

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل

Ecole Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



MEMOIRE POUR L'OBTENTION DE DIPLOME DE MASTER EN SCIENCES  
DE LA MER  
Option : AQUACULTURE

Sujet :

**Reproduction artificielle du poisson-chat africain  
*Clarias gariepinus* (Burchell,1822)  
Ferme EZZAHRA W. Ghardaïa**

Présenté par

**KAUCHE Amina**

Soutenu le /10 /2013 devant le jury suivant :

<b>M<sup>me</sup> DJEGHRI B.</b>	<b>Professeur</b>	<b>ENSSMAL</b>	<b>Présidente</b>
<b>M<sup>r</sup> BELHASNET K.</b>	<b>Maître assistant (A)</b>	<b>ENSSMAL</b>	<b>Promoteur</b>
<b>M<sup>r</sup> LOURGUIOUI H.</b>	<b>Maître assistant</b>	<b>ENSSMAL</b>	<b>Examineur</b>
<b>M<sup>me</sup> HAUI N.</b>	<b>Maître assistante</b>	<b>ENSSMAL</b>	<b>Examinatrice</b>

Promotion : 2012-2013

# Remerciements

*En préambules à ce mémoire, nous souhaitons adresser nos remerciements les plus sincères aux personnes qui nous apporté leur aide et qui ont contribué à l'élaboration de ce mémoire ainsi qu'à la réussite de cette formidable année universitaire.*

*Nous tenons dans un premier temps à remercier **Mr BELHASNET**, notre promoteur d'avoir consenti de nous confier ce thème et pour son aide et assistance ainsi qu'à ses précieux conseils malgré ses très nombreuses obligations.*

*Nous tenons à remercier **Mme DJEGHRI** d'avoir accepté de présider le jury de cette soutenance, et ainsi que **Mr LOURGUIOUI** et **Mme HAOU**I qui nous honorent de leur présence et d'avoir accepté d'examiner ce travail dont les différentes appréciations ne seront que plus constructives pour nous.*

*Nous tenons à remercier profondément **Mr ROUANI** d'avoir accepté de nous recevoir au niveau de sa ferme **EZZAHRA**.*

*Mon remerciement s'adresse aussi à **BOUABDELLI Manel**, **BEN AMARA Aimad**, **ZEGHIDA Salah** et **FERGANI Khaled** ☺ pour leur soutien, présence et surtout leur aide.*

*Ce travaille n'aurait pu aboutir sans l'aide de nombreuses personnes qui ont contribué de près ou de loin à qui nous exprimons notre profonde reconnaissance.*

## Listes des figures

Figure N°1 : <i>Clarias gariepinus</i>	03
Figure N°2 : La production aquacole mondiale pour <i>Clarias gariepinus</i>	07
Figure N°3 : Principaux pays producteurs de <i>Clarias gariepinus</i>	08
Figure N°4 : Situation géographique de la ferme EZZAHA	13
Figure N°5 : La pêche des géniteurs	14
Figure N°6 : Sexage	15
Figure N°7 : Bassin d'adaptation	16
Figure N°8 : Bassine de transport des géniteurs	16
Figure N°9 : Géniteurs anesthésiés	16
Figure N°10 : Mesure de poids	17
Figure N°11 : Mesure de la taille	17
Figure N°12 : Prélèvement des ovocytes	18
Figure N°13 : Injection hormonale	19
Figure N°14 : Stripping	20
Figure N°15 : Dissection d'un mâle	21
Figure N°16 : Prélèvement des testicules	21
Figure N°17 : Mélange des gamètes	21
Figure N°18 : Rinçage des œufs	22
Figure N°19 : La mise en incubation des œufs	23
Figure N°20 : Bassin d'incubation couvert par un grillage en roseau	24
Figure N°21 : Ovules sous loupe	25
Figure N°22 : Ovocytes au stade 3	25
Figure N°23 : Ovocyte au stade 4	25
Figure N° 24: Testicules d'un géniteur stérile	27
Figure N° 25: Les différents stades du développement embryonnaire	29

## Liste des tableaux

Tableau N° 1:	Préférence alimentaire du poisson-chat africain <i>Clarias gariepinus</i> .	06
Tableau N° 2:	Tailles et poids des géniteurs utilisés.	14
Tableau N° 3:	Calcul de la dose totale d'ovaprim a injecté en fonction du poids de chaque femelle.	18
Tableau N° 4:	Résultats des prélèvements d'ovules à différents temps de latence.	26
Tableau N° 5:	Calcul du nombre d'ovule produit par kg de poids vif pour chaque femelle par méthode théorique.	26
Tableau N° 6:	Calcul du nombre d'ovule produit par kg de poids vif pour chaque femelle par méthode volumétrique.	27
Tableau N° 7:	Taux de fécondation.	28
Tableau N° 8:	Taux d'éclosion.	30

## Sommaire

### Introduction

### Chapitre I : Généralités

1 . Présentation de l'espèce	03
1.1. Etymologie	03
1.2. Taxonomie	03
1.3. Répartition géographique	04
1.4. Habitas	04
1.5. Caractéristique morphologique	04
1.6. Alimentation naturelle et habitudes alimentaire	05
1.7. Production aquacole mondiale	07
1.8. Principaux pays producteur	07
2. Reproduction de <i>clarias gariepinus</i>	09
2.1. Reproduction naturelle et maturaté sexuelle	09
2.2. Reproduction artificielle de <i>Clarias gariepinus</i>	09
2.2.1. Propagation induite sans traitement hormonal	09
2.2.2. Reproduction semi-artificielle grâce à un traitement hormonal	09
2.2.2.1. Reproduction induite par hormone dans les étangs	10
2.2.2.2. Reproduction induite par hormone dans Happa placé dans un étang	10
2.2.2.3. Reproduction induite par hormone dans une cuve en béton avec un substrat de gravier	11
2.2.3. La reproduction artificielle	11

### Chapitre II :Matériel et méthode

1. Présentation du site	13
2. Matériel expérimental	13
3. Matériel biologique	13
3.1. Les géniteurs utilisés	13

4. Protocole expérimental	14
4.1. La pêche des géniteurs	14
4.2. Sélection et sexage des géniteurs	14
4.3. Transport et adaptation	15
4.4. Anesthésie	16
4.5. Control pondéral	16
4.6. Détermination de l'état de maturation des gonades	17
4.6.1. Préparation de l'éclaircisseur	17
4.6.2. Prélèvement des ovocytes	17
4.7. Traitement hormonal	18
4.7.1. Calcul des doses à injecter	18
4.7.2. Injection de l'Ovaprim	19
4.7.2.1. lieux d'injection	19
4.8. Fécondation artificielle	19
4.9. Prélèvement des testicules	20
4.10. Mélange des gamètes	21
4.10.1. Ajout de la solution fécondante	22
4.11. Incubation des œufs	22
5. Développement embryonnaire	24

## **Chapitre II : Résultats et discussions**

1. Contrôle de l'état de maturité des gonades	25
2. Prélèvement des ovules	26
2.1. Méthode théorique	26
2.2. Estimation du nombre d'œufs par la méthode volumétrique	26
3. Prélèvement du sperme	27
4. Fécondation et mise en incubation des œufs	27
5. Développement embryonnaire des œufs	28
6. Eclosion J <sub>0</sub>	30

Conclusion

38

Bibliographie

annexes

# *Introduction*

## Introduction

L'aquaculture, c'est-à-dire la culture et l'élevage d'organismes aquatiques à des fins alimentaires ou de repeuplement, est en essor à travers le monde. Étant donné la stagnation des pêches commerciales, l'aquaculture est perçue comme une voie d'avenir pour l'industrie alimentaire.

Selon la FAO(2010), la production mondiale des produits de consommation issus de l'aquaculture, y compris les poissons eux-mêmes, les crustacés, les mollusques et d'autres animaux aquatiques propres à la consommation humaine, aurait atteint 52,25 millions de tonnes en 2008.

Bien qu'encore nouvelle en Algérie, l'aquaculture est une discipline qui a suscité l'intérêt des décideurs. Des mesures initiatives ont été prises pour développer cette activité dont les principales sont, le classement de l'aquaculture comme activité prioritaire et la mise en place d'un plan national de développement de l'aquaculture .Ainsi , des dispositifs sur les plans tant juridiques de soutien et de recherche ont été mis en place par les pouvoirs publics affins de promouvoir cette activité.

Dans ce contexte, nous préconisons de valoriser les espèces sahariennes d'intérêt aquacole tel que le poisson-chat africain *Clarias gariepinus* qui présente de très bonnes valeurs nutritives.

Le poisson-chat africain *Clarias gariepinus* est sans aucun doute l'espèce la plus adaptée à l'aquaculture en eau douce au travers de sa vaste répartition géographique (**Hechet et al., 1996**). En effet, cette espèce possède des caractéristiques idéales pour l'élevage telles qu'un taux de croissance élevé, hautes densités d'élevage, bon taux de conversion d'aliment, bonne qualité de la chair et une production annuelle rentable, donc *C.gariepinus* offre de bonnes perspectives pour l'aquaculture continentale notamment en Afrique (**Ducarme et Micha, 2003**).

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'hormone l'Ovaprim<sup>®</sup>.

Notre travail a été réparti en trois chapitres :

## Introduction

---

- Le premier, traite des généralités sur l'espèce *clarias gariepinus*.
- Le deuxième se base sur la description du site de travail, du matériel utilisé et la présentation du protocole expérimental.
- Le troisième et une présentation des résultats obtenus ainsi que leur discussion.

Une conclusion générale viendra clore notre travail.

# *Généralités*

## 1 .Présentation de l'espèce

L'espèce à la quelle nous nous attachons dans ce travaille est le poisson-chat africain *Clarias gariepinus*.

### 1.1. Etymologie

*Clarias* : du grec Chlaros = animé, en référence à la capacité de ces espèces de vivre longtemps hors de l'eau.

*Gariepinus* : nommé d'après sa localité-type, la rivière Gariep, le nom du Hottentot de la rivière orange, en Afrique du Sud.

### 1.2. Taxonomie

La systématique ci-dessous est décrite dans (Teugels in Imorou toko, 2007).

<b>Règne :</b>	Animal
<b>Embranchement :</b>	Chordata
<b>Sous embranchement :</b>	Vertebrata
<b>Super classe :</b>	Osteichthyes
<b>Classe :</b>	Actinopettygii
<b>Ordre :</b>	Siluriformes
<b>Famille :</b>	Clariidae
<b>Genre :</b>	Clarias
<b>Espèce :</b>	<i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822)



**Figure 1:**Poisson de la ferme EZZAHRA *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

### 1.3. Répartition géographique

La répartition géographique du poisson-chat africain couvre un vaste espace : du fleuve Gariep (Orange), au nord de l'Afrique du Sud, à l'Europe de l'Est et au Moyen-Orient, en passant par l'Afrique centrale, occidentale et septentrionale. De toutes les espèces de poissons d'eau douce, c'est celle qui présente la plus vaste distribution latitudinale (environ 70 degrés de latitude). Très largement utilisée dans l'élevage aquacole, on retrouve cette espèce dans de nombreuses régions du monde (**Welcome, 1988**).

### 1.4. Habitas

Il vit généralement dans les eaux calmes telles que les lacs, les marécages, les mares, les rivières et les plaines inondées. Ils peuvent survivent dans la boue pendant la saison sèche grâce à leur organe respiratoire secondaire (**Brutton, 1979**)

### 1.5. Caractéristique morphologique

Corps fortement comprimé vers la queue. Couleur allant du noir assez prononcé au brun clair, souvent avec des taches aux nuances vert olive et grises, parties inférieures de la tête et de l'abdomen blanches, souvent avec l'extrémité des nageoires rougeoyant, surtout au moment du frai (**Teugels, 1986, 1996; Skelton, 1993**). Tête grosse, orientée vers le bas, solide et complètement encaissée. La nageoire dorsale compte 61 à 75 rayons et la nageoire anale entre 45 et 60. La nageoire dorsale s'étend de l'arrière de la tête jusqu'à proximité de la base de la nageoire caudale. La nageoire anale s'étend de la base de l'anus à celle de la nageoire caudale. Pas de nageoire adipeuse. La nageoire caudale est arrondie. La nageoire pectorale est pourvue d'aiguillons, utilisés pour se défendre ou « marcher » sur le fond des pièces d'eau. Petits yeux latéraux, grande bouche subterminale, mâchoires avec de nombreuses séries de dents fines et pointues. Séries de dents analogues sur la cloison vomérienne. Quatre paires de longs barbillons filamenteux ; barbillons maxillaires plus longs. Premier arc branchial avec de nombreux branchiospines (24 à 110) très serrés et fins. Grande cavité au-dessus des arcs branchiaux contenant les organes supra-branchiaux (organes respiratoires accessoires multibranchiaux). Ces organes fonctionnent comme des poumons et permettent aux Clariidés la respiration aérienne et, dans des conditions pauvres en oxygène dissous, de satisfaire encore 80 à 90 pour cent de leurs besoins en oxygène (**Moreau, 1988**). Le poisson-chat nord-africain est ainsi une espèce à respiration aérienne.

## 1.6. Alimentation naturelle et habitudes alimentaire

Euryphage, le poisson-chat nord-africain est en général considéré comme une espèce opportuniste et un prédateur omnivore. Il est capable d'utiliser efficacement différentes sources alimentaires et/ou de les alterner. Il se nourrit par exemple de plantes et de détritus quand les animaux habituels de son régime alimentaire se font plus rares (**Bruton, 1979**).

Les poissons-chats Africain se nourrissent normalement sur le fond, mais leurs habitudes alimentaires peuvent s'adapter et, à l'occasion, ils 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 alimentation en groupe. L'adoption de l'un ou l'autre de ces modes d'alimentation dépend de la disponibilité en nourriture (**Bruton, 1979**). Dans les étangs d'élevage, les poissons-chats africain attrapaient les granulés plongeants avant que ces derniers n'atteignent le substrat, puis qu'ils se nourrissaient sur le substrat et enfin qu'ils consommaient de petites particules flottant en surface en utilisant leurs branchiospines pour les filtrer (**Hecht et al, 1988**).

Le poisson-chat africain peut se nourrir d'une grande variété d'organismes qui vont du phytoplancton aux poissons. Sa bouche est large, subterminale et transversale. La cavité buccale peut faire de très grands mouvements verticaux qui lui permettent de s'alimenter par succion. Le poisson-chat africain possède de nombreuses dents, à la fois petites, cardiformes et orientées vers l'arrière (**Teugels, 1986**). Ses dents prémaxillaires, mandibulaires et pharyngales sont coniques et profilés. La bande vomérienne est davantage pourvue de dents de type molaires avec un nombre variable de dents coniques, en général sur la marge distale. La bande de dents vomérienne n'a pas de vis-à-vis au niveau ventral, si bien que la préhension de la proie et la trituration ont lieu contre l'appareil hyoïde, qui présente un renflement vers le haut pour former une langue. *Clarias gariepinus* a de longs branchiospines sur le bord antérieur de ses cinq arcs branchiaux. Il en a d'autres sur le bord postérieur du troisième et du quatrième arc, qui s'entrecroisent avec les branchiospines de l'arc antérieur suivant. Le nombre de branchiospines augmente avec la longueur du poisson (**Bruton, 1979**). La largeur moyenne entre les branchiospines varie entre moins de 0,1 mm et 0,6 mm. Elle augmente elle aussi avec la longueur de l'individu (**Murray, 1975**). Les poissons les plus grands filtrent cependant une grande partie de leurs aliments à partir du phytoplancton, du zooplancton et de l'écume en surface (**Bruton, 1979**). L'estomac du poisson-chat est formé d'une couche musculaire très développée tandis que son intestin est fin et relativement court, ce qui le rend dépendant d'aliments riches en

protéines. L'estomac du poisson-chat commence à fonctionner 5 à 6 jours après la naissance (11 mm de longueur totale), lorsque l'alimentation exogène démarre à 27,5 °C (Verreth et al., 1992).

Le poisson-chat africain se nourrit plus facilement d'organismes benthiques qui se déplacent relativement lentement. Cependant, il peut également attaquer des proies plus rapides comme les poissons. Il peut alors le faire seul ou bien en groupe, en ayant recours à de véritables tactiques de chasse (Merron, 1993). La proportion d'aliments naturels dans le régime du poisson-chat africain dépend de la disponibilité et de l'abondance des différents aliments dans le système d'élevage adopté.

**Tableau 1 :** Préférences alimentaires du poisson-chat nord africain (*Clarias gariepinu*) par classe de taille (Bruton ,1979)

Stade de developpement /classe de taille						
Type d'aliments	Larves	Frai LT (20–50 mm)	Alevins LT (50–100 mm)	Juvéniles LT (100–300mm)	Jeunes adultes et adultes LT (300–700 mm)	Grands adultes LT (>700 mm)
zooplancton	100%	*****	*	*	*	
Insectes		***	****	***	**	
Mollusques		**	***	**	**	
Crustacés benthiques		*****	***	****	****	
Détritus		*	*	*	*	
Algues			*	*	*	
Poissons			***	*****	*****	*****
Surface scum					*	
Phytoplancton					*	
Macrophytes					*	

\* /\*\*: Faible préférence

\*\*\* : Moyenne préférence

\*\*\*\*/\*\*\*\*\* : Forte préférence

### 1.7. Production aquacole mondiale

*Clarias gariepinus* fait partie des poissons les plus indiqués pour la pisciculture en Afrique. Ceci à cause de sa croissance rapide, de son appréciation pour la consommation et les rituels dans beaucoup de région et enfin de sa résistance au stress et manipulations (Tomedi, 2002)

En 2010, on peut estimer la production mondiale de *Clarias gariepinus* à 190861 tonnes (FAO ,2012) (figure 2)

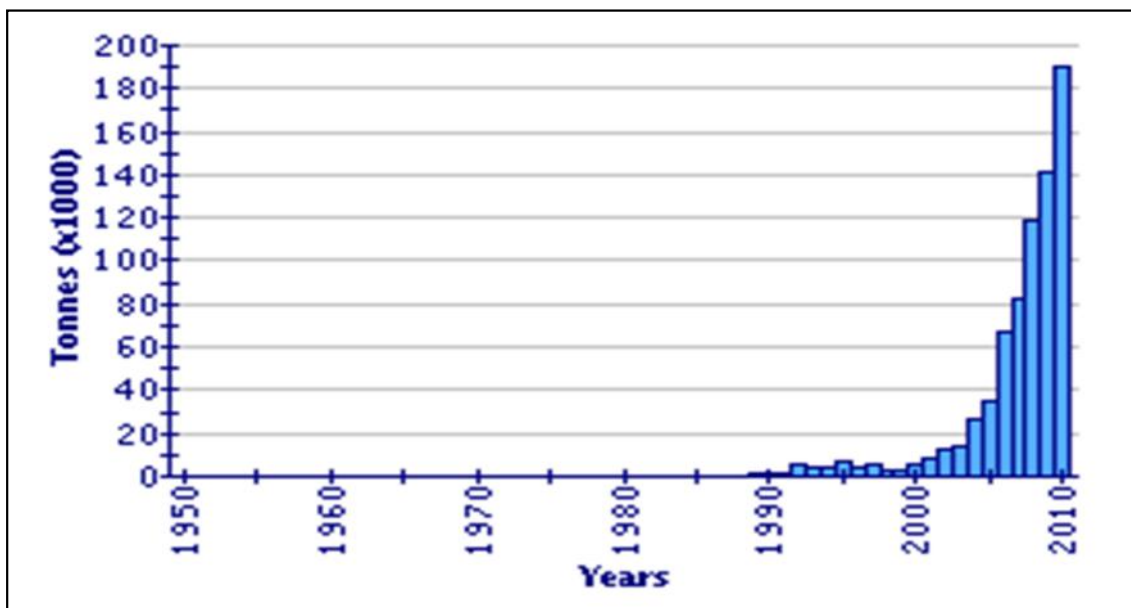


Figure 2: La production aquacole mondiale pour *Clarias gariepinus* (FAO, 2012)

### 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 Brésil, le Cameroun, le Mali et l'Afrique du Sud ont également produit des quantités significatives.

Cette activité se produit aussi dans d'autres pays dont la chine, la thailande, l'égypte et l'ouganda (FAO ,2012)



Figure 3: Principaux pays producteurs de *Clarias gariepinus* (FAO Statistiques des pêches, 2006)

## **2. Reproduction de *clarias gariepinus***

### **2.1. Reproduction naturelle et maturaté sexuelle**

La maturité sexuelle est atteinte en milieu naturel après un an, la femelle (géniteur) ayant un poids d'environ 200g (De Graaf et al, 1995).

La reproduction est saisonnière chez le *Clarias*, liée à la maturation saisonnière des gonades. (Bruton, 1979) indique qu'elle survient pendant les périodes de pluies et dépend de la disponibilité de la végétation aquatique récemment inondée. La reproduction est influencée par la température, la photo-périodicité et le mouvement d'eau.

La maturité des gonades commence généralement en mars après le retour des pluies marquées par une production suffisante de l'hormone gonadotropine et atteint le pic en juin (De Graaf et al, 1996). Une fois les gonades matures, l'animal est prêt pour la reproduction. Pour cette espèce, la fécondité varie de 2804 à 337 160 ovules pour les femelles de 28,0 à 73,0 cm de longueur totale. (Mincha ,1973)

### **2.2. Reproduction artificielle de *Clarias gariepinus***

En captivité, le poisson-chat africain ne se reproduit pas spontanément car les facteurs environnementaux comme l'élévation du niveau d'eau et l'inondation des zones peu profondes ne se produit pas dans les fermes piscicoles. Depuis plusieurs techniques au début des années 70 ont été développés (avec ou sans traitement hormonal) pour la reproduction artificielle du poisson-chat africain.

#### **2.2.1. Propagation induite sans traitement hormonal**

Les géniteurs matures peuvent être reproduits artificiellement en simulant les événements qui se produiront dans la saison des pluies et qui déclenche l'accouplement et les processus de reproduction. Les étangs d'une superficie approximative de 400 m<sup>2</sup> sont remplis avec 25 cm d'eau et stockés avec 6 femelles et 4 mâles matures. Quelques heures plus tard, le niveau d'eau est élevé à un niveau de 50-60 cm. La ponte aura lieu dans la nuit et le lendemain matin, les géniteurs peuvent être enlevés.(FAO , 1994 )

#### **2.2.2. Reproduction semi-artificielle grâce à un traitement hormonal**

Pour la reproduction induite par l'hormone (artificiel ou semi artificielle), les hormones suivantes sont en général utilisés.

- Ovaprim (une dose générale d'Ovaprim est de 0.5 ml par kilogramme de poids corporel).
- DOCA (acétate Desoxycorticosteroid, 2,5-5 mg par 100 grammes de femelles. L'inconvénient de cette hormone est qu'elle est surtout en suspension dans l'huile qui provoque de graves ulcères chez la femelle injecté.
- HCG (gonadotrophine chorionique humaine), 25 UI par 100 grammes de sexe féminin. Cette hormone qui fonctionne bien, mais elle est très chère.
- Matériel de la glande pituitaire de la carpe commune, 3-4 mg par kilogramme d'hypophyses entiers féminins ou 1-2 par femelle. En général, le matériau de l'hypophyse de la carpe commune doit être importé de l'étranger ce qui signifie qu'il n'est pas accessible aux petites exploitations piscicoles.
- Hypophyses du poisson-chat africain. Un poisson-chat femelle répondra une fois injecté avec une hypophyse d'un poisson-chat (mâle ou femelle) de taille égale.
- hypophyses du tilapia du Nil ( *Oreochromis niloticus* ), 3-4 hypophyses d'une Tilapia du Nil (100-150 grammes) par poisson-chat femelle va induire l'ovulation.

L'hypophyse de la perche du Nil peuvent également être utilisés car ils peuvent être facilement obtenus à partir des différentes usines de transformation.

Trois techniques de reproduction semi-artificielle ont été développés; (FAO, 1994)

### **2.2.2.1. Reproduction induite par hormone dans les étangs**

Les femelles matures sont injectées avec des hormones afin de provoquer l'accouplement et les processus de ponte et sont placés dans des bassins remplis complètement à une densité de 2 femelles et 1 mâle par 100 m<sup>2</sup>. La ponte aura lieu dans la nuit après le traitement hormonal et les éleveurs sont retirés le lendemain matin.

### **2.2.2.2. Reproduction induite par hormone dans Happa placé dans un étang**

Les femelles matures sont injectés avec des hormones afin de provoquer l'accouplement et les processus de reproduction et sont placés dans un Happa de 2-3 m<sup>3</sup> (en moustiquaire d'un maillage de 0,5 mm) qui est placé à l'intérieur d'un étang. La ponte aura lieu dans la nuit et les géniteurs sont retirés le lendemain matin. Un avantage de cette méthode est que les œufs sont concentrés dans le happa et finalement peuvent être traités contre les attaques fongiques et qu'ils peuvent être facilement recueillies après la vésicule ombilicale a été absorbé. (FAO, 1994)

### 2.2.2.3. Reproduction induite par hormone dans une cuve en béton avec un substrat de gravier

Les femelles matures sont injectées avec hypophyses de poisson-chat ou Tilapia du Nil et sont placés avec un homme dans un réservoir en béton. Le fond de la cuve en béton est recouverte d'une couche de graviers de pierre qui fonctionnent comme substrat pour l'œuf libéré. Les géniteurs vont frayer dans la nuit après l'injection des exctrés d'hypophyse. Les œufs fécondés vont se tenir à du gravier et le lendemain matin, les géniteurs sont retirés de la cuve. Les œufs fécondés restent dans le réservoir et l'éclosion a lieu au bout de 3-4 jours et environ 5000 larves par femelle peuvent être collectées à partir de la cuve. Les inconvénients de cette méthode sont;

- Le nombre de larves obtenu est relativement faible que l'ovulation est souvent partielle (la quantité d'œufs libérés est de 5 à 10% de son poids corporel, qui est moins importante que 15 à 20%, qui est obtenu par le biais de décapage) et que les procédés de fertilisation ne son pas contrôler. (FAO, 1994)

### 2.2.3. La reproduction artificielle

La reproduction artificielle du poisson-chat africain, est une chaîne d'activités qui est plus ou moins similaire à celui de la reproduction naturelle. Il commence par la sélection des géniteurs de la nature ou des étangs géniteurs après quoi ils sont transférés à la cuve de rétention dans l'écloserie. Le géniteurs idéal pèse entre **300-800 grammes**. Les plus gros poissons sont difficiles à manipuler, ce qui entraîne une des pertes importantes d'œufs avant l'arrachement. Les géniteurs matures sont sélectionnés selon les critères suivants:

- Bien distendu, gonflement de l'abdomen dont les œufs mûrs peuvent être obtenus en appuyant légèrement l'abdomen vers la papille génitale. Ovocytes matures sont de taille uniforme et un exploitant de couvoir expérimenté peut voir le noyau comme un petit point noir au centre de l'œuf.
- Ppapille génitale gonflée de couleur parfois rougeâtre ou rose.

La technique la plus courante pour induire la maturation et l'ovulation dans le poisson-chat africain consiste à injecter de la femelle avec des hormones ou du matériel de l'hypophyse. La quantité requise de l'acétone poudre séchée matière hypophyse ou le nombre d'hypophyses entiers sont pulvérisés dans un mortier de porcelaine. Ensuite, la quantité

requis de 1 ml par poisson d'une solution de sel physiologique (9 g de sel de cuisine dans 1 litre d'eau) est ajoutée. Une seringue est remplie avec la suspension et l'injection peut être réalisée.

La méthode la plus courante pour administrer la solution d'hormone, est une injection intramusculaire dans le muscle dorsal.

Le processus de maturation finale et l'ovulation des œufs commencent après l'administration de la matière hormonale. La rapidité du processus dépend de la température de l'eau. Plus la température augmente plus l'ovulation est importante. La relation entre la température et le temps qu'il faut pour que les œufs ovulés est présentée dans l'annexe N° 1).

Les ovules arrivés à maturité sont extraits par stripping et fertilisés avec le sperme d'un mâle mature. Ce sperme est généralement obtenu après sacrifice et dissection du mâle, puis incision des testicules. **(FAO, 1994)**

*Matériel et  
méthodes*

## 1. Présentation du site

Notre stage est effectué au sein de la ferme « EZZAHRA » durant la période de 3 à 6 juin, elle se situe dans la Commune de Hassi L’Fhal, Daïra d’El Mansoura, Wilaya de Ghardaïa, à 113Km 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 nationale N°01 vers Ménéa. Elle renferme une superficie de 04 Hectares. La carte ci-dessous présente une vue satellitaire de la ferme:



**Figure 4 :** Vue satellitaire de la ferme « EZZAHRA » (Google Earth, 2013).

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.

L’écloserie : étant l’unité principale de l’élevage aquacole .Elle se compose de 32 bassins

## 2. Matériel expérimental

Le matériel utilisé dans le protocole expérimental est représenté dans l’annexe n°2

## 3. matériel biologique

### 3.1. Les géniteurs utilisés

Afin de réaliser notre travail, nous avons utilisé 5 géniteurs (3 géniteurs femelles et 2géniteurs mâles) de *Clarias gariepinus*, Qui ont été ramené d’Oued Ihérir (W. Illizi)

**Tableau 2:** Tailles et poids des géniteurs

Sexe	Tailles (cm)	Poids (g)
Femelles	60	1675
	55	1235
	50	1020
Mâles	58	1180
	52	1145

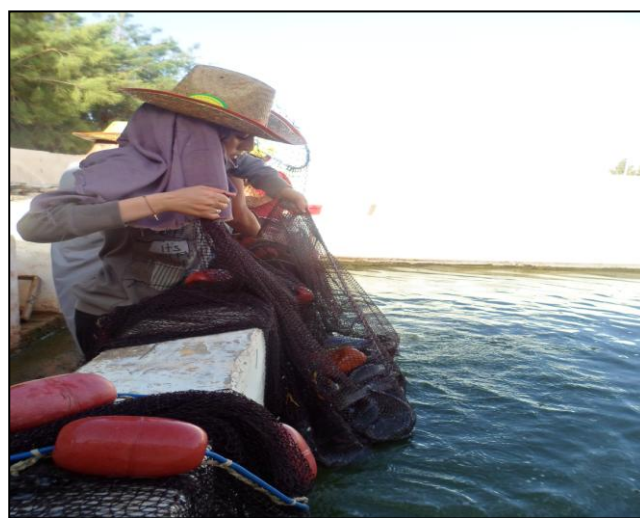
#### 4. Protocole expérimental

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

##### 4.1. La pêche des géniteurs

La pêche des géniteurs de *Claris gariiepinus* au niveau de la ferme EZZAHRA a été réalisée à l'aide d'une seine.

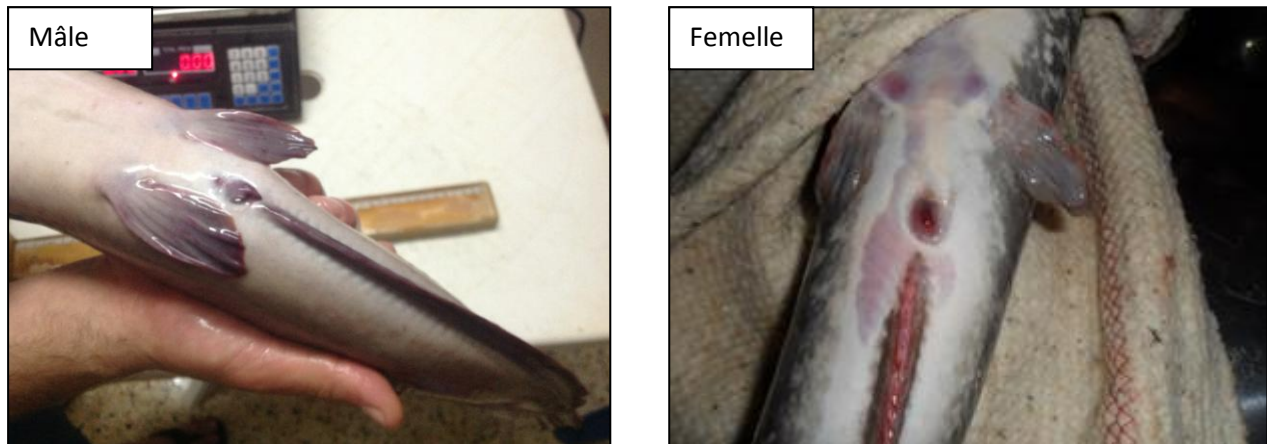
Premièrement les géniteurs ont été encerclés dans un coin du bassin puis pêché à l'aide d'une époussette (salabre).



**Figure 5 :** la pêche des géniteurs

##### 4.2. Sélection et sexage des géniteurs

La distinction entre les mâles et les femelles de *C.gariiepinus* est très facile, du moins chez les adultes, puisqu'il existe un net dimorphisme sexuel des papilles génitales. Celles-ci, sont protubérantes et arrondies chez les femelles et en forme de fer de lance chez les mâles (Gilles et al, 2001).



**Figure 6 : sexage**

Les bons résultats de reproduction vont dépendre du choix judicieux des géniteurs. La sélection des femelles et des mâles repose sur les critères suivants :

**Les femelles :**

On repère les bonnes femelles reproductrices les plus matures, par la rondeur du ventre bien gonflé mais mou (non ferme).

**Les mâles :**

Pour les mâles, il suffit de prendre les plus gros, ce qui signifie très souvent que leurs testicules sont bien développés et pleins de sperme laiteux.

Suite à la pesée individuelle de chaque géniteur, on tentera d'équilibrer le poids total des mâles à celui des femelles (Ducarme & Micha ., 2003).

**4.3. Transport et adaptation**

Les géniteurs mâle et femelles de 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 7:** Bassin d'adaptation



**Figure 8:** Bassine de transport  
des géniteurs

#### 4.4. Anesthésie

Les géniteurs sont mis dans baignoires d'anesthésie qui facilitera les manipulations sur ces poissons, l'anesthésiant utilisé est le phénoxyéthanol à une concentration variant entre 0,1ml/L à 0,5ml/L (**Billard 1995**). Pour notre travail nous avons utilisé une concentration de 0,5ml/L d'eau.



**Figure 9:** Géniteurs anesthésiés

#### 4.5. Control pondéral

La détermination du poids va nous permettre de connaître la quantité d'Ovaprim à injecter. Pour la pesée de nos géniteurs nous avons utilisé une balance électronique de marque High Star technologie (30 kg max, d= 5g).

Après nous avons mesuré la longueur totale des poissons à l'aide d'un ichtyomètre.



**Figure 10** : Mesure du poids.



**Figure 11** : Mesure de la taille

#### **4.6. Détermination de l'état de maturation des gonades**

Pour une sélection précise de la femelle pour la reproduction, un petit échantillon d'ovocytes devrait être retiré de l'ovaire par cathéter ou sucer avec un tube étroit spécial (canule) muni d'une seringue pour déterminer la position du noyau (l'état de migration de la vésicule germinative ; central ou périphérique) des ovocytes.

La majorité des ovocytes (plus de 90%) doit avoir un diamètre plus grand que 1 mm dans l'ovaire mûr. Cette méthode est suggérée pour la sélection des géniteurs en période hors-saison ou pour sélectionner les poissons disponibles pour la reproduction des populations jeunes (**Viveen et al ., 1986**).

Et pour cela nous avons mesuré la taille des ovules à l'aide d'une règle.

La détermination de l'état de maturation des ovaires en observant la position du noyau passe par les étapes suivantes :

##### **4.6.1. Préparation de l'éclaircisseur**

Le liquide de SERRA(6 -3-1) est rajouté aux ovocytes prélevés pour permettre la transparence de leurs coquilles. Il est obtenu en mélangeant 6 volumes d'alcool à 95° (éthanol), 3 volumes de formol et 1 volume d'acide acétique.

##### **4.6.2. Prélèvement des ovocytes**

Le prélèvement des ovocytes a été réalisé à l'aide d'un tuyau à air fin inséré via l'orifice génital des femelles. On aspire ainsi quelques ovocytes. Pour chaque femelle, un échantillon d'ovocyte est prélevé et mis dans une boîte de Pétri contenant le liquide de SERRA.

Après 5-10 minutes, les ovocytes deviennent translucides, et la vésicule germinative (noyau de l'ovule) devient visible par transparence (loupe binoculaire).

Le noyau de l'ovule migre progressivement du centre vers la périphérie de la cellule au fur et à mesure de la maturation finale.



**Figure 12** : Prélèvement des ovocytes.

#### 4.7. Traitement hormonal

Pour l'induction de la ponte chez le poisson chat nous avons utilisé l'hormone Ovaprim.

La dose totale est de 0,5ml /Kg de poids vif à injecter dans le muscle dorsal de la femelle.

(Ducarme & Micha., 2003)

##### 4.7.1. Calcul des doses à injecter

Les doses d'Ovaprim injectées ont été calculées en fonction du poids de chaque géniteur.

**Tableau 3:** Calcul de la dose totale d'Ovaprim en fonction du poids de chaque femelle

Les géniteurs femelle	Poids (g)	La dose d'Ovaprim (ml)	L'heure de l'injection
1	1675	0,85	23 :00h
2	1235	0,6	23h 05min
3	1020	0,51	23h 10min

## 4.7.2. Injection de l'Ovaprim

### 4.7.2.1. Lieux d'injection

L'injection hormonale a été effectuée dans le muscle dorsal, entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale. (HUET 1971)

Après anesthésie les femelles ont été injectées avec une seringue de 5 ml inclinée sous un angle de 45°. 2 à 3cm de la longueur de l'aiguille est enfoncé dans le muscle.

Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter que la solution ne ressorte. (Janssen, 1985; Gilles *et al.*, 2001).



**Figure 13:** Injection hormonale.

Chaque femelle injectée est remise soigneusement dans son bassin en évitant tout stress jusqu'au stripping après environ 11h à une température de 25°C (Ducarme & Micha., 2003).

On a pris le soin de noter sur un cahier de suivi l'heure effective de chaque injection.

## 4.8. Fécondation artificielle

Le prélèvement des ovules se fait par massage abdominal de la femelle (stripping) (Gilles *et al.*, 2001).

Après anesthésie, les femelles sont placés sur une table couverte par une serpillière, à l'aide d'une serpillière en coton sécher l'abdomen, la queue du poisson, ainsi que les mains du manipulateur. Maintenir les femelles en position incliné 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 les ovules

récupérés à sec (~30.000ovules/kg de femelle) dans une bassine en plastique (méthode sèche) (Gilles et al, 2001).



Figure 14: Stripping

#### 4.9. Prélèvement des testicules

Après anesthésie nous avons sacrifié le mâle à l'aide d'une matraque, en lui assenant deux coups sur la tête. Avant de commencer la dissection, il faudra que l'opérateur se sèche les mains et que le mâle soit posé dans un environnement sec et propre, de façon à minimiser les risques de contamination par l'eau et éviter la pénétration de l'eau dans les testicules, car les spermatozoïdes seraient activés et se dessèchent très rapidement.

On a posé le *C.gariepinus* sur une serpillière le ventre vers le haut, à l'aide d'un scalpel et des ciseaux on a commencé la dissection en partant de l'anus jusqu'aux nageoires pectorales, ensuite on cherche à récupérer les testicules en évitant de perforer les organes et surtout les testicules.

Les gonades sont séchées et nettoyées avec du papier absorbant.



**Figure 15:** Dissection d'un mâle



**Figure 16:** Prélèvement des testicules

#### 4.10. 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 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 progressant du haut vers le bas, le sperme s'écoulera ainsi dans la bassine contenant les ovules préalablement récupérées.



**Figure 17 :** Mélange des gamètes

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

#### 4.10.1. Ajout de la solution fécondante

Après avoir mélangé le tout délicatement à l'aide d'une cuillère pendant 5 minutes, on ajout la solution fécondante (un mélange de 30 grammes d'urée et 40 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 (Woyarovich, 1980).

Après l'ajout de la solution on mélange l'ensemble avec une cuillère en bois ou une plume pendant 5 à 15mn.



**Figure 18:** Rinçage des œufs

#### 4.11. Incubation des œufs

Après le rinçage (au moins 3 fois) avec l'eau pur pour éliminer l'excédent de la solution fécondante, de sperme et les débris de tissus gonadiques, on passe à la mis en incubation.

L'incubation des œufs fécondés s'effectue sur un cadre grillagé en toile moustiquaire placé dans les bassins d'incubation, rempli d'eau de forage

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



**Figure 19:** La mise en incubation des œufs

L'incubation des œufs a été effectuée du 5 juin 2013 (à 10h 30) jusqu'au 6 juin 2013 à une température d'eau de forage entre 29 et 32°C.

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

D'après **Hecht et al. (1996)**, dans l'Afrique du sud, tous les écloseries commerciaux du poisson-chat travaillent à 28°C auquel les larves éclosent 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.

**Remarque :**

Le bon 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 en oxygène dissous et exempte 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, bruits, secousses brusques ou courants d'eau violents;
- Une intensité lumineuse réduite et une protection contre la lumière du soleil.

- Evitez les températures trop élevées, susceptibles de provoquer des déformations et un faible taux de survie des œufs; il est généralement préférable d'incuber les œufs plus lentement pour obtenir une meilleure qualité des larves.



**Figure 20:** Bassin d'incubation couvert par un grillage en roseau

### **5. Développement embryonnaire**

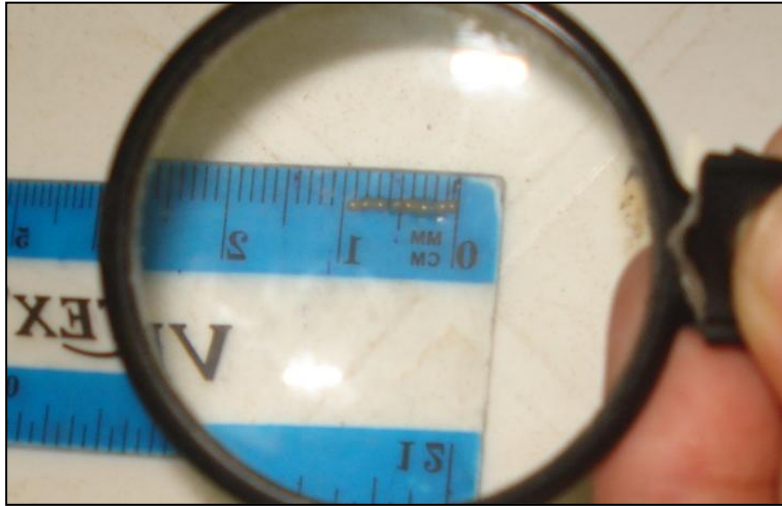
Cette étape consiste à vérifier l'état des œufs et le développement des embryons en fonction du temps afin d'identifier les différents stades de ce développement. L'opération a été réalisée à l'aide d'une loupe binoculaire (G 4,5x10).

L'identification des stades embryonnaires s'est basée sur les travaux de **Legendre et Tougels., (1991)**.

*Résultats et  
discussions*

### 1. Contrôle de l'état de maturité des gonades

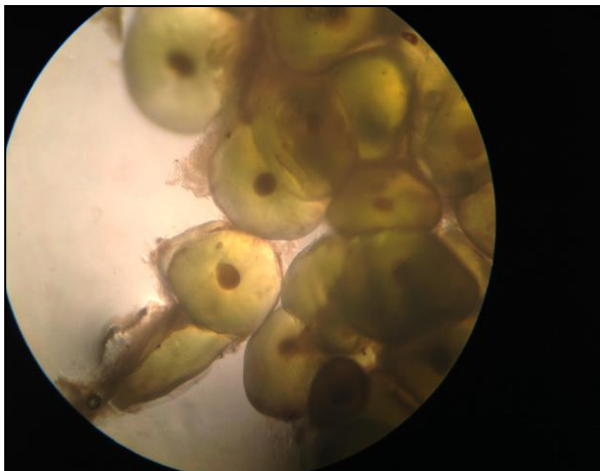
La sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de la taille des ovules et de leur diamètre (supérieure à 1 mm dans l'ovaire mûr) (**Viveen et al ., 1986**). Les ovules observés sous loupe avaient un diamètre moyen de 1,2 mm (8ovules /1cm), ce qui correspond aux critères de sélection de (**Viveen et al ., 1986**).



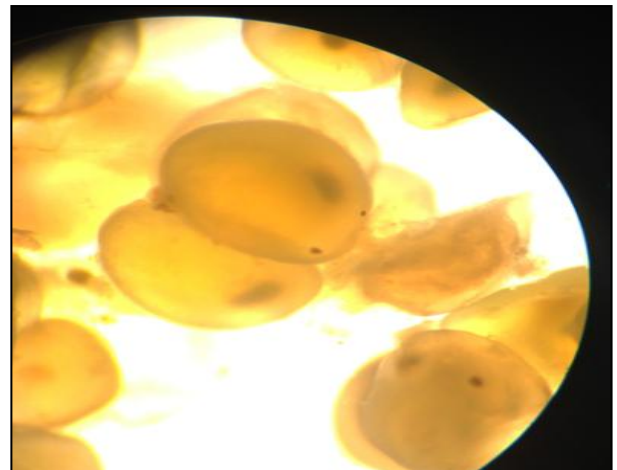
**Figure 21** : Ovules sous loupe

Après l'observation à la loupe binoculaire nous avons noté que les ovocytes étaient à différents stades de maturation (stade : 3 et 4)

Les chances d'ovulation sont maximales au stade 3 de la migration de noyau. (**Billard R, 1995**)



**Figure 22**: Ovocyte au stade 3



**Figure 23**: Ovocyte au stade 4

## 2. Prélèvement des ovules

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

**Tableau :** Résultats des prélèvements d'ovules à différents temps de latence

Géniteurs	Température moyenne (C°)	Temps de latence (h)	Résultat
1	29	8	Ovulation
2	29	8	Ovulation
3	29	8	Ovulation

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

### 2.1. Méthode théorique :

Les femelles de *Clarias gariepinus* produisent environ 30000 ovules/kg de poids vif

(Ducarme & Micha., 2003).

**Tableau :** Calcul du nombre d'ovules produit par kilogramme de poids vif pour chaque femelle par la méthode théorique

Géniteurs	Poids (g)	Nombre d'ovule (ovule/Kg)
1	1675	50250
2	1235	37050
3	1020	30600

### 2.2. Estimation du nombre d'œufs par 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).

**Tableau 4 :** Calcul du nombre d'œufs produit par Kg de poids vif pour chaque femelle par la méthode volumétrique

Géniteurs	Poids (g)	Volume totale des œufs (ml)	Nombre des œufs dans 1 ml	Nombre total des œufs
1	1675	51	704	35904
2	1235	47	623	29239
3	1020	49	690	33810

Nous avons obtenus environ 33000 ovules par Kg de poids vif. Cela peut être expliqué par les doses élevées de l'Ovaprim injecté.

### 3. Prélèvement du sperme

Après dissection des mâles nous avons pu récupérer les testicules et les vésicules séminales seulement pour un mâle l'autre il est stérile.

Les testicules récupérés étaient de grande taille, qui ont donné une quantité dépassant les 3 ml une quantité suffisante pour féconder 200 kg d'œufs (Janssen, 1985).



**Figure 24:** Testicules d'un géniteur stérile

### 4. Fécondation et mise en incubation des œufs

Après la fécondation des œufs, nous avons calculé le taux de fécondation pour les 3 femelles qui est le rapport des œufs fécondés sur le nombre total des œufs :

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

Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau suivant :

**Tableau 5:** Taux de fécondation

Géniteurs	Poids (g)	Volume totale des œufs (ml)	Nombre des œufs maron dans 1 ml	Taux de fécondation(%)
1	1675	51	205	35,5%
2	1235	47	224	36%
3	1020	49	189	27,4%

Le taux de fécondation est de 27 à 36%.

Ce résultat est inférieur à celui enregistré par **Rukera Tabaro et al. (2005)** (65,67%), ce qui signifie que la proportion des œufs blancs (no fécondés) est importante par rapport à celle des œufs fécondés. Ceci pourrait être attribué probablement à :

- une hydratation des ovules par l'eau lors du stripping qui conduit à la formation de l'espace prévitellin en cachant le micropyle ou se fait la fécondation de l'ovule par un spermatozoïde (**Legendre et Tougels ., 1991**) .
- le non traitement des œufs au bleu de méthylène lors de la mise en incubation ;
- la qualité initiale des ovules (**Gilles et al ., 2001**) ;
- Une rupture de la membrane vitelline, provoquant une échappé puis une précipitation du vitellus dans l'espace prévitellin,

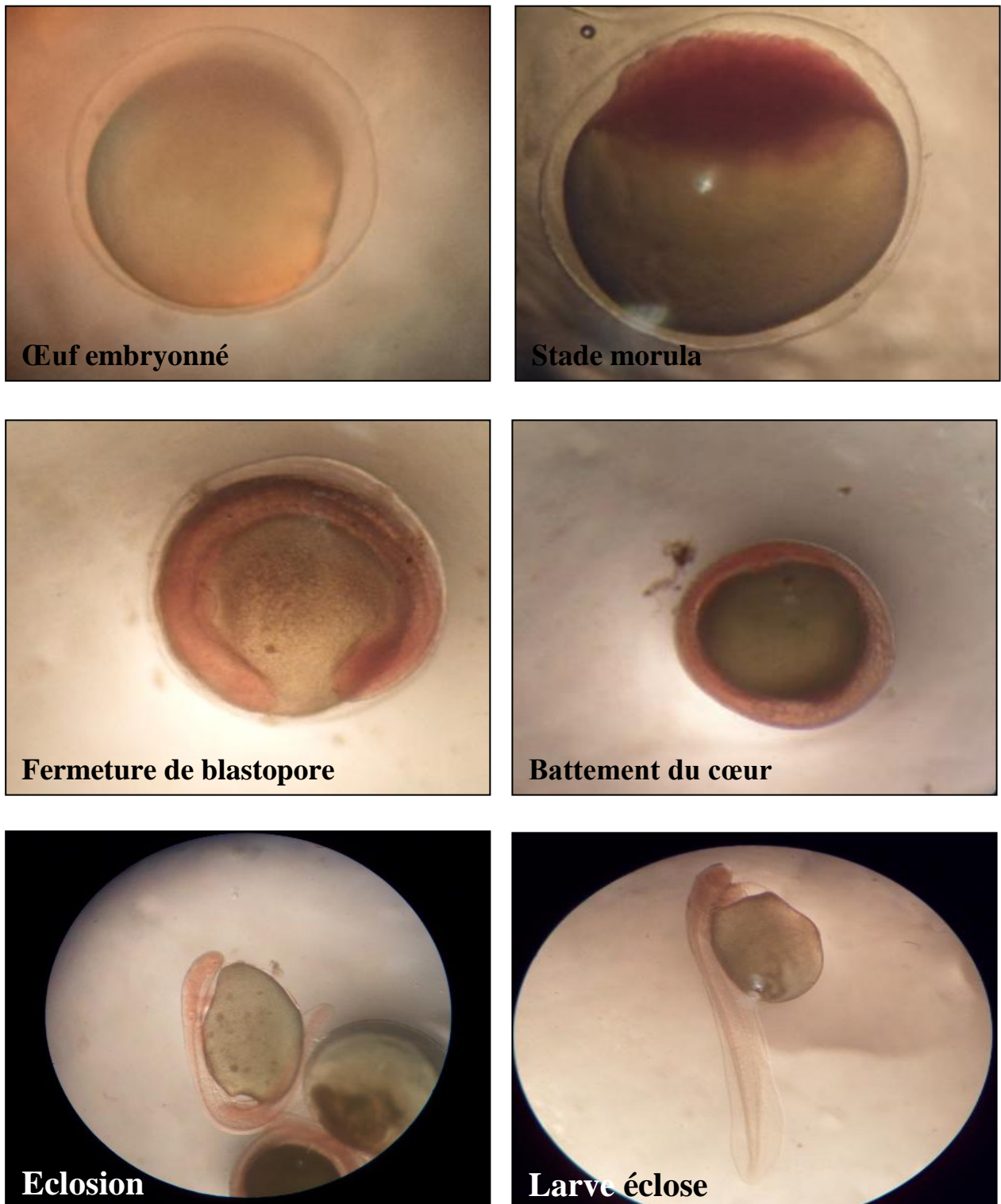
Conclusion :

Il faut éviter tout contact des ovules avec l'eau lors du stripping ;

Il faut traiter les œufs au bleu de méthylène lors de l'incubation.

### **5. Développement embryonnaire des œufs**

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



**Figure 25:** les différents stades du développement embryonnaire

**. Ecllosion J<sub>0</sub>**

L'écllosion a débuté dans les bassins après 20 h d'incubation à une température de 30°C. Selon **Ducarme et Micha (2003)** l'écllosion a eu lieu après 27 h à une température de 25 °C.

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

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

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

**Tableau 8:** Taux d'écllosion

Numéro de bassin	Taux d'écllosion (%)
1	37,6
2	42,9
3	43,2

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

# *Conclusion*

# Conclusion

---

## 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 quelques certitudes :

- 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.
- L'induction de la ponte à l'aide de l'Ovaprim a été réalisée avec succès.
- A l'issue de cette expérience, nous pouvons conclure que le temps de latence convenable pour stripper les femelles est de 8h à 29°C.
- Des ovules mûres ont pu être récoltés et fécondés.
- L'incubation des œufs du poisson-chat africain a abouti à l'éclosion après 20h environ à une température de 30°C. Ceci est probablement dû au matériel adéquat pour l'incubation, aux bonnes conditions thermiques et à la bonne oxygénation de l'eau.

L'élevage du poisson chat africain 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...) et un bon matériel (nourriture, hypophyse, incubateurs...), et surtout le climat saharien qui est adéquat aux exigences de l'espèce.

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

Tirer des bénéfices socio-économique et environnemental et satisfaire une demande d'un aliment sain et de qualité.

# *Références*

## **Bibliographie :**

- Billard R., 1995** . Les carpes : Biologie et élevage. Ed. INRA, Paris (France), 387p.
- Billard R., 2005**. Introduction à l'aquaculture. Ed. Lavoisier, Paris (France), 235p.
- Booms, R. & Segner, H.** 1992. The development of a functional digestive system in the African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell). *Journal of the World Aquaculture Society*, 23(4). p. 286–298.
- Bruton, 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. *Transactions of the Zoological Society of London*, 35. p.47–114.
- De Graaf G.J., Galemoni, F. and Banzoussi, B., 1995**. The artificial reproduction and fingerling production of the African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell1822) in protected and unprotected ponds. *Aquaculture. Research* 26. p.233-242.
- Ducarme & Micha., 2003**. Technique de production intensive du poisson chat africain, *Clarias gariepinus*. *TROPICULTURA*, Belgique. p.189.
- Gbulubo A.J., Erundu E.S., 1998**. Salinity influence on the early stages of the african catfish. *Aquaculture International* 6. p.369-379.
- Gilles.V et al, 2001**. Valorisation des produits locaux de la pêche et de l'aquaculture. Ed. *Union européenne*, Belgique, p.19-20.
- Hecht T., Oellermann L., et Verheust L., 1996**. Perspectives on clariid catfish culture in africa. *Aquatic Living Ressources* ., 9(hors série),p.197-206.
- Hecht, T., Uys, W. & Britz, P.J.,1988**. The culture of sharptooth catfish, *Clarias gariepinus* in southern Africa. South African National Scientific Programmes Report No.. Pretoria, Council for Scientific and Industrial Research. p.153, 133.
- HUET M., 1971**. Traité de pisciculture. Lied et Wyngaert.
- 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, 186p.
- Janssen, J.A.L., 1985**. Elevage du poisson-chat africain *Clarias lazera* (C&V) en République Centrafricaine. II. Alevinage en écloserie. FAO projet GCD/CAF/007/NET. Document Technique no. 21, 31 pp.
- Legendre M ., et Tougels G. G., 1996**. Spawning and management of gametes, fertilized eggs and embryos in siloroidei. *Aquatic Living Resource* 9 (hors série). p.59-80.

**Legendre M. et Tougels 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* (Teleostei, Clariidae). *Aquatic Living Resources*, p.227-240 .

**Merron, G.S.** 1993. Pack-hunting in two species of catfish, *Clarias gariepinus* and *C. ngamensis*, in the Okavango Delta, Botswana. *Journal of Fish Biology*, 43(4). p.575–584.

**Mincha, J.C., 1973.** Etude de populations piscicoles de l'Ubangui et tentative de sélection et d'adaptation des quelques espèces à l'étang de pisciculture. *Centre technique forestier tropical*, Nogent sur Marne. p.100.

**Moreau, Y. 1988.** Physiologie de la respiration. In C. Leveque, M.N. Bruton & G.W. Ssentongo, eds. *Biology and ecology of African freshwater fishes*. Editions de L'ORSTOM, Paris. p. 113–135.

**Murray, J.L.** 1975. Selection of zooplankton by *Clarias gariepinus* (Burchell) in Lake McIlwaine, a eutrophic Rhodesian reservoir. M.Sc. Thesis, *University of Zimbabwe*. p. 81.

**Na-Nakorn, U. & Brummett, R.E. 2009.** Use and exchange of aquatic genetic resources for food and aquaculture: *Clarias gariepinus*. *Reviews in Aquaculture*. p. 214–223

**Rukera tabaro S., Micha J.-C., Ducarme C., 2005.** Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en condition rurales. *Tropicultura*. p.231-244.

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

**Tomedi, E.M., 2002.** Influence de l'épibrassinolide (phytohormone) sur l'ontogenèse de quelques espèces de poissons de la famille des Claridae, Acipenseridae et Salmonidae. Thèse de PhD en sciences halieutiques. Université d'Etat d'Astrakhan Russie. p.138.

**Teugels, G.G.** 1996. Taxonomy, phylogeny and biogeography of catfishes (Ostariophysi; Siluroidei): an overview. *Aquatic Living Resources*, 9(5). p.9–34.

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

**Verreth, J.A.J., Torreele, E., Spazier, E., van der Sluiszen, A., Rombout, J.H.W.M.,**

**Viveen W. J., et al, 1986.** Practical manual for the culture of the African catfish (*Clarias gariepinus*). Department of Fish Culture and Fisheries of the Agricultural, *University of Wageningen*. p.121.

**Welcomme, R.L.** 1988. International introductions of inland aquatic species. *FAO Fisheries Technical Paper No. 294*, Rome. p.318.

**Woyanovich E., 1980.** The artificial propagation of warm-water finfishes - a manual for extension. *FAO Fish.Tech.Pap.*, p.183.

**Site internet :**

**Fao, 2012:** <http://www.fishbase.org/summary/speciessummary.cfm?id=1934>.consulter le 25/09/2013

**Fao, 1994:**<http://www.fao.org/docrep/field/003/AC578E/AC578E00.htm#TOC>.consulter le 25/09/2013

# *Annexes*

**Annexe N° 1:** L'intervalle de temps entre l'injection et décapage de poisson-chat femelle et l'intervalle de temps entre la fécondation et l'éclosion des œufs en fonction de la température

<b>TEMPERATURE DE L'EAU (° C)</b>	<b>Temps entre l'injection et le décapage (H)</b>	<b>Temps entre la fécondation et l'éclosion</b>
20	21	57
21	18	46
22	15,5	38
23	13.5	33
24	12	29
25	11	27
26	10	25
27	9	23
28	8	22
29	7.5	21
30	7	20

## **Annexe N° 2: Matériel expérimental**

### **-Stockage des géniteurs :**

Bassins de stockage des géniteurs

### **-Pêche :**

Salabre

Seine

### **-Préparation des bassins de stabulation :**

Bassin de stabulation a circuit ouvert.

### **-Induction des femelles :**

Une table de travail anesthésiant : phynoxyéthanol

Bassines de 20 l et de 10 l

Seringues jetables de 5 ml

Ovaprim

Sérum physiologique 0,9%

Papier absorbant

Des serpillières

### **-Prélèvement du sperme :**

Marteau , matraque

Matériel de dissection : ciseaux, grande pince, petite pince

Papier absorbant

### **-Contrôle de maturité des femelles :**

Serpillière

Papier absorbant

Tuyau à air

Loup binoculaire (OPTECH® Type B3)

### **-Prélèvement d'ovules :**

Bassine en plastique

Assiettes en inox

Papier absorbant

Serpillière

### **-Fécondations et mise en incubation :**

Spatule

Grillage en roseau

Bassins d'incubation à circuit ouvert

## **Guide pratique de la reproduction artificielle du poissons-chat *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)**

### **Matériel utilisé**

Récipients, seringues, anesthésiant, serpillières, glacière, raceways, filets, balance, hormone à injecter, thermomètre, claies (moustiquaire tenue par un cadre métallique ou en bois), épuisette, salabre, produit détergent, eau de javel.

### **Protocole**

- Acquérir des géniteurs matures.
- Déterminer le sexe
- Conserver les géniteurs par sexe dans deux raceways différents au préalable bien nettoyés et désinfectés.
- Placer dans les raceways un nombre suffisant de diffuseurs d'air (généralement 03)
- Veillez à la bonne qualité de l'eau ; elle doit être constamment claire.
- Recouvrir les bassins avec des filets afin d'éviter tout risque de blessure par un saut hors des raceways.
- Nourrir les géniteurs avec une alimentation riche en protéine avec une ration journalière de 3% de leur poids fractionnée le long de la journée.
- Sélectionner de bons géniteurs femelles de grande taille, sains qui ont un abdomen gonflé et bien arrondi ainsi que des géniteurs mâles de grande taille et présentent une bonne santé.
- Marquer les femelles sélectionnées afin de calculer la dose d'injection (Ex : Ovaprim® 0,5 ml/kg de femelle)
- Utiliser l'Ovaprim ou un extrait hypophysaire combiné à une anti dopamine de préférence
- Mettre les géniteurs femelles sélectionnés dans des bacs (de stabulation) individuellement minimum 24h.
- Poser la femelle à injecter sur une serpillière mouillée et lui couvrir la tête avec une autre.
- Injecter la femelle entre la nageoire dorsale et la ligne latérale dans la partie la plus charnue sous un angle de 30°.
- Remettre les femelles injectées dans les bacs de stabulation.
- Calculer la température moyenne des bacs de stabulation afin de déduire le temps de latence (ex : 11h à une température de 25°C).

- Réaliser le prélèvement des testicules par le sacrifice du mâle 1h avant la collecte des œufs par pression abdominale (le stripping).
- Faire couler le sperme par des incisions verticales sur le testicule dans un petit récipient.
- Eviter tout contact avec l'eau.
- Conserver le sperme dans une glacière à une température entre 4-6°C.
- Réaliser un stripping au terme du temps de latence pour collecter les ovules dans un récipient propre et sec.
- Incorporer les ovules avec le sperme et touiller avec une plume d'oie à sec.
- Ajouter de l'eau pour la fécondation tout en faisant un mouvement circulaire.
- Rincer convenablement les œufs jusqu'à l'obtention d'une eau claire.
- Verser les œufs dans des claies légèrement immergées dans des bacs remplis d'eau au quart.
- Attendre l'éclosion en contrôlant la température et la bonne qualité de l'eau.
- Eliminer la mousse blanchâtre qui apparait en surface.
- Transférer les larves dans un bassin nettoyé et désinfecté dans une eau de température similaire à celle de l'incubation.

**Remarque :**

-Durant toute l'opération, l'utilisation d'une eau douce claire non javellisée est obligatoire.

-l'utilisation d'anesthésiant est obligatoire avant toute opération de pesée, de marquage, d'injection, de stripping (ex : Eugénol 0,4 ml /10 l d'eau).