclusion.....	31
Bibliographie.....	32



## **Introduction :**

L'aquaculture, probablement le secteur de production alimentaire qui connaît une croissance permanente et rapide, fournit actuellement presque 50% des poissons consommés dans le monde et elle est considérée comme ayant le plus grand potentiel pour satisfaire la demande croissante en aliments aquatiques (FAO, 2009).

Le poisson-chat africain est une espèce très appréciée en aquaculture grâce à son indice de conversion de l'aliment, sa résistance aux maladies, sa faible exigence par rapport à la qualité de l'eau, la possibilité de l'élever en grande densité (intensif) ainsi que la qualité de sa chair (*in Chebel et Khouas, 2009*).

En Afrique subsaharienne, le poisson-chat nord-africain carnivore (*Clarias gariepinus*) a remplacé le tilapia, en tant que poisson le plus produit dans les exploitations aquacoles depuis 2004 (FAO, 2001).

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 EZZAHRA afin de réaliser la reproduction artificielle de poisson chat *Clarias gariepinus*.

Lors de cette expérience qui s'est déroulée dans cette structure, nous avons réalisé la reproduction artificielle, par l'induction de la ponte en utilisant l'hypophyse et la Gn-RH.

Notre travail a été réparti en trois chapitres

- Le premier est consacré à des généralités sur l'espèce *Clarias gariepinus*.
- Dans le second, on y trouve une description du site de travail, le matériel biologique utilisé ainsi que les méthodes utilisées.
- Enfin, dans le dernier chapitre sont présentés les résultats obtenus avec une discussion justifiant ces résultats.

Une conclusion générale vient clôturer ce travail.

## **Chapitre I : généralités**

### I.1. Bio-écologie de l'espèce étudiée :

La maîtrise de la production d'une espèce aquatique comme le poisson-chat africain en élevage nécessite une connaissance parfaite sur son biotope et son comportement dans le milieu naturel et surtout ses exigences par rapport à certains élevages afin d'obtenir davantage de protéines animales.

#### I.1.1. Systématique :

L'espèce que nous avons étudiée sur ce présent travail est le poisson-chat africain ou «*Clarias gariepinus*» qui ressemble morphologiquement à l'espèce «*Clarias anguillaris*» mais le nombre de branchiospines sur le premier arc branchial est relativement plus élevé chez *C.gariepinus* (24 à 110) (Benech *et al*, 1993).

Selon la systématique décrite par Lecoindre (*in* Lévêque et Paugy, 1999), et ensuite par Teugles (*in* Lmorou, 2007), *C.gariepinus* appartient à la famille des siluriformes.

- Règne : animal (Linnaeus 1758).
- Embranchement : Chordata (Bateson 1885).
- Sous embranchement : Vertebrata (Cuvier 1812) Super-classe osteichthytes.
- Classe : Actinopterygii (Huxley, 1880).
- Sous-classe : teleostien.
- Ordre : Siluridei.
- Famille : Clariidae (Bonaparte, 1846).
- Genre : Clarias (Scopoli, 1777).
- Espèce : Clarias gariepinus (Burchell, 1822).
- Nom Commun : Poisson-chat nord Africain.

#### I.1.2 Description morphologique :

La dénomination de «poisson chat» désigne communément quelques espèces ayant des barbillons au niveau de leurs mâchoires (Proue, 1974).

Le poisson –chat africain a un corps cylindrique allongé (figure 01), Cinq à neuf fois plus long que haut (le Berre, 1989), de nageoires dorsales et anales qui sont extrêmement longues (atteint la nageoire caudale) contenant seulement des rayons mous (de Graaf et Janssen, 1996).

Il se caractérise par une absence totale des écailles et ses 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 (le Berre, 1989), la tête est longue et elle est aplatie dors-ventralement (Lévêque *et al* 1990), avec une bouche terminale très large.

Ce poisson peut avoir une taille maximale de 150cm pour certains spécimens (**Lévêque et al. ,1990**), et il pèse plus de 7kg (**le Berre, 1989**).

La coloration pourrait dépendre de la turbidité de l'eau ainsi que de la nature du substrat dans le biotope. On peut trouver deux types de coloration dans l'une est marbrée ou on observe des taches irrégulières noirâtres sur fond clair sur le dos et les flancs.

Et L'autre est uniforme et le dos et les flancs sont généralement gris foncés à noirâtres(figure01). Le ventre est toujours blanchâtre et l'existence d'une bande de pigmentation de chaque côté de la partie inférieure de la tête est très remarquable chez les deux types.

Dans la nageoire caudale chez certain spécimen la partie antérieure est plus claire que la partie postérieure, comme il peut également y avoir des taches noirâtres irrégulières (**Lévêque et al.1990**).



Figure 01 : *Clarais gariepinus* (Burchell 1822)

### I.1.3 Ecologie :

*C.gariepinus* est une espèce benthopélagique. La profondeur dans laquelle elle vit varie de 0-80m sons pH optimal pour la croissance se situe entre 6.5 et 8 (**Fishbase ,2009**), et survie normalement dans des températures de 18 à 45 ° C (**Babiker ,1984**), habite les eaux calmes des lacs , des ruisseaux , des rivières des marais de plaines d'inondation dont certains sont soumis à des séchages saisonnés le plus souvent , les habitats fréquentés sont des plaines d'inondations, des marécages et des bassins dans lesquels le poisson –chat peut survivre pendant la saison sèche grâce à la présence d'un organe accessoire pour respirer l'air (**Bruton ;Clay in de Graaf et Janssen , 1996**).

Cette respiration aérienne n'est qu'un mécanisme compensatoire lorsque la respiration branchiale est insuffisante chez *C.gariepinus*.

( Babiker *in* Lévêque et Daugy ,1999), *C.gariepinus* préfère aussi des conditions à lumière basse (Bruton , Hogendoorn ;Viveen *et al. in* Hossain *et al.*,1998).

#### I.1.4. Répartition géographique en Algérie :

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).

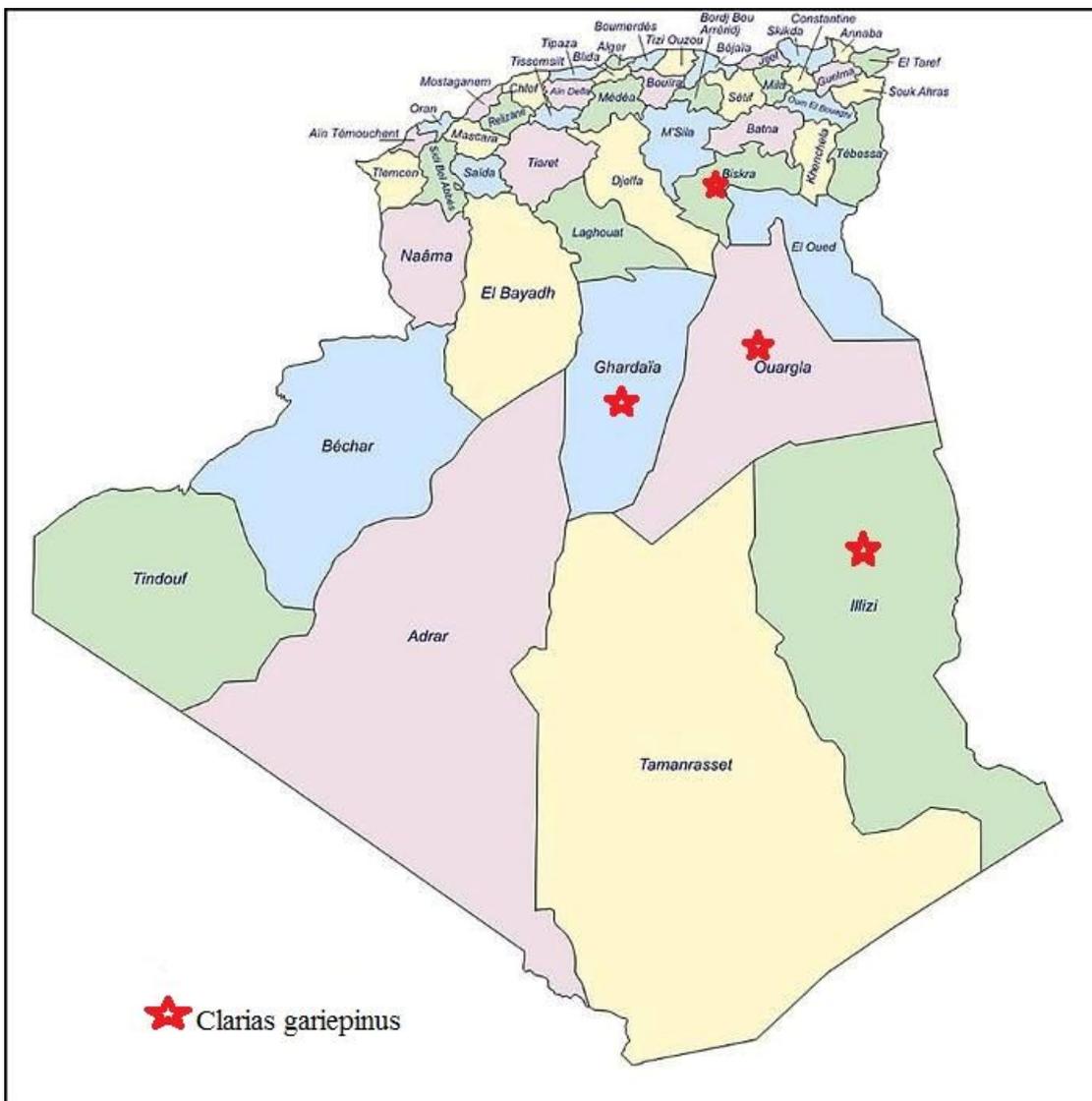


Figure02 : Répartition géographique de *Clarias gariepinus* en Algérie (le Berre,1998).

### I.1.5 Régime alimentaire et besoins nutritionnels :

Son régime est omnivore à tendance carnassière ce qui conduit à l'utiliser comme prédateur associé dans les élevages des tilapias (**lévêque et paugy, 1999**), L'adulte est essentiellement ichtyophage, les jeunes sont plancton phages (**le Berre, 1989**), il a une habitude d'alimentation nocturne (**Bruton ; Hogendoom ; Viveen et al. In Hossain et al ., 1998**), la bouche large de *C.gariiepinus* lui permet de prendre une grande variété de nourriture, depuis les organismes minuscules de 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'avalier des proies telles que des poissons entiers (**Lacroins, 2004**), Les études qui ont porté sur les besoins nutritionnels de *C.gariiepinus* (**Degani et al. ; Fagbenro et al.Kerdchuen ; Adebayo et Alasoadura ; Olufegba et al., Lbiyo et al. in Lmorou TO KO, 2007**), ont montré une similitude dans la couverture des besoins généraux de ce poisson notamment en protéines (36 à 42%), en lipides (4 à 20%) ou en énergie brute (11 à 18kj/g).

### I.1.6. Production aquacole mondiale de *C.gariiepinus* :

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

La production aquacole mondiale du *C.gariiepinus* a dépassé les 26000 Tonnes en 2005 et 2006, avec un maximum en 2007 ou la production a atteint 48000 Tonnes,(figure03).

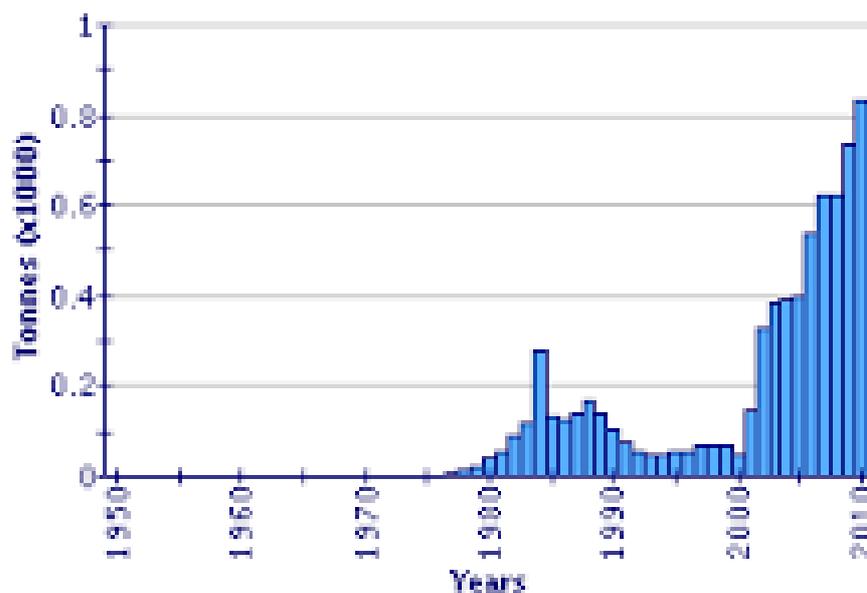


Figure 03 : Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* (**FAO, 2009**).

### I.1.7. Principaux pays producteurs :

Dans les statistiques officielles, le Nigeria est de loin le plus grand producteur de poisson-chat, mais les Pays-Bas, le Kenya, la République arabe syrienne, la Hongrie, le Brésil, le Mali, et l'Afrique du sud, le, Cameroun, on également des quantités significatives (figure03), (FAO, 2012).



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

### **I.1.8. La Reproduction de *C. gariepinus* :**

#### **I.1.8.1. La reproduction en milieu naturel :**

*C.gariepinus* devient mature au cours de sa première année d'existence à un poids approximatif de 200g et à une longueur totale de 240 à 280mm ou dans certaines zones, pendant la deuxième année à une longueur de 340mm (**Micha ; Bruton in Janssen, 1985**), dans la plupart des pays africains, le cycle de reproduction débute au commencement de la saison des pluies.

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

Au cours de la fraie, de grands bancs de *C.gariepinus* mâles et femelles adultes se concentrent souvent à moins de 10m, en bordure des lacs ou d'eaux calmes.

*C.gariepinus* fraie sur une grande variété de substrats, incluant des fibres de sisal, des feuilles de palmier et des pierres.

La femelle dépose ses œufs par petits groupes et le partenaire va féconder simultanément chaque groupe d'œufs en l'aichant un nuage de laitance au-dessus des nids et en quelques secondes, la femelle disperse les œufs sur une grande surface en les agitant par des coups de queue ; les œufs adhèrent finalement à la végétation submergée.

#### **I.1.8.2. La reproduction en captivité :**

*C.gariepinus* ne réalise pas de ponte spontanée (sauf quelque cas hasardeux) d'où l'utilisation de techniques artificielles de reproduction. Ces techniques impliquent l'usage ou non d'hormones naturelles ou synthétiques favorisant la maturation finale (**ImorouTOKO2007**).

##### **➤ La reproduction sans traitement hormonal :**

On peut obtenir la reproduction en conditions semi-naturelles avec des couples isolés dans des bassins de grand volume contenant des îlots de végétaux aquatique (**Seka in ImorouTOKO, 2007**).

Les résultats dans ce type de reproduction paraissent aléatoires et conduisent à de grandes pertes d'œufs d'où l'utilisation des méthodes hormonales d'induction de la maturation ovocytaire finale et de l'ovulation.

➤ **La reproduction avec traitement hormonal :**

La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter, le stripping la fécondation in vitro et l'incubation des œufs ; la sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de taille des ovules et de leur diamètre (**Vivien et al. De Graaf et Jassen ; Gillet et al.in Imorou TOKO, 2007**).

Les ovules arrivent à maturité après 11 à 15 heures à une température de 28 °C, ensuite elles sont extraites par pression abdominale (stripping) et fertilisées avec le sperme d'un mâle mature (**Nguenga et al.,in Imorou ToKo 2007**).

Après la fertilisation, les œufs sont mis en incubation et selon le système d'incubation utilisé (des incubateurs, paniers recouverts de toile moustiquaire, système racinaire de plantes aquatique,.....) La durée d'incubation est de 672°C h d'après (**Viveen et al**).

### **I.1.8.3. Physiologie de la reproduction :**

Le déterminisme des modifications anatomophysiologique impliquées dans la ponte est l'ordre neuroendocrinien, associant des rythmes endogènes (horloge biologique) d'activités glandulaires à des stimulations sensorielles d'origine externe (environnementale) par l'intermédiaire de l'axe hypothalamus-hypophyse-gonade (Devin et Nogahama) (**in Bruslé et Quignard,2004**).

Ces stimulations (température, photopériode.....) agissent sur l'hypothalamus ou se déclenche la Gn-RH transportée par voie sanguine, va agir sur les récepteurs de Gn-RH des cellules gonadotropes de l'adéno-hypophyse.

Ces cellules vont produire des hormones gonadotrope (GTH) agissant sur la maturation des gonades mâles et femelles (**Schlumberger, 2002**).

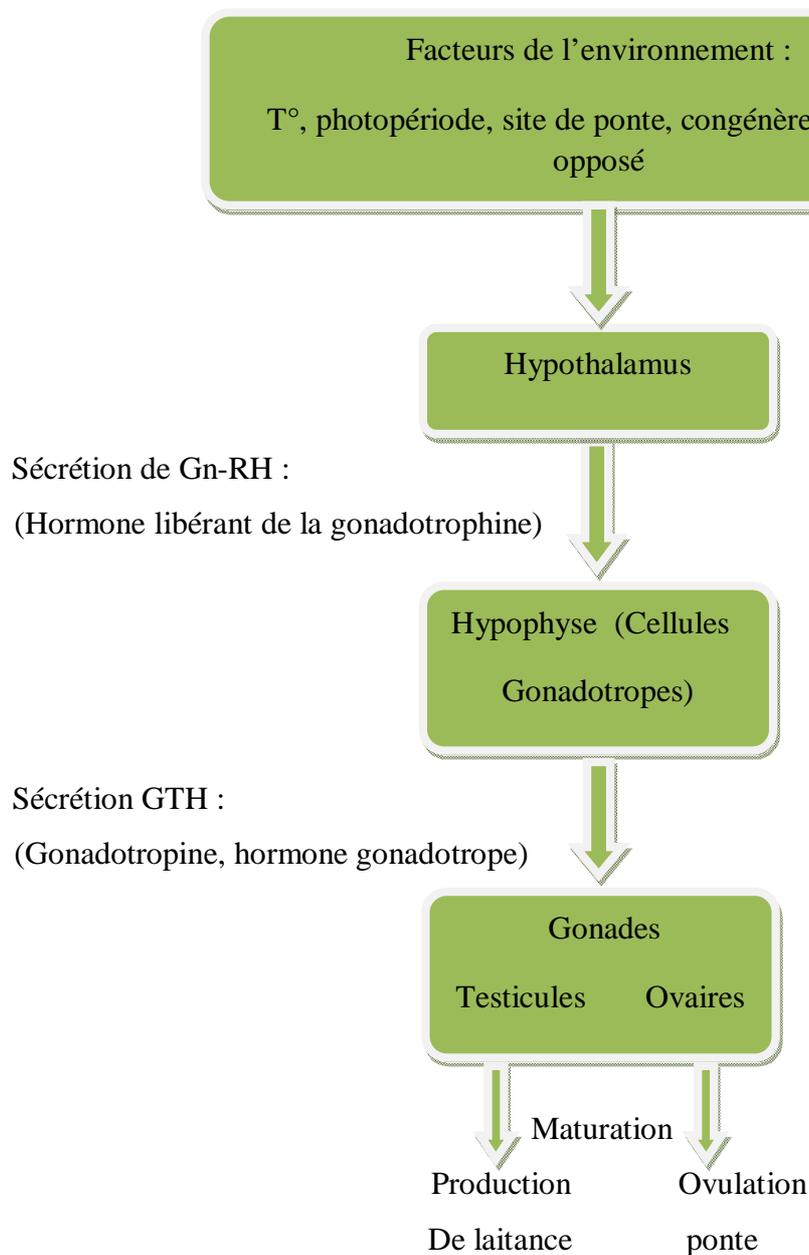


Figure05 : Physiologie de la reproduction chez les poissons.

#### I.1.8.4. Facteurs externes influençant la reproduction :

La reproduction chez les vertébrés est contrôlée à la fois par le rythme physiologique interne et variations environnementales dont :

➤ **La température :**

La température a un effet direct et la gamétogenèse ne s'effectue chez une espèce donnée que dans une gamme bien déterminée.

La gamétogenèse a lieu chez certaines espèces en température décroissante. Chez d'autres en température croissante, dans certains cas, des variations brusques de température déclenchent la ponte lorsque le matériel génital est mature (**Barnabé 1991**).

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

➤ **La photopériode :**

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

➤ **L'alimentation :**

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 disposant pas de réserves mobilisables suffisantes (**Barnabé, 1991**).

Une nourriture abondante doit être assurée pour que des femelles matures de *C.gariepinus* soient obtenues toute l'année (**Pham et Raugelin Lévêque et al, 1988**).

➤ **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.

➤ **L'environnement aquatique :**

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**).

## **Chapitre II : Matériel et méthodes**

## II. Matériel et méthodes :

### II.1. Présentation du site de travail :

Notre stage s'est effectué au sien de la ferme « EZZAHRA » durant la période du 17 Mars au 16 Avril, elle se situe dans la commune de Hassi l'fhal, Daïra d'el Mansoura, Wilaya de Ghardaïa, à 113 Km au Sud de la ville de Ghardaïa, à 6 Km du centre ville du Hassi l'fhal, et à 800 m de l'est de la route national N°01 vers Ménéa .

Cette ferme conçue pour l'élevage des tilapias s'étend sur une superficie de 4 hectares.



Figure 06 : la ferme « EZZAHRA »

Elle est composée de plusieurs compartiments :

- Le premier renferme le bureau administratif, deux chambres et un hangar de stockage.
- Le deuxième contient une salle de transformation une chambre froide, et un laboratoire.
- Une écloserie :

Elle est composée de 38 bassins bien aérés, subdivisés comme suit :

- 05 bassins pour repos sexuel de 30m<sup>3</sup>.
- 10 bassins de stockages des géniteurs de 50m<sup>3</sup>.
- 11 bassins de couplage de 20m<sup>3</sup>.
- 12 bassins de traitement hormonal de 1.4m<sup>3</sup>.

## II.2. Matériel

### II.2.1. Matériel biologique :

Pour les besoins de nos expérimentations, nous avons utilisé cinq géniteurs femelles et un géniteur mâle de *C.gariepinus*.

Tout au long de nos expériences, des pesés à l'aide d'une balance électronique de marque KERNPCB M Memory (Max 6000g d=0.1g) (Figure07) et des mensurations par un ichtyo mètre (Figure 08) ont été réalisées sur ces géniteurs. Sur le tableau (01) sont reportés les tailles et les poids et les tours de poitrine de ces géniteurs.

**Tableau 01** : poids, tailles et tour de poitrine des géniteurs

Sexe	Géniteurs	Poids(kg)	Taille totale (cm)	Tours de poitrine (cm)
Femelles	1	1,270	61	22
	2	1,025	53	22
	3	1,170	57	24
	4	1,365	60	26.5
	5	1,110	56	22
Mâle	1	1,700	63	24



Figure07 : Balance de précision



Figure 08: Mesure d'un individu  
A l'aide d'un mètre ruban

**II .2.2. Alimentation des géniteurs :**

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

Sa composition 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).



Figure 9: Aliment distribué aux géniteurs

### II.3.Méthodes utilisées :

#### II.3.1. La pêche de géniteurs :

La pêche de *C.gariepinus* au niveau de la ferme EZZAHRA à été réalisée à l'aide d'une seine.

Premièrement les géniteurs ont été encerclés dans un coin du bassin puis pêché à l'aide d'une épuisette (salabre).

#### II.3.2. Sexage et sélection des géniteurs :

##### ➤ Sexage :

La distinction entre les mâles et les femelles de *C.gariepinus* est très facile, du moins chez les adultes par la présence d'un net dimorphisme sexuel des papilles génitales.

Celles-ci, sont en forme de fer de lance chez les mâles (figure 10) et elles sont protubérantes et arrondies chez les femelles (figure 11) (Gilles *et al.* 2001).



Figure 10 : Un géniteur mâle de *C. gariepinus*



Figure 11 : Un géniteur femelle de *C. gariepinus*

##### ➤ Sélection :

La sélection des femelles et des mâles repose sur les critères suivantes :

##### • 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 laitance (Micha, 1975).

### II.3.3. Transport et adaptation :

Les géniteurs mâles et femelles du poisson chat africain ont été transportés à l'aide de grandes bassines et stockés séparément dans des bassins d'adaptation de même dimension (1.4 m<sup>3</sup>).



Figure 12 : Bassin d'adaptation



Figure 13: Bassine de transport  
Des géniteurs

### II.3.4. Anesthésie :

Les géniteurs sont mis dans des bains d'anesthésie qui facilitera les manipulations sur ces poissons, l'anesthésiant utilisé est le *Eugenia caryophyllata* (Figure 15), pour notre travail nous avons utilisé une concentration de 30 gouttes dans une 30 litres d'eau.



Figure 14: Géniteurs anesthésiés



Figure 15 : *Eugenia caryophyllata*

### II.3.5. Précaution :

Les poissons doivent être retirés du bain anesthésiant dès qu'il y a une perte d'équilibre et avant que ne s'arrêtent les mouvements respiratoires des opercules (**Billard.1995**).

### II.3.6. Marquage des géniteurs :

Nous avons pêché à l'aide d'un filet cinq géniteurs femelles à partir d'un bassin de stockage en rabattant les géniteurs dans un coin puis en les ramassant à l'épuisette.

Les géniteurs pêchés sont placés directement dans un bain d'anesthésie, les poissons sont complètement anesthésiés au bout de quelques minutes.

Nous avons marqué les géniteurs à l'aide de numéros préparés avec du plastique de couleurs rouge au niveau de la nageoire dorsale (figure 17).

La pesée des géniteurs a été effectuée à l'aide d'une balance électronique de marque KERNPCB M Memory (Max 6000g de 0.1g).

Le marquage et le poids de chaque individu sont consignés sur le cahier de suivi.



Figure 16: Matériel de pêche des géniteurs (salabre)



Figure 17: Marquage des géniteurs



Figure 18 : numéraux de marquage



Figure 19 : géniteurs n°3

### II.3.7. Induction des femelles :

Chez *C. gariepinus* qui se reproduit en milieu naturel pendant la saison des pluies ou au moment de la montée des eaux, les pontes en captivité peuvent être provoquées par simulation de la crue, en plaçant des géniteurs sexuellement matures dans un étang nouvellement rempli après une période d'assèchement, toutefois, à l'éclosion, les larves, de petite taille, sont

soumises dans l'étang à une intense prédation par les batraciens et les insectes aquatiques et au cannibalisme. De ce fait le nombre d'alevins produits par cette méthode est généralement très faible.

Les techniques d'induction hormonale de la maturation ovocytaire et de l'ovulation suivies d'une fécondation artificielle sont souvent préférées car elles permettent un meilleur contrôle sur toutes les phases de la reproduction puis de l'élevage des larves (**Legendre et al. in l'évêque et paugy, 1999**).

### II.3.8. Traitement hormonal :

Les géniteurs ne sont pas alimentés durant le jour qui précède et le jour de l'injection afin qu'il n'y ait moins de contamination des gamètes lors du stripping par l'accumulation de déchets dans le bassin.

- Calcul des doses à injectées :

Les doses d'hypophyse et de Gn-RH sont déterminée en fonction du poids de chaque géniteurs ; la dose totale est de 4mg/kg du poids vif de géniteurs (**Micha, 2001**).

- Injection

- Lieux d'injection :

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

Après anesthésié, les femelles ont été injectées avec une seringue de 5 ml inclinée sous un angle de 45°.

L'aiguille de 2 à 3cm est enfoncée dans le muscle (figure 21). 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**).



Figure 20: preparation des injections



Figure 21: Injection de l'hypophyse et de GnRH

Nous avons fait un injection pour le mâle, juste pour un essai, il à reçu une dose de 2 mg d'extrait hypophysaire après 08 h.

Nous avons pris le soin de note sur un cahier de suivi l'heure effective de chaque injection.

Les doses hypophysaire et la Gn-RH injectées à chaque individu sont indiquées dans les tableaux ci-dessous :

**Tableau 02** : les doses hypophysaire injectées aux deux femelles

Géniteurs	Poids (kg)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse injectée (ml)	L'heure de l'injection
1	1,270	61	1,3	20 :40
2	1,025	55	1,2	20 :50

**Tableau 03** : les doses de Gn-RH injectées à trois femelles

Géniteurs	Poids (kg)	Taille (cm)	Dose Gn-RH (ml)	Heur de l'injection
3	1,170	57	1,75	20 :55
4	1,365	60	1,75	21 :05
5	1,110	56	1,80	21 :14

**Tableau 04** : la dose hypophysaire injectée au mâle

Géniteur	Poid (kg)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse injectée (ml)	Heur de l'injection
1	0,885	52,3	2	21 :30

### II.3.9.Fécondation artificielle :

#### ➤ Stripping (prélèvement des ovules)

Après anesthésie, les femelles sont placées une par une sur une table couverte avec une serpillière, à l'aide d'une serpillière en coton, nous avons séché l'abdomen, la queue du poisson, ainsi que les mains du manipulateur.

Nous avons maintenu les femelles en position inclinée, le ventre vers la table de manipulation, par 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 (figure 22).

Les ovules ont été récupérés à sec dans une bassine en inox. (**Méthode séché**)  
(Gilles *et al.* 2001).



Figure 22 : stripping



Figure 23 : les œufs

#### ➤ Prélèvement des testicules :

Après anesthésie, les mâles sont sacrifiés, puis nous avons prélevé leurs testicules (De Gnaaf et Janssen, 1996).

Avant de commencer la dissection nous avons séché les mains et l'abdomen du poisson pour éviter la pénétration de l'eau dans les testicules, qui activerait les spermatozoïdes qui deviennent 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 (figure 24).

Ensuite nous avons récupéré les testicules tout en évitant de perforer les organes et surtout les testicules (figure25).



Figure 24 : Dissection du mâle de *C.gariepinus*



Figure 25 : Des testicules récupérés après dissection

#### ➤ Prélèvement des spermés :

On a saisi les testicules à l'aide d'une pince par son extrémité, à l'aide de scalpel des incisions transversales, rapprochées les unes aux autres, sont alors pratiquées sur le testicule en progressent du haut vers le bas, le sperme récupéré est placé dans 02 seringues de 5ml. Il a été évalué à 2ml pour la première seringue et de 2,5ml pour la deuxième seringue.

Pour une meilleure conservation, cette solution est maintenue au réfrigérateur à +4°C, en prenant soin de ne pas contaminer la solution de sperme avec de l'eau douce.



Figure 26 : Prélèvement des spermés

#### ➤ Mélange des gamètes :

La fécondation est faite artificiellement selon la méthode sèche qui consiste à mélanger les ovules et les spermatozoïdes à sec et d'ajouter ensuite de l'eau activant alors les spermatozoïdes qui se trouvaient à proximité des œufs et les fécondaient (**Vrasski in billard, 2005**).

On mélange ensuite la laitance aux ovules puis par addition d'eau, on provoque la fécondation.

### ➤ Ajout de la solution fécondante :

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

Après l'ajout de la solution on mélange l'ensemble avec une cuillère pendant 5 à 15 mns.

### II.3.10. Incubation des œufs :

Après le rinçage (au moins 3 fois) avec le lait de vache (2% de graisse) pour éliminer l'excédent de la solution fécondante, le sperme et les débris de tissus gonadique, on est passé à la mise en incubation.

#### Mise en incubation :

L'incubation des œufs fécondés a été divisée en deux groupes. Dans le premier groupe on a placé les œufs dans des incubateurs (figure 27) et dans le deuxième groupe-t-on a placé les œufs sur des claies dans des bassins (figure 28).

L'incubation dure 27h à une température de 25°C (**Ducarme&Micha., 2003**).



Figure 27 : Bouteilles de zug



Figure 28 : Bassin d'alevinage

L'incubation des œufs a été effectuée du 10 avril 2015 à (11h30) jusqu'au 11 avril 2015 à une température d'eau de forage entre 28 et 29°C.

Selon **Legendre et Tougels (1996)**, l'optimum thermique qui conduit au pourcentage d'éclosion les plus élevés, se situe entre 25 et 29°C.

D'après **Hecht *et al.* (1996)**, en Afrique du sud, toutes les écloséries commerciales du poisson-chat travaillent à 28°C dans lesquels l'éclosion des œufs à lieu après 16-18 heures.

**Gbulubo (1998)** signale qu'il est recommandé que les œufs fécondés du poisson chat-africain soient incubés dans une eau de salinité  $\leq 5\text{‰}$  pour assurer une production économique significative, au-dessus de cette gamme des pertes énormes seront subies par la mortalité des œufs.

Nous avons effectué un contrôle le lendemain (11 avril 2015) qui nous à permis d'estimer le taux de fécondation durant cette étape d'incubation.

Nous avons compté les œufs fécondés qui sont marron (les œufs non fécondés sont blancs).

$$\text{Le taux de fécondation est égal : } = \frac{\text{Nombre d'oeufsfécondés} \times 100}{\text{Nombre d'oeufs mis en incubation}}$$

### Remarque :

Le développement de l'œuf exige un environnement favorable, propre à l'espèce considérée :

- Une température adéquate de l'eau, proche des valeurs optimales
- Une bonne qualité de l'eau, riche on oxygène dissous et exemple de produits chimiques toxiques.
- Un renouvellement adéquat de l'eau pour assurer un bon approvisionnement en oxygène et l'évacuation des déchets ; des perturbations réduites au minimum telles que chocs, brutes, secousses brusques on courants d'eau violents.
- Une intensité lumineuse réduite et une protection contre la lumière du soleil.
- Evitez la température trop élevées, susceptibles de provoquer des déformations et un faible taux de survie de œufs ; il est généralement préférable d'incuber les œufs plus lentement pour obtenir une meilleur qualité des larves.
- **Eclosion :**

Pour estimer le taux d'éclosion, nous avons effectué le comptage de larves vivantes. Le taux d'éclosion des œufs a été ainsi Calculé :

$$\frac{\text{Nombre des larves vivantes} \times 100}{\text{Nombre d'oeufs mis en incubation}}$$

### II.3.11.Elevage larvaire :

D'après **Ducarme et Micha (2003)**. L'élevage larvaire est certainement la phase la plus difficile de l'élevage de *C.gariepinus*.

➤ **Première alimentation :**

Nous avons incubée des cystes d'Artémia, mais nous n'avions pas eu d'éclosion (figure 29).

Car les cystes d'Artémia été expose à l'air libre et par conséquent n'était pas viable.



Figure 29 : Elevages d' Artémia

**Nous avons utilisé d'autres aliments :**

- Zooplancton (rotifères)
- Jaune d'œufs



Figure 30 : filtration des  
Rotifères



Figure 31 : Distribution aux  
larves



Figure 32 : jaune d'œuf cuit



Figure 33 : Distribution aux larves

## **Chapitre III : Résultats et discussion**

### III. Résultats et discussion :

#### III.1. Maturation des gonades :

La sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de la taille des ovules et de leur diamètre, généralement entre 1.4 et 1.6 mm (Viveen *et al*, in imorou toko, 2007).

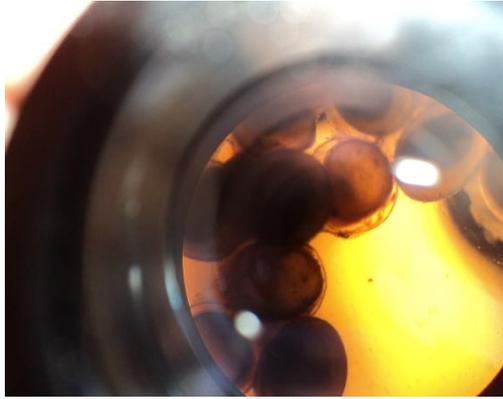


Figure 34 : ovocyte au stade 5

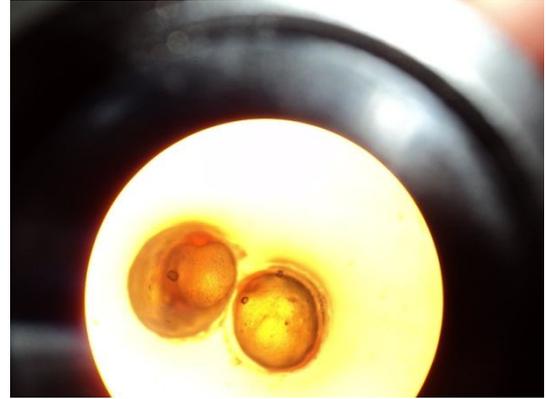


Figure 35: ovocyte au stade 6

Nous avons remarqué que la majorité des ovocytes ont été au stade 5 et au stade 6, ce que veut dire qu'on a de très grande chance d'ovulation.

#### III.2. Prélèvement du sperme :

Après dissection des mâles, nous avons pu récupérer les testicules et les vésicules séminales, la majorité des testicules récupérés étaient d'une grande taille, surtout celles des mâles à qui on a donné chacun une quantité dépassant les 4mg d'hypophyse, et selon (Janssen, 1985), 1 ml est une quantité suffisante pour féconder 50kg d'œufs.

## III.3.Prélèvement des ovules :

Tableau 05: réponse à la stimulation hormonale

Géniteurs	Température	Temps de latence	Résultat
1	28C°	10 :00	Pas d'ovulation
2		10 :07	Pas d'ovulation
3		10 :29	ovulation
4		10 :45	ovulation
5		10 :50	Pas d'ovulation

La repense à la stimulation hormonale été très satisfaisante avec un taux de 40% cela peut-être expliqué par l'état de maturation sexuelle des géniteurs, par les faibles densités de géniteurs par bassin; par les bonnes conditions de maintient des géniteurs.

- **La quantité d'ovules produits à été déterminée selon deux méthodes :**

- **Méthode théorique :**

Les femelles de *C.gariepinus* produisent environ 30.000 œufs /kg du poids vif (Micha et Ducarme, 2003).

**Tableau 06 :** Nombre d'œufs par kilogramme du poids vif pour chaque femelle par la méthode théorique

Géniteurs	Poids (kg)	Nombre
1	1.270	Pas d'ovulation
2	1.025	Pas d'ovulation
3	1.170	19722
4	1.365	19950
5	1.110	Pas d'ovulation

➤ **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 deux femelles qui avait des poids les plus proches de 1 kg pour facilité les calculs.

**Tableau 07:** Nombre d'œufs par kilogramme de poids vif pour chaque femelle par la méthode volumétrique

Géniteurs	Poids (kg)	Volume totale des œufs (ml)	Nombre d'œufs dans 1 ml	Nombre totale d'œufs
3	1.170	80	226	18080
4	1.365	75	258	19350

Nous avons obtenu environ 14500 oeufs/kg du poids vifs qui est une quantités satisfaisante.

➤ **Taux de fécondité :**

Nous avons calculé le taux de fécondité pour deux femelles.

Le nombre d'œufs obtenu dans 1 ml est de 258 parmi ces œufs 120 étaient d'une couleur marron (œufs fécondés), le reste sont d'une couleur blanche (œufs morts).

$$\text{Taux de fécondation} = \frac{\text{Nombre d'œufs fécondés} \times 100}{\text{Nombre d'œufs mis en incubation}}$$

**Tableau 08 :** Taux de fécondité correspondent aux deux femelles manipulées

Géniteurs	Poids (kg)	Nombre d'œufs dans 1 ml	Nombre des œufs marron dans 1 ml	Taux de fécondation
3	1.176	226	86	38.05%
4	1.365	258	120	46.51%

Le taux de fécondité obtenu est de l'ordre de 27%

Ce taux peut-être expliqué par la quantité de laitance obtenu vu que les testicules été de grande taille.

### III.4. Développement embryonnaire :

Des 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

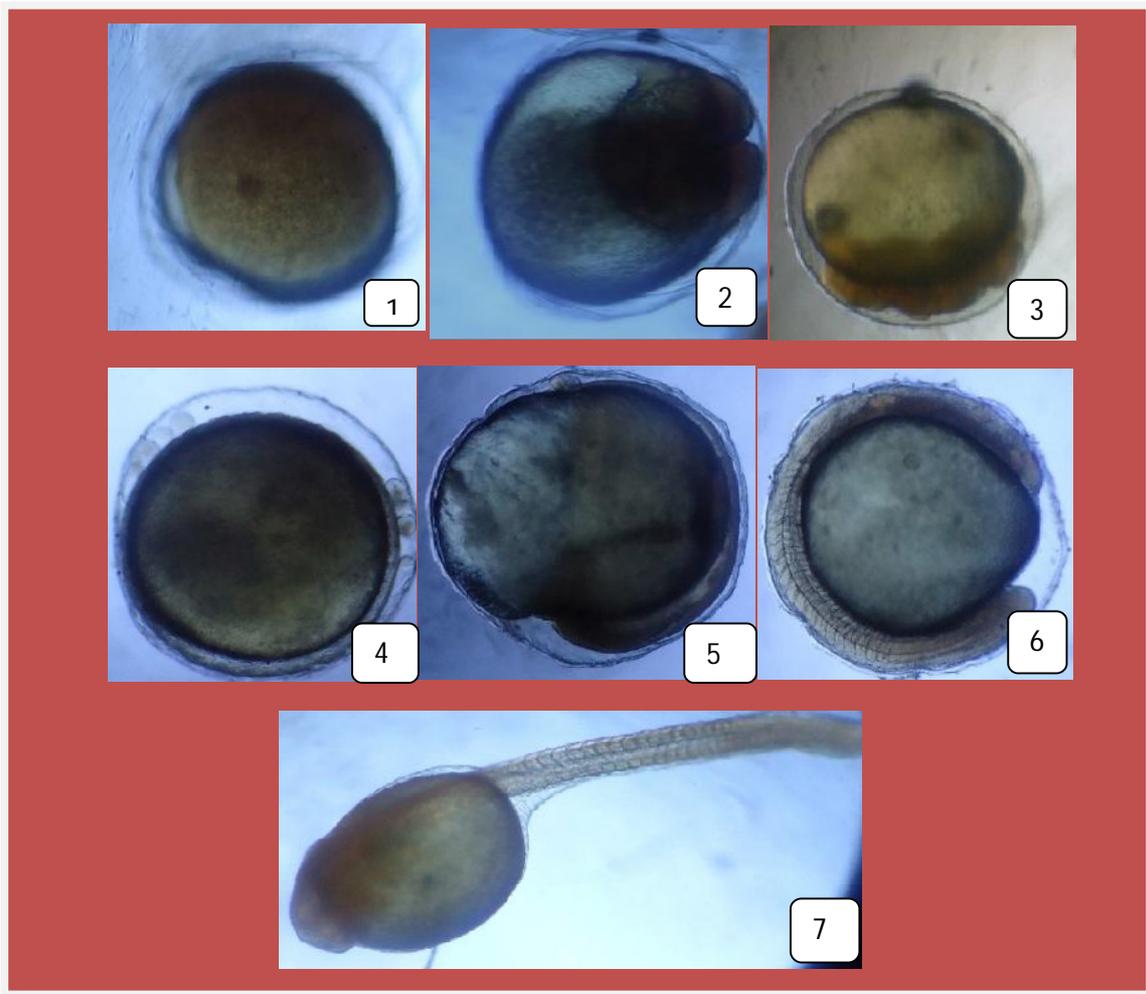


Figure 36: Différents stades du développement embryonnaire

### III.5. Eclosion :

L'éclosion a débuté après 26h d'incubation dans des bassins d'alevinage à une température de 28°C.

D'après **Ducarme et Micha (2003)**, l'éclosion a eu lieu après 27h à une température de 25°C.

Nous avons estimé le taux d'éclosion de chaque ponte grâce au prélèvement effectué dans chaque incubateur selon la formule :

$$\text{Taux d'éclosion} : = \frac{\text{Nombre des larves vivant} \times 100}{\text{Nombre d'oeufsen incubation}}$$

Le taux d'éclosion est consigné dans le tableau suivant :

**Tableau 09** : taux d'éclosion

Numéro de bassin	Taux d'éclosion (%)
1	37%

Nous résultats sont pratiquement proche de ceux obtenus par (**Rukera tabaro et al. 2005**) qui sont de 44%.

### III.6. Elevage larvaire :

Après quelques heures de l'éclosion, nous avons remarqué une forte mortalité dans l'un le bassin d'alevinage ainsi qu'une mousse blanchâtre importante à la surface de l'eau qui est due à la dégradation des œufs non éclos (forte production d'ammoniaque) et la contamination par les mouches mortes.

Il faut vérifier rapidement les œufs morts dans les incubateurs, leur pourrissement peut provoquer une pollution importante de l'eau (**Gilles et al., 2001**).

Nous avons également remarqué « un effet de groupe » chez les larves, c'est-à-dire un comportement d'entassement en nombre dans les sombre de bassin d'alevinage.

Les larves sont photophobes, c'est-à-dire qui elles fuissent la lumière, cette caractéristique les pousse à se regrouper et à former des véritables paquets très denses dans les parties les moins éclairés (**Gilles et al, 2001**).

### III.7. Alimentation des larves :

Le processus de décapsulation des cistes d'Artémia n'a pas été réussi, cela est dû soit à la variation brusque de température ou bien la mauvaise qualité des cistes utilisés.

Le passage au 2<sup>ème</sup> aliment zooplancton (les rotifères) ou le j<sub>1</sub> et j<sub>2</sub> et au passage au second aliment artificiel (jaune d'œufs).

**Conclusion :**

Dans le cadre de la réalisation de notre mémoire, nous avons suivi un stage pratique au niveau de la ferme « EZZAHRA »

Ce stage nous a permis d'acquérir quelque certitude :

- D'acquérir des connaissances sur la biologie du poisson chat africain (*clarias gariepinus*) et la maîtrise de tous les processus de la reproduction artificielle de ce poisson.
- D'acquérir également des données sur l'induction de la ponte à l'aide de l'hormone hypophyse et La Gn-RH et qui a été réalisée avec succès. une dose de l'hypophyse ou la Gn-RH élevée donne des meilleurs résultats et accélère la maturation ovocytaire.
- De déterminer Le temps de latence convenable pour stripper les femelles et qui se situe entre 10 et 12h et varie selon la température et l'état des femelles (abdomen gonflé).
- De déterminer la durée de l'embryogenèse et le début de l'éclosion qui a débuté après environ 23h, et cela est due aux bonnes conditions d'incubation à savoir la température et l'oxygène.

L'élevage de *Clarias gariepinus* est rendu possible en Algérie à l'échelle industrielle par la maîtrise de la reproduction artificielle et la disponibilité d'infrastructures nécessaires à la pratique de cette activité (bassin, écloserie.....) et un bon matériel (nourriture, hormone, d'induction à la ponte, incubateur..).

La maîtrise de la reproduction artificielle est la solution pour en finir avec l'importation lourde et coûteuse des poissons de consommation et permettra aussi d'éviter les risques de transferts d'entités pathogènes.

## **Bibliographie :**

- Barnabé G., 1991 :** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture, *Ed. La voisier, paris (France), 520p.*
- Benech V., G.G.Tengels&G.Gourene.1993.**critères pratique pour distinguer deux poisson-chat africain, clarias anguillaris et C.gariepinus (siluriformes : claridae).  
*Cybum 17 (1) : 83-85.*
- Billard R., 1995.** Les carpes : biologie et élevage. *Ed. INRH, Paris (France), 387p.*
- Billard R., 2005.** Introduction à l'aquaculture. *Ed. Lavoisier, Paris (France), 235p.*
- Breton B., Fostier A., Jalabert B., Weil C., 1980.** Apport des connaissances fondamentales au contrôle du cycle reproducteur des poissons d'étang : limites et perspectives in Billard R., la pisciculture en étang. *Ed INRA. Paris (France), p.149-161.*
- Bruslé J., et Quignard J.p., 2004** Les poissons et leur environnement : Ecophysiologie et comportements adaptatifs.  
*Ed. Lavoisier. Paris (France), 1522p.*
- Chebel F. et KhouasB.,2009.** Expérimentations sur la reproduction artificielle du poisson-chat africain Clarias gariepinus (Burchell,1822). *Mémoire d'ingéniorat, ENSSMAL,52p.*
- De Grraf G., Janssen J., 1996** Artificial reproduction and pond raring of the African catfish, clarias gariepinus un sub-Saharan Africa. FAO fisheries technical paper 362, FAO, *Rome (Italie), 100p.*
- Ducarme C. et Micha J.C.2003.** Technique de production intensive du poisson-chat africain, clarias gariepinus, *Tropicultura, 21.4 : p 189-198.*
- 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.*
- Hossai M.A.R., Beveridge M.C.M., Haylor G.S., 1998.**The effects of density, light and shelter on the growth and survival of African catfish (Clarias gariepinus Burshell, 1882) *fingerlings. Aquaculture, 160, p.251-258.*
- Huet M., 1970.** Traité de pisciculture. *Ed. Ch. De Wyngaert, Bruxelles, 718pp.*
- Imorou TOKO I., 2007.** Amélioration de la production halieutique des trous traditionnels à poissons (whedos) du delta de l'ouléma (Sud Bénin) par la promotion de l'élevage des poissons-chats Clarias gariepinus et Heterobranchus Longifilis. *Thèse de doctorat, FUNDP, 186p.*
- 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 20.100p.*

**La croix E., 2004.** Pisciculture en zone tropicale. Ed. GFA Terra Systems, *Homburg, 225p.*

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

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

**Legendre M., Teugles G.G., 1991.** Développement et tolérance à la température des œufs de *Heterobranchus longifilis*, et comparaison des développements larvaires de *H. longifilis* et de *clarias gariepinus* (Téléostéen, Clairidae). *Aquatic living resources, 4,p.227-240-Lévêque C., Bruton M.N.,Sentongo G.w., 1988. Biologie et écologie des poissons d'eau douce Africain, Ed. ORSTOM, paris (France),508p.*

**L'évêque C., PaugyD.et Teugles 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.*

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

**Schlumberger O., 2002.** Mémento de pisciculture d'étang. 4eme édition, *Ed.cemagref, Montpellier (France), 238p.*

**Teugles G., 1986.** A Systematic revision of the African species of the genus *Clarias* (Pisces: clariidae).*Ed. Annals Musée Royal de l'Afrique central, 247,p1-199.*

**Vandecan M., Diallo A., Melard C., 2011.** Effect of Feeding regimes on growth and Survival of *Clarias gariepinus* larvae: replacement of *Artemia* by a commercial feed. *Aquaculture Research, 42:p733-736.*

**Welcomme, R.L.1988.**I international introductions of inland aquatic species FAO Fisheries.

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

## **Annexes:**

### **Annexe 1: Les valeurs mesurées des principaux paramètres physico-chimique de l'eau du forage (données de la ferme).**

Température (°C)	Concentration d'oxygène (mg/l)	pH
28	5.2	6.9

### **Annexe 2 : Matériel experimental**

- **Stockage des géniteurs:**
  - Bassin de stockage des géniteurs 1.4m<sup>3</sup>
- **Pêche:**
  - salabres
- **Marquage :**
  - Une grande épuisette
  - Balance électronique de marque KERNPCB M Memory (Max 6000g d=0.1g)
  - Numéros préparés avec du plastique de couleurs rouge
  - Ichtyo mètre
  - Anesthésiant : Eugenia caryophyllata
  - Ciseaux
  - Bassine de 50l
- **Induction des femelles:**
  - une table de travail
  - Anesthésiant: Eugenia caryophyllata
  - Bassine de 50l
  - Seringue jetables de 5 ml
  - Hypophyse et GnRH
  - Sérum physiologique
  - Coton
  - Deux serpillières
- **Prélèvement et conservation du sperme :**
  - Matériel de dissection: ciseaux , grande pince , petite pince
  - Seringue

- bol inox
- Réfrigérateur
- **Prélèvement des ovules:**
  - Bol en inox
  - Serpillière
  - Coton
- **Fécondation et mise en incubation:**
  - Bol en inox
  - Petite cuillère
  - Lait
  - Sérum physiologique
  - Grillage
  - Bouteilles de zugs
  - Un oxymètre
  - Thermomètre
- **Elevage l'arvaire:**
  - Bassin de 1.4 m<sup>3</sup>
  - Un bol pour la distribution d'aliment
  - Pompe d'aération
  - Un désinfectant : bleu de méthylène
  - Un oxymètre
  - Thermomètre

**Annexe 3: les valeurs mesurées de la température et de la concentration d'oxygène au cours de l'incubation**

Heure	Température (°C)	Concentration d'oxygène (mg/l)
12 :30	28.6	6.6
16 :28	28.8	6.5
20 :34	29.2	6.7
00 :30	28.9	6.2
04 :41	28.2	6.3
08 :32	28.3	6.7
12 :31	28.7	6.9

- Température moyenne: 28.6°C
- Concentration d'oxygène moyenne: 6.5mg/l

**Annexe 4: Les valeurs mesurées de la température et de la concentration d'oxygène au cours de l'élevage larvaire**

Jour	Température (°C)	Concentration d'oxygène (mg/l)
1	28.6	6.7
2	29.4	6.2
3	28.5	6.9
4	29.1	6.2
5	29.2	6.1
6	28.8	6.5
7	28.9	6.3

- Température moyenne: 28.9°C
- Concentration d'oxygène moyenne: 6.4 mg/l.