

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر وتهيئة الساحل
Ecole Nationale Supérieure de Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral



**Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du diplôme Master
en Sciences de la Mer**

Option : Aquaculture

**Reproduction artificielle et alevinage du poisson-chat
(*Clarias gariepinus*, Burchell 1822) au niveau de la ferme
« Ezzahra » Hassi Lefhal (W. Ghardaïa)**

Présenté par :

- BENAMARA Aimad
- ZEGHIDA Salah Eddine

Soutenu publiquement le 26/10/2013 devant le jury :

- Mme Djeghri B.Professeur (ENSSMAL)Présidente
- Mme Haoui N.Maître assistante (ENSSMAL)Examinatrice
- Mr Lourguioui H.Maître assistant (ENSSMAL)Examinateur
- Mr Belhasnat K.Maître des conférences (ENSSMAL)..... Promoteur

Promotion 2013

Remerciements

Nous remercions Allah Le-Tout-Puissant qui nous a donné la santé, le courage, la volonté et la patience nécessaire pour achever ce travail dans les meilleures conditions.

Nous tenons à exprimer toutes nos reconnaissances à ceux qui, à divers titres, ont collaboré à la réalisation de ce travail. Nous les devons à de nombreuses personnes que nous avons le plaisir et l'honneur de citer ci-après.

Nous tenons à remercier sincèrement et particulièrement M^r belhesnat, en tant que promoteur, qui a été toujours à notre écoute et notre disposition tout au long de la réalisation de ce mémoire, ainsi pour ses conseils et son humeurs il été et il restera toujours comme un deuxième père pour nous.

Nous tenons à remercier très vivement et par avance le membre de jury :

M^{me} djeghri d'avoir accepté de présider ce jury

M^{me} meslem qui nous fait l'honneur d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Mr Lourguioui pour avoir accepté d'examiner ce travail.

C'est un honneur, que de vous avoir comme membres de ce jury

Nos remerciements s'adressent également à toute l'équipe technique du laboratoire d'aquaculture à tous les agents de sécurité pour leur disponibilité et à toute l'équipe de la bibliothèque.

Nous tenons également à remercier Mr Rouani M. (gérant de la ferme « Ezzahra », W. Ghardaia) qui a mis à notre disposition tous les moyens nécessaires pour un bon déroulement de notre travail.

Merci à tous et à toutes

Dédicaces

A mes chers parents

A ma sœur et son époux

A mes frères

A tous mes amis

Aux aquatiques (:) promo 2013

Salah

DEDICACES

Je dédie ce modeste travail

A ma très chère mère

A mon très cher père

Pour tous les sacrifices qu'ils ont faits pour m'offrir le climat idéal de travail, et qui m'ont apporté leur soutien depuis toujours. Et leurs encouragements, conseils dans les soucis de ma réussite.

A mon cher frère Aissa

A mes chères sœurs Sonia, Amel, Radia et Katia

*A ma très chère amie et sœur Hamdi
Chafia*

Que dieu les protège « inchallah »

Ainsi que toutes ma famille

Et enfin à tous mes amis qui me sont très chers : Amarouche Djamel, Idir Lyes, Bahloul Faycel, Bensalah Ahmed, Kaouche Amina, Bouabdelli Manel, Benamara Karim, Benamara Nourdine, Kherbouche Youva, Momohti, Zeghida Salah.

Aimad.

Liste des abréviations

°C : degré Celsius

cm : centimètre

g : gramme

G : Grossissement

Gn-RH : Hormone Libérante de la Gonadotropine

GTH : Hormones Gonadotropes

h : heure

kg : kilogramme

Kj : Kilo joule

l : litre

m : mètre

m³ : mètre cube

mg : milligramme

ml : millilitre

mm : millimètre

mn : minute

N° : Numéro

pH : potentiel d'Hydrogène

ppm : partie par million

T° : Température

W. : wilaya

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

Liste des figures

Figure 01 : <i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822)	03
Figure 02 : Distribution géographique de <i>C. gariepinus</i> en Algérie	05
Figure 03 : Physiologie de la reproduction chez les poissons	08
Figure 04 : La ferme « Ezzahra »	11
Figure 05 : Vue de l'intérieur de l'écloserie de la ferme « Ezzahra »	12
Figure 06 : Vue de l'intérieur du laboratoire de la ferme « Ezzahra »	13
Figure 07 : Bassins de pré-grossissement	13
Figure 08 : Bassins de grossissement	13
Figure 09 : Bassin de décantation	14
Figure 10 : Broyeur à marteau	14
Figure 11 : Mélangeur vertical	14
Figure 12 : Aquariums à la ferme « Ezzahra »	15
Figure 13 : Bacs en polyéthylène	15
Figure 14 : Bassins en fibre de verre	15
Figure 15 : Bassins en béton	16
Figure 16 : Etang de 1000m ³	16
Figure 17 : Encerclement des poissons	18
Figure 18 : Prise du poisson à l'aide d'un salabre	18
Figure 19 : Un géniteur mâle de <i>C. gariepinus</i>	18
Figure 20 : Un géniteur femelle de <i>C. gariepinus</i>	18
Figure 21 : Géniteurs dans des bassines pour leur déplacement	19
Figure 22 : Adaptation des poissons dans les aquariums	19
Figure 23 : Poissons dans un bain anesthésiant	20
Figure 24 : Pesée des géniteurs sur la balance électronique	20
Figure 25 : Prise des tailles des géniteurs à l'aide d'un ichtyomètre	20
Figure 26 : Prélèvement des ovocytes	21
Figure 27 : Ovocytes dans le liquide de Serra	21
Figure 28 : Hypophyse entière de carpe	22
Figure 29 : Injection de l'hypophyse sur un géniteur de <i>C. gariepinus</i>	23
Figure 30 : Prélèvement des ovules	25
Figure 31 : Dissection du mâle de <i>C. gariepinus</i>	26
Figure 32 : Un testicule récupéré après dissection	26
Figure 33 : Récupération de la laitance	27
Figure 34 : Mélange du matériel génital	27
Figure 35 : Ajout de la solution fécondante	27
Figures 36 : Mise en incubation des œufs	28
Figure 37 : Protection des œufs en incubation contre la lumière	29
Figure 38 : Transfert des larves dans le bassin de grossissement	30
Figure 39 : Comptage des larves	31
Figure 40 : Bacs en polyéthylène utilisés pour l'élevage larvaire	31

Figure 41 : Elevages annexes, cystes d'Artémia à gauche et micro-algue à droite	31
Figure 42 : Préparation de l'aliment	32
Figure 43 : Distribution aux larves	32
Figure 44 : Comptage des alevins	32
Figure 45 : Transfert des alevins	32
Figure 46 : Ensemencement du parc DOUNIA	33
Figure 47 : Mesure de la taille	33
Figure 48 : Pesée du poids	33
Figure 49 : Ovocytes aux différents stades de maturation (G 10x4)	34
Figure 50 : Quelques stades au cours du développement de l'œuf fécondé	38
Figure 51 : Larves fraîchement écloses	38
Figure 52 : Mouches mortes dans l'aquarium contaminant le milieu d'élevage	39
Figure 53 : Regroupement des larves dans un coin de l'aquarium	40
Figure 54 : Taux de survie chez les alevins de <i>C. gariepinus</i>	42
Figure 55 : Présentation des tailles moyennes des alevins de <i>C. gariepinus</i>	43

Liste des tableaux

Tableau 01 : Géniteurs utilisés marqués par leurs poids et leurs tailles	17
Tableau 02 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle	24
Tableau 03 : Doses hormonales correspondantes aux deux mâles injectés	24
Tableau 04 : Réponse à la stimulation hormonale	35
Tableau 05 : Nombre d'œufs par kilogramme du poids vif pour chaque femelle par la méthode théorique	36
Tableau 06 : Nombre d'œufs par kilogramme du poids vif pour chaque femelle par la méthode volumétrique	36
Tableau 07 : Taux de fécondité correspondent aux deux femelles manipulées	37
Tableau 08 : Taux de mortalité et taux de survie des larves	42
Tableau 09 : Tailles et poids des larves durant notre suivi	43
Tableau 10 : Tailles et poids moyens obtenus par Ducarme et Micha (2003)	44

Sommaire

Introduction	01
Chapitre I	
I. Bio-écologie de l'espèce étudiée	02
I.1. Description morphologique	02
I.2. Systématique	03
I.3. Ecologie	04
I.4. Répartition géographique en Algérie	04
I.5. Régime alimentaire et besoins nutritionnels	05
I.6. La reproduction de <i>C. gariepinus</i>	06
I.6.1. La reproduction en milieu naturel	06
I.6.2. La reproduction en captivité	06
=> La reproduction sans traitement hormonal	07
=> La reproduction avec traitement hormonal	07
I.6.3. La physiologie de la reproduction	08
I.6.4. Facteurs externes influençant la reproduction	09
=> La température	09
=> La photopériode	09
=> L'alimentation	09
=> La montée des eaux	09
=> La qualité physico-chimique de l'eau	10
=> L'environnement aquatique	10
Chapitre II	
II. Matériels et méthodes	11
II.1. Présentation de la structure d'accueil	11
=> Une éclosérie	12
=> Un laboratoire	12
=> Unité de grossissement	13
=> Unité de fabrication d'aliment	14
II.2. Matériels	15
II.2.1. Aquariums et bacs	15
II.2.2. Bassin en fibre de verre	15

II.2.3. Etang et bassins en dur	16
II.2.4. Géniteurs utilisés	16
II.3. Méthode utilisée	17
II.3.1. Pêche des géniteurs	17
II.3.2. Sexage et sélection des géniteurs	18
=> Sexage	18
=> Sélection	18
II.3.3. Transport et adaptation	19
II.3.4. Anesthésie	19
II.3.5. Contrôle pondéral	20
II.3.6. Détermination de l'état de maturation des gonades	21
=> Préparation de l'éclaircisseur	21
=> Prélèvement des ovocytes	21
II.3.7. Traitement hormonal	22
=> Pesée de l'hypophyse	22
=> Calcul des doses à injecter	22
=> Préparation de l'injection	23
=> Injection	23
II.3.8. Fécondation artificielle	25
=> Stripping (prélèvement des ovules)	25
=> Prélèvement des testicules	25
=> Mélange des gamètes	26
=> Ajout de la solution fécondante	27
II.3.9. Mise en incubation des œufs	28
II.3.10. Suivi du développement embryonnaire	29
II.3.11. Elevage larvaire	29
=> Eclosion J ₀	29
=> Transport des alevins et des larves	30
=> Résorption vitelline J ₁	30
=> Première alimentation J ₂	31
=> Deuxième alimentation J ₉	32
=> Transfert des alevins J ₁₅	32

=> Ensemencement du parc DOUNIA	33
II.3.12. Suivi de la croissance	33
Chapitre III	
III. Résultats et discussions	34
III.1. Maturation des gonades	34
III.2. Prélèvement du sperme	34
III.3. Prélèvement des ovules	35
=> Taux de fécondité	37
III.4. Développement embryonnaire	37
III.5. Eclosion J ₀	38
III.6. Transport des larves	39
III.7. Elevage larvaire	39
III.8. Alimentation des larves	41
III.9. Suivi de la croissance	42
Conclusion	45
Références	
Annexes	

Introduction

Introduction

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 (**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, 2012**).

Pour cela, la maîtrise du processus de reproduction artificielle devient une nécessité afin d'assurer une continuité de la production au niveau d'une ferme aquacole ; mais reste à signaler que la reproduction de ce poisson est à la portée des éleveurs, le suivi larvaire et l'alevinage, deux étapes critiques qui nécessitent une connaissance profonde du comportement de ce poisson en élevage, pour arriver un taux de survie le plus satisfaisant possible.

En Algérie, l'élevage de cette espèce autochtone est récemment adopté à partir des géniteurs issus d'Oued Ihérir (W. Illizi) dans la ferme aquacole « Ezzahra » (W. Ghardaïa), conçue pour l'élevage des tilapias (*Oreochromis niloticus* et tilapia hybride).

Au niveau de cette dernière, nous avons réalisé une reproduction artificielle sur quelques spécimens avec un suivi larvaire puis, nous avons transporté quelques alevins à notre école (ENSSMAL) pour poursuivre notre travail.

Ce manuscrit comporte trois chapitres :

- * Des généralités sur l'espèce étudiée et sur la reproduction,
- * Présentation du matériel utilisé et de la méthode adoptée,
- * Les résultats obtenus avec une discussion justifiant ces résultats.

Généralités

I. 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 paramètres écologiques afin d'optimiser les conditions d'élevage et par conséquent gagner plus de production en matière de protéines animales.

I.1. 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 dorsale et anale qui sont extrêmement longues (atteindre 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 dorso-ventralement (**Lévêque et al., 1990**), avec une bouche terminale très large.

Ce poisson peut avoir une taille maximale de 70cm jusqu'à 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 dont l'une est marbrée où on observe des taches irrégulières noirâtres sur fond clair sur le dos et les flancs.

L'autre est uniforme et le dos et les flancs sont généralement gris foncés à noirâtres. 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.



Figure 01 : *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

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

I.2. systématique

L'espèce que nous avons étudié 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* Imorou, 2007), *C. gariepinus* appartient à la famille des siluriformes.

Règne :	<i>Eukaryota</i> (Linnaeus, 1758)
Embranchement :	<i>Chordata</i> (Bateson, 1885)
Sous-embranchement :	<i>Vertebrata</i> (Cuvier 1812) Super-classe : <i>Osteichthyes</i>
Classe :	<i>Actinopterygii</i> (Huxley, 1880)
Sous-classe :	<i>Teleostei</i>
Ordre :	<i>Siluridei</i>
Famille :	<i>Clariidae</i> (Bonaparte, 1846)
Genre :	<i>Clarias</i> (Scopoli, 1777)
Espèce :	<i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822)
Nom commun :	poisson-chat nord-Africain

I.3. Ecologie

Une espèce d'eau douce qui tolère d'extrêmes conditions environnementales, on trouve *C. gariepinus* entre 0 et 80m bien qu'il est connu comme un poisson benthopélagique (**fishbase, 2009**), il habite les eaux calmes des lacs, les rivières, les ruisseaux, les marais de plaines d'inondation, et il préfère aussi les milieux à faible intensité lumineuse (Bruton ; Clay in **De Graaf et Janssen, 1996**).

Il se caractérise par son pouvoir respiratoire aérien qui, grâce à la présence d'un organe accessoire, lorsque la respiration branchiale est insuffisante ou totalement absente, la respiration aérienne intervient pour répondre à ses besoins en dioxygène mais d'une façon strictement compensatoire (Babiker in **Lévêque et Paugy, 1999**).

C. gariepinus peut survivre normalement dans des températures de 18 à 45°C (**Babiker, 1984**), et le pH optimal pour sa croissance est entre 6,5 et 8 (**fishbase, 2009**).

I.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 Tassilli N'Ajjer (Iherir, Tadjeradjeri, Oued Tikhammalt, Oued Tarat et Oued Iszien) (**Le Berre, 1989**) (figure 02).

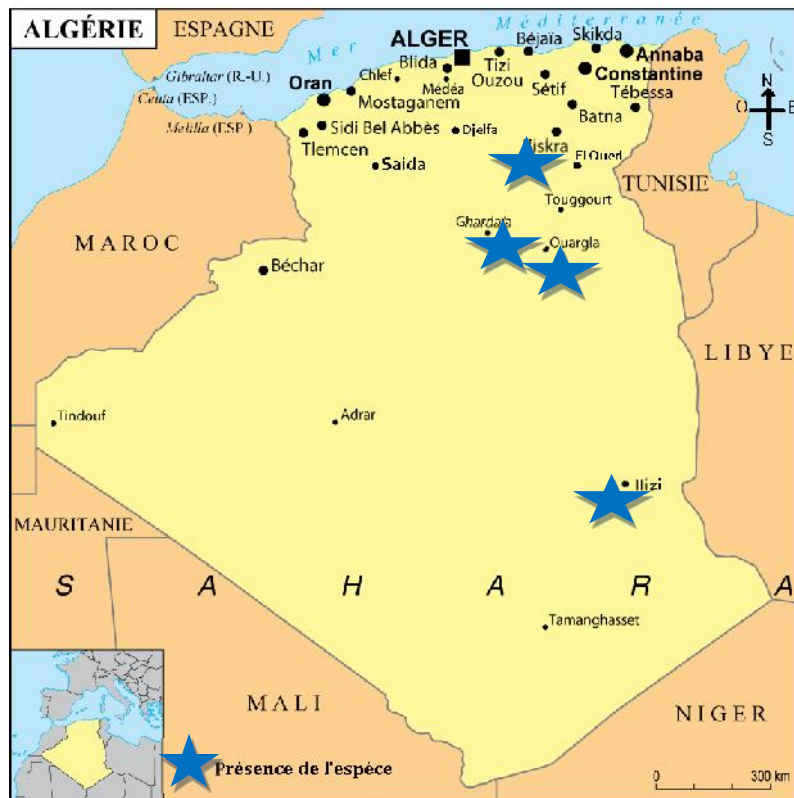


Figure 02 : Distribution géographique de *C. gariepinus* en Algérie

I.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 ichthyophage, les jeunes sont planctonophages (Le Berre, 1989), il a une habitude d'alimentation nocturne (Bruton ; Hogendoorn ; Viveen *et al.* in Hossain *et al.*, 1998).

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

Les études qui ont porté sur les besoins nutritionnels de *C. gariepinus* (Degani *et al.* ; Fagbenro *et al.* Kerdchuen ; Adebayo et Alasoadura ; Olufegba *et al.* ; Ibiyo *et al.* in Imorou Toko, 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 18 Kj/g).

I.6. La reproduction de *C. gariepinus*

I.6.1. 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 au même endroit, dans des eaux d'une profondeur souvent moindre que 10m, en bordure de 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 en même temps chaque groupe d'œufs en lâchant un nuage de laitance au-dessus des œufs. 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.6.2. La reproduction en captivité

C. gariepinus ne réalise pas de ponte spontanée (sauf quelques 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 (**Imorou Toko, 2007**).

=> **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 aquatiques (Seka *in* **Imorou Toko, 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 (Viveen *et al.* ; De Graaf et Janssen ; 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**).

La quantité de semence ainsi obtenue, bien que variable d'un spécimen à un autre (0,2 à 25ml), est généralement suffisante pour féconder plusieurs centaines de milliers d'ovules (Viveen *et al.* ; Gillet *et al.* *in* **Imorou Toko, 2007**).

Après la fertilisation, les œufs sont mis en incubation et selon le système d'incubation utilisé (bouteilles de Zoug, paniers recouverts de toile moustiquaire, système racinaire de plantes aquatiques,..), le taux d'éclosion varie remarquablement, d'après Viveen *et al.* (*in* **Imorou Toko, 2007**), l'incubation peut aller généralement jusqu'à 672°h.

I.6.3. Physiologie de la reproduction

Le déterminisme des modifications anatomophysiologiques impliquées dans la ponte est d'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 (Delvin et Nagahama *in* **Bruslé et Quignard, 2004**).

Ces stimulations (température, photopériode, ..) agissent sur l'hypothalamus où se déclenche la sécrétion de Gn-RH (hormone libérante) de la gonadotropine. 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 gonadotropes (GTH) agissant sur la maturation des gonades mâles et femelles (**Schlumberger, 2002**) (Figure 03).

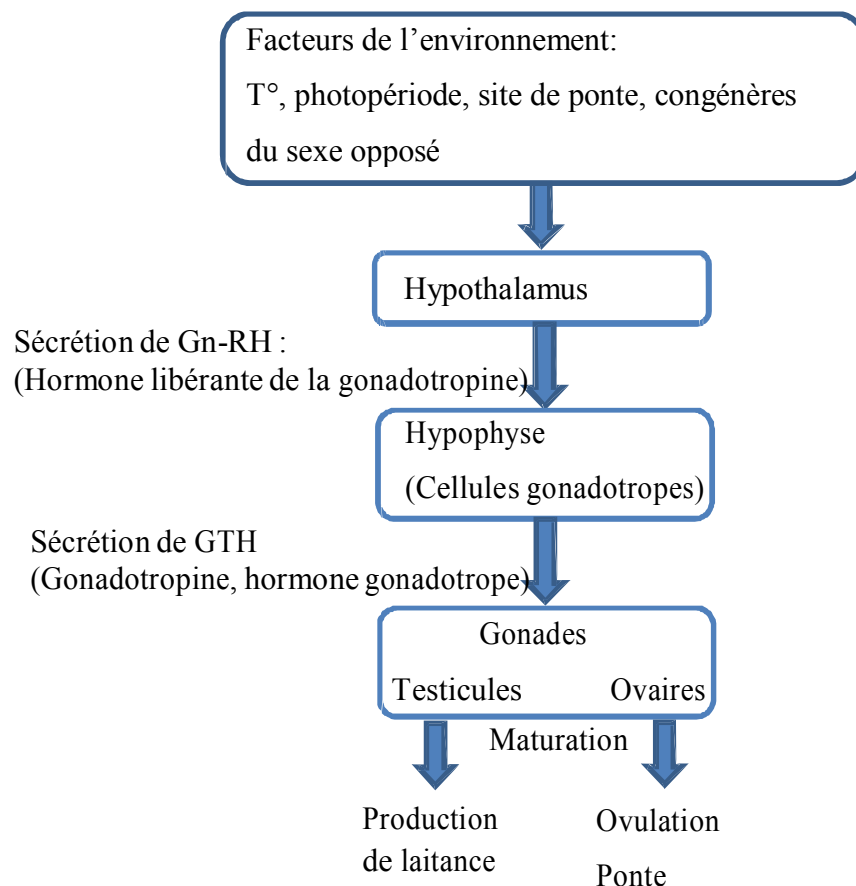


Figure 03 : Physiologie de la reproduction chez les poissons (**Schlumberger, 2002**).

I.6.4. Facteurs externes influençant la reproduction

La reproduction chez les vertébrés est contrôlée à la fois par le rythme physiologique interne et les 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 déclenche 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 ne 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 Raugel *in* **Lévêque et al., 1988**).

=> La montée des eaux

En pisciculture, la stimulation de crue dans des étangs préalablement asséchés ou peu profonds est une méthode répandue pour provoquer la ponte (De

Kimpe et Micha ; Van Der Waal ; Micha ; Richter ; Christensen *in 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*).

Gillet *et al.* (*in Breton et al., 1980*) ont montré que des taux d'oxygène dissous de 3 et 1,5 ppm étaient susceptibles de supprimer les rythmes de sécrétion journaliers de GTH.

=> **L'environnement aquatique**

Certains stimulus 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*).

*Matériel et
méthodes*

II. Matériel et méthodes

II.1. Présentation de la structure d'accueil

Notre travail s'est effectué au sein de la ferme aquacole « Ezzahra » située à la commune de Hassi Lefhel (W. Ghardaïa), à 800m de l'est de la route nationale N°01 (figure 04).



Figure 04 : la ferme « Ezzahra »

Cette ferme conçue pour l'élevage des tilapias s'étend sur une superficie de 4 hectares. Elle est délimitée par un mur en béton de 2m de hauteur avec une entrée pour véhicules d'une largeur de 3m et d'une entrée pour piétons de 1m de large.

Elle contient un bloc de vie, un bloc technique, un forage à fort débit, une écloserie, des bassins de pré-grossissement, des bassins de grossissement, un bassin réservoir et deux bassins de décantation.

Par ailleurs, la ferme intègre dans ses productions des cultures (céréales et diverses cultures maraichères) irriguées à partir des bassins de décantation dont l'eau est très riche en éléments nutritifs.

Elle comporte en général, quatre unités principales :

=> **Une écloserie :**

S'étend sur une surface de 1600m², elle est clôturée et possède deux entrées (figure 05). Elle est composée de 38 bassins bien aérés, subdivisée comme suit :

- * 05 bassins pour repos sexuel de 30 m³
- * 10 bassins de stockages des géniteurs de 50 m³
- * 11 bassins de couplage de 20 m³
- * 12 bassins de traitement hormonal de 1,4 m³



Figure 05 : Vue de l'intérieur de l'écloserie de la ferme « Ezzahra »

=> **Un laboratoire :**

Pour y accéder, il faut passer par la salle de stockage d'aliment. Il a une superficie de 50m² et contient des aquariums de 250l chacun (figure 06).

Le laboratoire est destiné aux analyses physico-chimiques de l'eau et à l'expérimentation sur des espèces d'intérêt aquacole à l'image de l'artémia (*Artemia salina*) et l'élevage larvaire des poissons (actuellement, on s'intéresse beaucoup plus sur l'espèce *C. gariepinus*) afin d'étudier en mieux l'évolution de sa croissance.



Figure 06 : Vue de l'intérieur du laboratoire de la ferme « Ezzahra »

=> **Unité de grossissement :**

Constituée de sept (07) bassins et divisée en deux parties, l'une pour le pré-grossissement et l'autre pour le grossissement dont, la première partie de pré-grossissement contient quatre (04) bassins en géo-membrane de 12x8x1.2m (figure 07), surélevés par rapport au niveau du sol pour une vidange de l'eau par gravité ; et la deuxième partie de grossissement contient trois bassins aussi en géo-membrane de 17x8x1.8m (figure 08).



Figure 07 : Bassins de pré-grossissement



Figure 08 : Bassins de grossissement

L'unité de grossissement contient aussi :

* Un bassin réservoir recouvert en géo-membrane d'une capacité de 28000m³, destiné à l'alimentation en eau des étangs en cas d'une nécessité,

* Deux bassins de décantation de 2000m³ chacun (figure 09), qui reçoivent toutes les eaux d'élevage qui seront destinées à l'irrigation des cultures.



Figure 09 : Bassin de décantation

=> **Unité de fabrication d'aliment :**

Cette unité est située dans un espace ouvert, dans un coin de la ferme et très loin de la salle de stockage d'aliment. Elle est constituée :

- * D'un broyeur à marteau (figure 10)
- * D'un mélangeur vertical (figure 11)



Figure 10 : Broyeur à marteau



Figure 11 : Mélangeur vertical

II.2. Matériels

II.2.1. Aquariums et bacs

La ferme dispose de deux batteries d'aquarium avec 12 aquariums de 200l (figure 12).

Au niveau de l'ENSSMAL, nous avons utilisé 2 aquariums de 200 et 150l ainsi que 3 bacs en polyéthylène avec des dimensions de 2m×1m×70cm (longueur×largeur×hauteur) et sont munis de trop plein chacun (figure 13).



Figure 12 : Aquariums à la ferme « Ezzahra »



Figure 13 : Bacs en polyéthylène

II.2.2. Bassin en fibre de verre

Pour l'élevage larvaire au niveau de la serre (ENSSMAL), nous avons utilisé un bassin en fibre de verre avec un volume de 2m³(figure 14).



Figure 14 : Bassins en fibre de verre

II.2.3. Etang et bassins en dur

Au niveau de la ferme et pour l'incubation, nous avons utilisé 3 petits bassins en béton avec un volume de $1,4\text{m}^3$ (figure 15).



Figure 15 : Bassins en béton

Pour l'alevinage, nous avons utilisé un étang de 1000m^3 (figure 16).



Figure 16 : Etang de 1000m^3

II.2.4. Géniteurs utilisés

Nous avons travaillé sur 10 femelles et 7 mâles, leurs poids et leurs tailles respectives sont notés sur le tableau ci-après :

Tableau 01 : Géniteurs utilisés marqués par leurs poids et leurs tailles

Sexe	Taille (cm)	Poids (g)
Femelles	48,5	860
	50,2	990
	46,1	685
	47,8	760
	47,3	742
	51,4	937
	48,3	824
	48,8	1038
	46,9	784
	47,6	871
Mâles	52,3	885
	53,6	870
	54,8	1345
	54,2	1305
	53,9	972
	53,7	948
	52,8	897

II.3. Méthode utilisée

II.3.1. Pêche des géniteurs

La pêche des géniteurs de *C. gariepinus* a été réalisée à l'aide d'une seine, les poissons ont été premièrement encerclés au coin du bassin (figure 17), puis pris à l'aide d'une épuisette (salabre) (figure 18).



Figure 17 : Encerclement des poissons



Figure 18 : pêche à l'aide d'un 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 19) et elles sont protubérantes et arrondies chez les femelles (figure 20) (Gilles *et al.*, 2001).



Figure 19 : Un géniteur mâle de *C. gariepinus*



Figure 20 : Un géniteur femelle de *C. gariepinus*

=> Sélection

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

*** Femelle mature**

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

*** 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 laiteux (Micha, 1975).

II.3.3. Transport et adaptation

Les géniteurs ont été transportés dans des grandes bassines (figure 21), puis ils sont stockés séparément selon leur sexe, dans les aquariums d'adaptation (figure 22).



Figure 21 : Géniteurs dans des bassines pour leur déplacement



Figure 22 : Adaptation des géniteurs dans les aquariums

II.3.4. Anesthésie

Les géniteurs sont mis dans un bain d'anesthésie qui facilitera les manipulations sur ces poissons, l'anesthésiant utilisé et le phénoxyéthanol à une concentration variant entre 0,1 à 0,5ml/l (Billard, 1995). Pour notre travail, nous avons utilisé une concentration de 0,5ml/l d'eau (figure 23).

*** 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).



Figure 23 : Poissons dans un bain anesthésiant

II.3.5. Contrôle pondéral

Pour la pesée de nos géniteurs, nous avons utilisé une balance électronique de marque High Star technologie (30kg max, d= 5g) (figure 24). Le contrôle pondéral permettra la détermination de la quantité d'hypophyse à injecter.

Après pesée la longueur de chaque individu a été déterminée à l'aide d'un ichtyomètre (figure 25).



Figure 24 : contrôle pondéral



Figure 25 : Mesure de la taille

II.3.6. Détermination de l'état de maturation des gonades

Pour déterminer l'état de maturation des ovocytes, il faut déterminer la position du noyau (l'état de migration de la vésicule germinative ; central ou périphérique) des ovocytes et pour cela, nous avons passé par les étapes suivantes :

=> Préparation de l'éclaircisseur

L'ajout du liquide de Serra aux ovocytes prélevés conduit à la transparence de leurs coquilles. Il est obtenu en mélangeant 6 volumes d'alcool (éthanol) et 3 volumes de formol et 1 volume d'acide acétique avec des volumes respectivement de 24ml × 12ml × 4ml.

=> 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 (figure 26). Nous avons aspiré ainsi quelques ovocytes.

Pour chaque femelle, un échantillon d'ovocytes est prélevé et mis dans une boîte de pétri contenant le liquide de Serra (figure 27).

Après 10mn dans le liquide de Serra, les œufs sont visualisés sous la loupe binoculaire pour voir l'état de migration de la vésicule germinative (centrale ou périphérique).



Figure 26 : Prélèvement des ovocytes



Figure 27 : Ovocytes dans le liquide de Serra

II.3.7. Traitement hormonal

La technique la plus utilisée en pratique pour l'induction de l'ovulation et de la spermiation chez *C. gariepinus* est l'hypophysation, et consiste à la stimulation directe des gonades par des extraits hypophysaires broyés de carpes ou de *C. gariepinus* sacrifié (Micha, 2001).

* Remarque

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 l'aquarium.

=> Pesée de l'hypophyse

Nous avons utilisé des hypophyses de carpe importée des USA (figure 28) entières que nous avons broyées nous-mêmes dans des flacons avec des spatules. Le poids moyen d'un granulé d'hypophyse est de 3mg.



Figure 28 : Hypophyse entière de carpe

=> Calcul des doses à injecter

Les doses d'hypophyse injectées ont été calculées en fonction du poids de chaque géniteur ; la dose totale est de 4mg/kg du poids vif de géniteur (Micha, 2001).

=> Préparation de l'injection

Nous avons pris des petits flacons de 5ml contenant 5, 10, ou 20mg d'hypophyse selon la dose à injecter.

5ml d'eau physiologique sont versée dans chaque flacon, et nous avons procédé à une forte agitation pour permettre une bonne dissolution de l'hypophyse en poudre et une homogénéisation de la solution.

Des seringues de 5ml ont été utilisées pour verser le sérum dans les bouteilles.

=> Injection

* Lieux d'injection

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

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

2 à 3cm de la longueur de l'aiguille est enfoncée dans le muscle (figure 29). Lors du retrait de l'aiguille, le point d'injection est massé afin d'éviter le refoulement de la solution (**Gilles *et al.*, 2001 ; Janssen, 1985**).



Figure 29 : Injection de l'hypophyse

Chaque femelle est injectée de la même manière et sont remises soigneusement dans le bassin en évitant tout stress jusqu'au stripping après environ 11h à une température de 25°C (Micha, 2001).

Nous avons fait 2 injections pour 2 mâles, juste pour un essai, ils ont reçu une dose de 2mg d'extrait hypophysaire chacun.

Nous avons pris le soin de noter sur un cahier de suivi l'heure effective de chaque injection. Tous les géniteurs sont remis dans les aquariums.

Les doses hypophysaires injectées à chaque individu sont indiquées dans les tableaux ci-dessous :

Tableau 02 : Doses hormonales injectées correspondant à chaque femelle

Géniteur	Poids (kg)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse injectée (mg).
1	860	48,5	4
2	990	50,2	4
3	685	46,1	3
4	760	47,8	3
5	742	47,3	3
6	937	51,4	4
7	824	48,3	3
8	1038	48,8	4
9	784	46,9	3

Tableau 03 : Doses hormonales correspondantes aux deux mâles injectés

Géniteur	Poids (kg)	Taille (cm)	Dose d'hypophyse injectée (mg).
1	885	52,3	2
2	870	53,6	1,5

II.3.8. 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 30).

Les ovules ont été récupérées à sec dans une bassine en plastique (méthode sèche) (Gilles *et al.*, 2001).



Figure 30 : Prélèvement des ovules

=> Prélèvement des testicules

Après anesthésie, les mâles sont abattus à coup de matraque sur la tête afin de les tuer, puis nous avons prélevé leurs testicules (De Graaf 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, car les spermatozoïdes seraient activés et s'épuisent 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 31).

Ensuite, nous avons récupéré les testicules tout en évitant de perforer les organes et surtout les testicules (figure 32).

Les gonades sont séchées et nettoyées avec du papier absorbant.



Figure 31 : Dissection du mâle de *C. gariepinus*



Figure 32 : Un testicule récupéré après dissection

=> Mélange des gamètes

Nous avons utilisé la méthode sèche dite "Russ", qui consiste à mélanger les œufs et la laitance strictement à sec avant de rajouter de l'eau ; car si les ovules sont plongés directement dans l'eau, les ovules se gonflent et provoquent la fermeture du micropyle (pore d'entrée du spermatozoïde) et ainsi empêchent l'entrée des spermatozoïdes et la fécondation des ovules (Vrasski *in* **Billard, 2005**).

Nous avons saisi les testicules à l'aide d'une pince par son extrémité, à l'aide de scalpel, des incisions transversales rapprochées les unes des 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 33).

Le mélange se fait à l'aide d'une cuillère en bois 1 à 3 minutes pour s'assurer d'une bonne fécondation (figure 34).



Figure 33 : Récupération de la laitance



Figure 34 : Mélange des gamètes

=> Ajout de la solution fécondante

La solution fécondante est un mélange de 30g d'urée et 40g 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 (Wojnarovich, 1980).

Après l'ajout de la solution, nous avons mélangé l'ensemble avec une cuillère en bois ou une plume pendant 5 à 15min (figure 35).



Figure 35 : Ajout de la solution fécondante

II.3.9. Mise en incubation des œufs

Après élimination de la solution fécondante par plusieurs rinçages à l'eau pure, nous avons passé à la mise en incubation (figure 36). L'incubation des œufs de *C. gariiepinus* dure 27h à une température de 25°C (Micha, 2001).



Figure 36 : Mise en incubation 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 37 : Protection des œufs en incubation contre la lumière

II.3.10. Suivi du développement embryonnaire

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

L'identification des différents stades embryonnaire s'est basée sur les travaux effectués par (**Legendre *et al.*, 1991**).

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*.

=> **Eclosion J₀**

Après éclosion des œufs incubés dans des aquariums, les larves ont été siphonnées à l'aide d'un tuyau et mis dans des bassines.

Une quantité de ces larves a été transférée dans le bassin de grossissement fertilisé (figure 38).



Figure 38 : Transfert des larves dans le bassin de grossissement

=> **Transport des alevins et des larves**

L'autre quantité d'environ 4000 larves et de 25 alevins ont été transportés jusqu'à l'ENSSMAL dans des sacs de transport et des bacs remplis d'eau aérée avec une pompe alimentée par la batterie du véhicule.

Le voyage s'est effectué la nuit (pour éviter les températures élevées) et ça a duré 13h, nous nous sommes arrêtés trois fois pour changer l'eau et vérifié l'état des alevins.

=> **Résorption vitelline J1**

Les larves consomment leurs réserves vitellines, elles n'ont besoin à ce stade d'aucune alimentation (*Gilles et al., 2001*).

Juste après notre arrivée à l'ENSSMAL, nous avons compté les larves manuellement (figure 39) et nous les avons mis dans des bacs en polyéthylène (figure 40) et dans un aquarium équipé avec un système d'aération avec une mise en charge de 1000 larves par bac et par aquarium.



Figure 39 : Comptage des larves



Figure 40 : Bacs en polyéthylène utilisés pour l'élevage larvaire

⇒ Première alimentation J₂

C'est le stade où les réserves vitellines s'épuisent, à ce stade, les larves de *C. gariiepinus* préfèrent nettement la nourriture vivante en l'occurrence des nauplii d'Artémia (Ducarme et Micha, 2003).

Nous avons incubé des cystes d'Artémia, mais nous n'avons pas eu d'éclosion (figure 41).



Figure 41 : Elevages annexes, cystes d'Artémia à gauche et micro-algue (*Chlorella sp.*) à droite

Nous avons passé à l'aliment artificiel (Biomar) dilué dans l'eau avant de le distribué avec une seringue d'une façon journalière à raison de 4 fois par jour (figure 43).

Rukera Tabaro *et al.* (2005) ont nourri leurs larves dès le deuxième jour avec de l'aliment artificiel (Nippai initial feed).



Figure 42 : Préparation de l'aliment



Figure 43 : Distribution aux larves

=> Deuxième alimentation J₉

Selon **Ducarme et Micha (2003)**, au J₉ c'est le stade de sevrage où nous passons de l'aliment vivant à l'aliment inerte. Vu que nous avons commencé avec de l'aliment artificiel nous avons passé à un autre aliment sec appelé "boyou", que nous avons broyé nous-même et distribué sous forme de farine.

=> Transfert des alevins J₁₅

Au J₁₅, nous avons pêché, pesé et mesuré la taille des alevins, puis après comptage manuel (figure 44), nous les avons transféré vers un bassin en fibre de verre avec une mise en charge de 300 alevins (figure 45).



Figure 44 : Comptage des alevins



Figure 45 : Transfert des alevins

=> Ensemencement du parc DOUNIA

L'ensemencement du parc qui se situe a Dely Brahim a été fait dans le but de l'intégration de l'aquaculture à l'agriculture dans laquelle nous avons ensemencé les lacs artificiels du parc avec environs 200 alevins de *C. gariepinus*, âgés de 15 jours et de 10 jeunes poissons de la même espèce issus de la ferme d'Ezzahra âgés de 3 mois ainsi que 3 géniteurs matures (figure 46).



Figure 46 : Ensemencement du parc DOUNIA

II.3.12. Suivi de la croissance

Après la mise des alevins dans les bassins en fibre de verre fertilisés, des mensurations et des pesées sont effectués après un mois et après deux mois (figures 47, 48).



Figure 47 : Mesure de la taille



Figure 48 : Pesée du poids

*Résultats et
discussions*

III. Résultats et discussions

III.1. Maturation des gonades

Les chances d'ovulation sont maximales (de l'ordre de 70%) au stade 3 de la migration du noyau (**BILLARD R., 1995**).

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 1,6mm (*Viveen et al., in Imorou toko, 2007*).

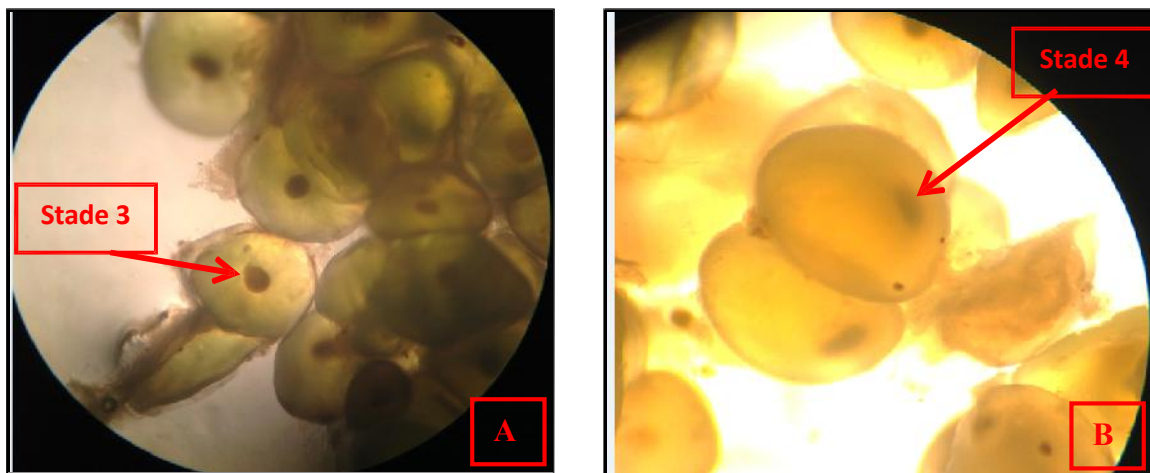


Figure 49 : Ovocytes aux différents stades de maturation
Observation à la loupe binoculaire G10x4

Nous avons remarqué que la majorité des ovocytes ont été au stade 3 et au stade 4, ce qui veut dire qu'on a de très grande chance d'ovulation (figure 49).

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 injecté par l'extrait hypophysaire qui ont donné chacun une quantité dépassant les

4ml, et selon **Janssen, 1985** 1ml est une quantité suffisante pour féconder 50 kg d'œufs.

III.3. Prélèvement des ovules

Tableau 04 : Réponse à la stimulation hormonale

géniteurs	Température C°	Temps de latence (h)	Résultat
1	27	10,5	Ovulation
2			Ovulation
3			Ovulation
4			Ovulation
5			Ovulation
6			Pas d'ovulation
7			Ovulation
8			Ovulation
9			Ovulation

La réponse à la stimulation hormonale été très satisfaisante avec un taux de 87,5 % cela peut-être expliqué :

Par l'état de maturation sexuelle des géniteurs ; Par les faibles densités de géniteur par aquarium ; Par les bonnes conditions de maintien des géniteurs.

- La quantité d'ovules produits a 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 05 : Nombre d'œufs par kilogramme du poids vif pour chaque femelle par la méthode théorique

Géniteurs	Poids (g)	Nombre
1	860	25.800
2	990	29.700
3	685	20.550
4	760	22.800
5	742	22.260
6	937	28.110
7	824	24.720
8	1.038	31.140
9	784	23.520

=> Méthode volumétrique

Nous avons relevé le volume d'œufs et leur nombre (nombre d'œufs dans 1ml 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 1kg pour facilité les calculs.

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

Géniteurs	Poids (g)	Volume totale des œufs (ml)	Nombre d'œufs dans 1ml	Nombre total d'œufs
6	937	78	582	45.396
8	1.038	92	618	56.856

Nous avons obtenu environ 50.000 ovules/kg du poids vifs qui une quantité très satisfaisante, vue que **Ducarmes et Micha (2003)** ont obtenu environ 30.000 ovules/kg du poids vif de la femelle.

Cela peut être expliqué par l'utilisation de l'extrait d'hypophyse de carpe au lieu de l'Ovaprim, ainsi que la dose injecté qui était un peu élevée car, il est préférable d'administrer trop d'hormones que peu (**Janseen, 1985**).

=> Taux de fécondité

Nous avons calculé le taux de fécondité pour deux femelles. Le nombre d'œufs obtenu dans 1ml est de 618, parmi ces œufs 284 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 07 : Taux de fécondité correspondent aux deux femelles manipulées

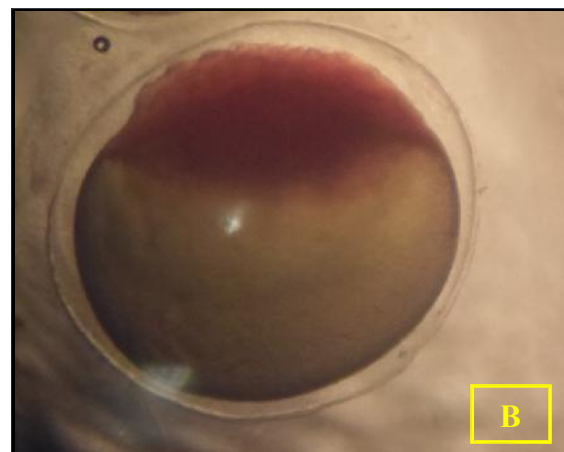
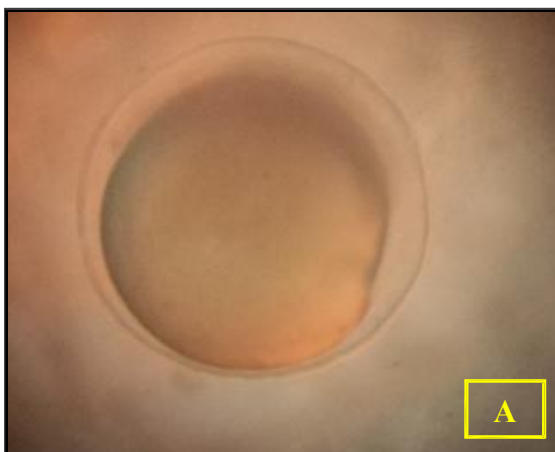
Géniteurs	Poids (g)	Nombre d'œufs dans 1ml	Nombre d'œufs fécondés	Taux de fécondité (%)
6	937	583	417	71,53
8	1.038	618	452	73,14

Le taux de fécondité que nous avons obtenu est très remarquable et très encourageant alors que **Chebel et Khouas (2009)** ont obtenu une fécondité 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

Les différents stades du développement embryonnaire observés sont représentés dans les figures suivantes :



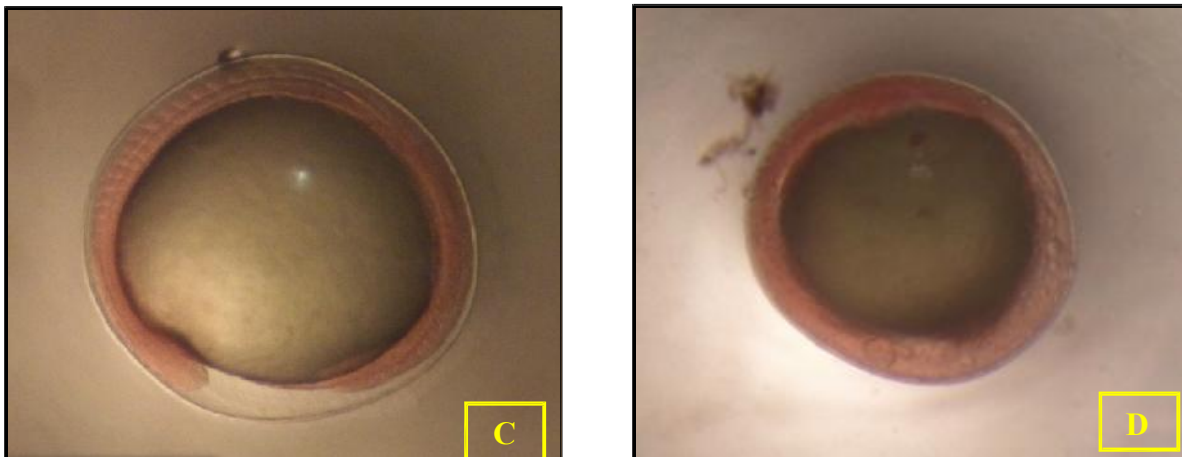


Figure 50 : Quelques stades au cours du développement de l'œuf fécondé

- A : Œuf fécondé
- B : Œuf au stade morula
- C : Fermeture du blastopore
- D : Battement du cœur

III.5. Eclosion J_0

L'éclosion a débuté après 23h d'incubation dans les aquariums à une température de 28°C, et après 21h dans les bassins d'alevinage à une température de 31°C (figure 51).

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

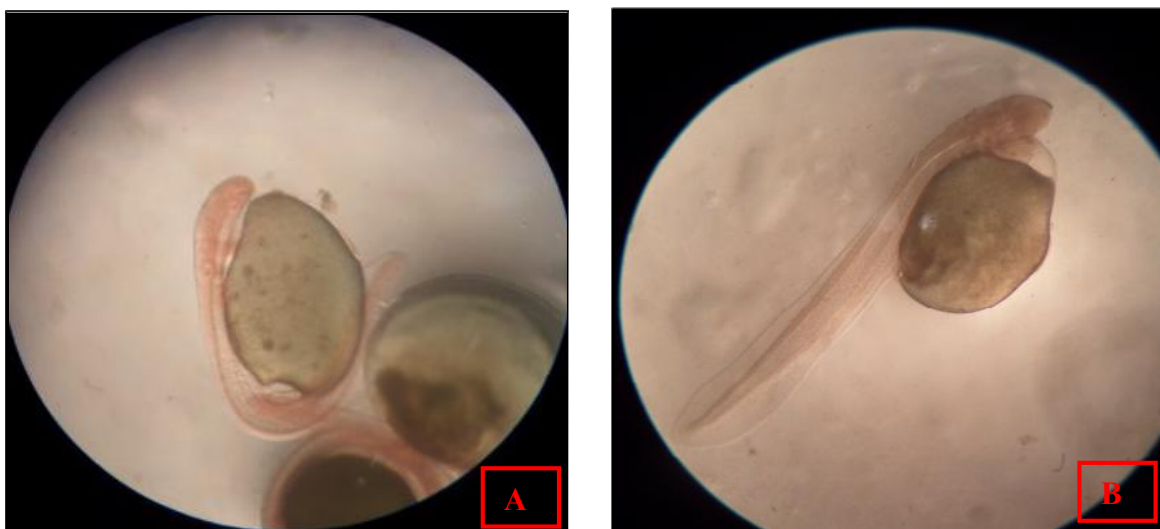


Figure 51 : Larves fraîchement écloses

III.6. Transport des larves

Dans notre cas, aucune mortalité n'a été enregistrée durant le transport des larves de la ferme vers l'ENSSMAL, cela peut être expliqué par les bonnes conditions lors du transport à savoir la température et l'oxygénation et la résistance des larves de *C. gariepinus* ainsi que la présence de la vésicule vitelline.

III.7. Elevage larvaire

Après quelques heures de l'éclosion, nous avons remarqué une forte mortalité dans l'un des aquariums d'incubation 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 (figure 59).

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



Figure 52 : Mouches mortes dans l'aquarium contaminant le milieu d'élevage

Nous avons également remarqué ‘un effet de groupe’ chez les larves, c'est-à-dire un comportement d'entassement en nombre dans les coins sombres des aquariums et des bassins d'alevinage.

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



Figure 53 : Regroupement des larves dans un coin de l'aquarium

Au J₉, nous avons remarqué une hétérogénéité de tailles chez les larves d'élevage. Selon Gilles *et al.* (2001), les larves ne grossissent pas toutes de la même vitesse et cela crée des écarts de tailles entre elles. Pour Rukera Tabaro *et al.* (2005), une forte hétérogénéité de tailles s'installe très tôt dans l'élevage, ce qui conduit au cannibalisme qui est expliqué par le comportement agressif très connu chez *C. gariiepinus*.

Au J₁₅, disparition d'un très grand nombre de larves, sur les 4.000 larves mis dans les bacs et l'aquarium, nous avons récupéré environ 500 et cela pourrait être due :

* Au cannibalisme, par la présence de grands individus, ceci est confirmé par **Kaiser *et al.* (1995)**, qui considèrent que l'un des principaux facteurs qui limite la phase d'élevage larvaire est le taux élevé du cannibalisme.

* Coupure d'électricité qui a causé l'arrêt de pompe à air, ainsi que la forte concentration des micro-algues ce qui a provoqué le manque d'O₂.

* Utilisation de l'aliment pour la première alimentation au lieu de l'aliment vivant (Artémia).

Après 1 mois d'élevage nous avons constaté une autre mortalité dans le bassin en fibre de verre ceci peut-être expliqué par le manque de suivi durant la période juillet, le cannibalisme due au manque de tri car selon **Ducarme et Micha (2003)**, à partir de J₁₅, il devient fondamental de calibrer la taille des alevins (PM : 0,15g) car le cannibalisme féroce commence et les plus gros dévorent les plus petits.

Après 2 mois et 3 mois d'élevage, nous avons eu une mortalité des alevins et des jeunes poissons chats dus au saut de ces derniers hors des aquariums d'élevage non couvert.

III.8. 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. D'où l'orientation vers l'utilisation d'aliment sec (Biomar, 50% de protéines), nous avons remarqué que les larves avaient une croissance faible que celle obtenu par **Ducarme et Micha (2003)** en alimentant les larves à l'Artémia ; en effet, le remplacement total de l'aliment vivant par un aliment artificiel mène à une mauvaise croissance et un mauvais pouvoir de survie (Verreth *et al.*, in **Vandecan 2011**).

Lors de la distribution de l'aliment, nous avons remarqué que les larves les plus vivaces s'alimentaient en premier à la surface de l'eau. Kadri *et al.* (in **Martins et al., 2005**) ont également remarqué que certaines larves dominantes s'alimentent en premier près de la surface.

Le passage au second aliment artificiel (boyou,) au J₉ n'a pas causé de problème vu que les larves se sont déjà habituées à l'aliment sec (Biomar).

III.9. Suivi de la croissance

Durant notre suivi de l'élevage, nous avons relevé des mortalités et dans les aquariums et dans le bassin en fibre de verre, ces mortalité ont commencé dès les premiers jours et ont continué tout au long de notre suivi.

Les taux de mortalité a été déterminé après comptage manuel des larves et des alevins et les données obtenu sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 08 : Taux de mortalité et taux de survie des larves

Période	Structure	Nombre de larves au départ	Nombre de larves en vie	Taux de survie (%)	Taux de mortalité (%)
J ₁ jusqu'à J ₁₅	Bac 1	1.000	246	24,6	75,4
	Bac 2	1.000	87	8,7	91,3
	Bac 3	1.000	34	3,4	96,6
	Aquarium	1.000	143	14,3	85,7
J ₁₅ jusqu'à J ₃₀	bassin	300	25	8,33	91,77
J ₃₀ jusqu'à J ₆₀	Aquarium	25	11	44	56
J ₆₀ jusqu'à J ₉₀	aquarium	11	6	54,54	45,46

On déduit l'histogramme défini sur la figure suivante :

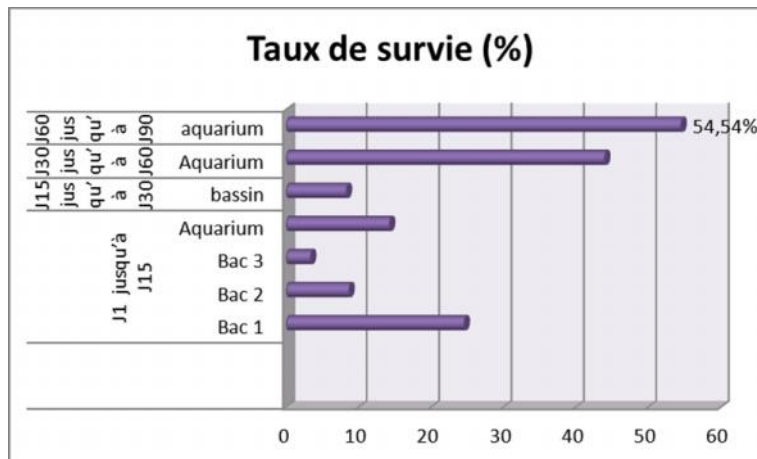


Figure 54 : Taux de survie chez les alevins de *C. gariepinus*

Durant ce suivi larvaire, nous avons relevé les poids et tailles des larves ; les résultats sont dans le tableau suivant

Tableau 09 : Tailles et poids des larves durant notre suivi

Larves	J ₁₅		J ₃₀		J ₆₀		J ₉₀	
	Tailles (cm)	Poids (g)	Tailles (cm)	Poids (g)	Tailles (cm)	Poids (g)	Tailles (cm)	Poids (g)
1	1,2	0,054	3,3	0,54	12,4	11,17	20,4	54,90
2	0,9	0,038	2,8	0,48	13,7	14,67	22,7	56,42
3	1,3	0,059	4,3	0,66	11,9	9,09	21,5	56,64
4	1,1	0,046	2,6	0,46	12,5	12,81	22,1	57,82
5	0,8	0,032	2,1	0,39	14,2	15,26	23,8	58,66
6	0,8	0,034	2,3	0,43	14,8	13,53	20,9	55,25
7	0,9	0,041	3,6	0,52	14,4	15,12	/	/
8	1,2	0,055	4	0,63	13,8	12,84	/	/
9	1	0,046	3,3	0,57	15,3	16,38	/	/
10	1,1	0,051	2,9	0,49	14,3	14,72	/	/
Moyenne	1,03	0,0447	3,12	0,517	13,88	13,52	21,9	56,615

Donc, les tailles moyennes sont représentées dans la figure 55 :

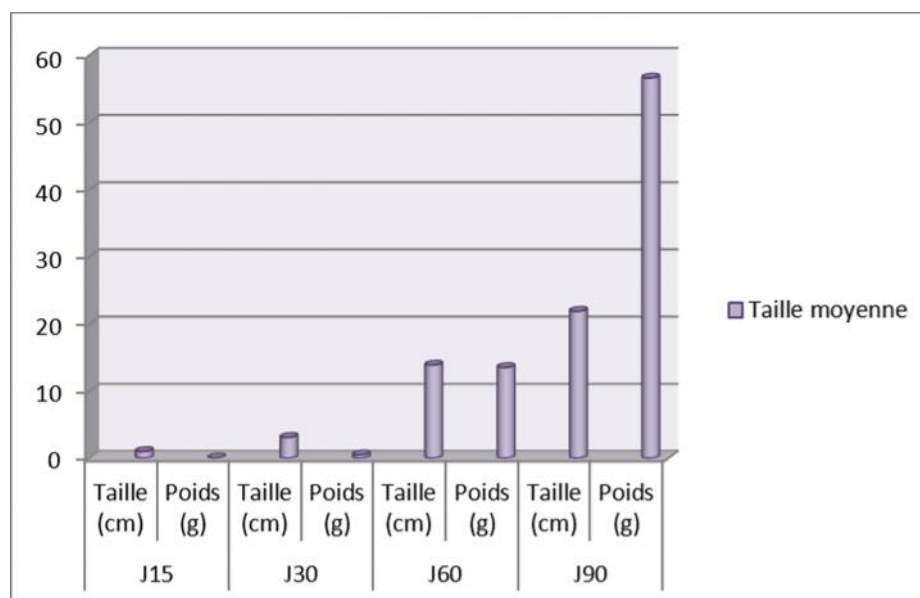


Figure 55 : Présentation des tailles moyennes des alevins de *C. gariepinus*

Les tailles moyennes ainsi que les poids moyens obtenus durant notre suivi sont très satisfaisants comparativement à ceux obtenu par **Ducarme et Micha (2003)**, qui sont inscrits dans le tableau suivant :

Tableau 10 : Tailles et poids moyens obtenus par **Ducarme et Micha (2003)**

Période	Poids moyens (g)	Tailles moyenne (cm)
J ₁₁	0,0068	/
J ₁₉	0,0037	/
J ₂₆	0,27	/
J ₃₄	0,55	4
J ₅₀	6,27	13

Conclusion

Conclusion

Dans le cadre de la réalisation de notre mémoire, nous avons suivi un stage au niveau de la ferme aquacole « Ezzahra », ce travail nous a permis de conclure que la reproduction artificielle du *C. gariepinus* ainsi que l'élevage larvaire sont facilement maîtrisables seulement un minimum de rigueur est nécessaire pour la réussite des opérations de reproduction.

Au terme de ce travail, il nous a été possible d'acquiescer quelques certitudes :

- L'utilisation de l'extrait hypophysaire avec des doses élevées donne des meilleurs résultats et accélère la maturation ovocytaire, et aussi la facilité de son utilisation.
- Le temps de latence convenable pour stiper les femelles se situe entre 10 et 12 h et varie selon la température et l'état des femelles (abdomen gonflé).
- L'éclosion a débuté après environ 23 h et cela est due aux bonnes conditions d'incubation à savoir la température et l'oxygène.
- Nous avons pu expliquer certains comportements du *C. gariepinus* en captivité.

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, éclosier...) et un bon matériel (nourriture, hormones d'induction à la ponte, incubateurs...).

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.

Enfin, pour les aquaculteurs intéressés nous vous préconisons ces quelques recommandations :

- Suivre le protocole de la reproduction artificielle, et utilisation d'extrait hypophysaire donne de bons résultats.
- Tous contact des ovules avec l'eau lors du stripping est à éviter lors de l'utilisation de la méthode sèche.
- L'injection des mâles par l'extrait hypophysaire donne des testicules de grande taille.
- Renouveau régulier de l'eau juste au début de l'éclosion pour éviter les fortes productions d'ammoniaque issu de la dégradation des œufs non éclos et augmenter ainsi le taux de survie des larves.
- Le remplacement de l'aliment vivant par un aliment artificiel lors des premiers jours d'élevage larvaire donne de mauvais résultats.
- Tri des larves dès l'observation d'une hétérogénéité de taille pour éviter tous cannibalisme et pour une meilleure gestion de l'élevage larvaires.
- Il faut prendre le soin de couvrir les aquariums pour éviter le saut des géniteurs ainsi que des alevins et éviter la contamination par les mouches.

Références

Bibliographie :

Babiker M. M., 1984. Aspects of the biology of the catfish *Clarias lazera* (Cuv. & Val.) related to its economic cultivation. *Hydrobiologia*, 110, p. 295-304.

Barnabé G., 1991. Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Ed. Lavoisier, Paris (France), 520p.

Benech, V., G.G. Teugels & G. Gourene – 1993. Critères pratiques pour distinguer deux poisson-chats africains, *Clarias anguillaris* et *C. gariepinus* (Siluriformes: Claridae). *Cybiurn* 17 (1): 83-85.

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.

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 Khouas B., 2009. Expérimentations sur la reproduction artificielle du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822). Mémoire d'ingénieur, ENSSMAL, 52p.

De Grraf G., Janssen J., 1996. Artificial reproduction and pond rearing 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 : p189-198.

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. Maisonneuve et Larose, Paris (France), 128p.

Hossain M.A.R., Beveridge M.C.M., Haylor G.S., 1998. The effects of density, light and shelter on the growth and survival of African catfish (*Clarias gariepinus* Burshell, 1882) fingerlings. *Aquaculture*, 160, p. 251-258.

Huet M., 1970. Traité de pisciculture. Edit. Ch. de Wyngaert, Bruxelles, 718 pp.

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., 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.

Kaiser H., Weyl O., Hecht T., 1995. The effect of stocking density on growth, survival and agonistic behaviour of african catfish. *Aquaculture international*, 3, p. 217-225.

Lacroix E., 2004. Pisciculture en zone tropicale. Ed. GFA Terra Systems, Hamburg, 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 eggs and embryos in siluroidei. *Aquat. 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* (Teleostei, Clariidae). *Aquatic living resources*, 4, p. 227-240.

Lévêque C., Bruton M.N., Ssentongo G.W., 1988. Biologie et écologie des poissons d'eau douce Africains, Ed. ORSTOM, Paris (France), 508p.

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

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

Martins C.I.M., Aanyu M., Schrama J.W., Verreth J.A.J., 2005. Size distribution in African catfish (*Clarias gariepinus*) affects feeding behaviour but not growth. *Aquaculture*, p.300-307.

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.

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

Schlumberger O., 2002. Mémento de pisciculture d'étang. 4^{ème} édition, Ed. Cemagref, Montpellier (France), 238p.

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

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 : p. 733-736.

Woynarovich E., 1980. Technical Assistance for inland fishculture and fishery improvement. Second mission report UNDP/FAO/MAG/76/002 Project.

Sites internet :

Fishbase, 2009 : <http://www.fishbase.org/summary/SpeciesSummary.cfm?id=1934>

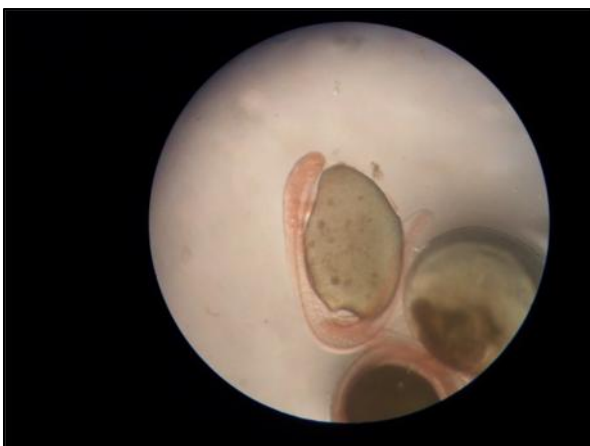
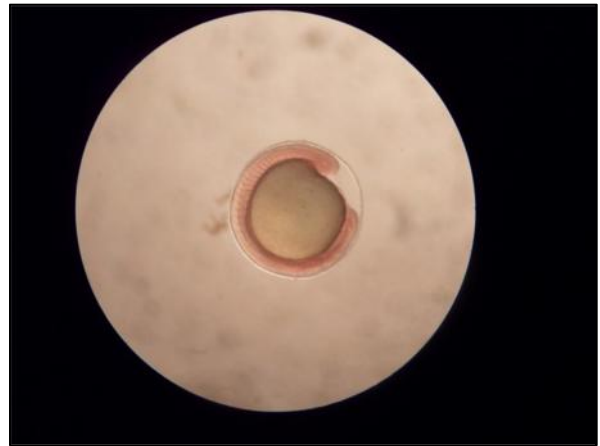
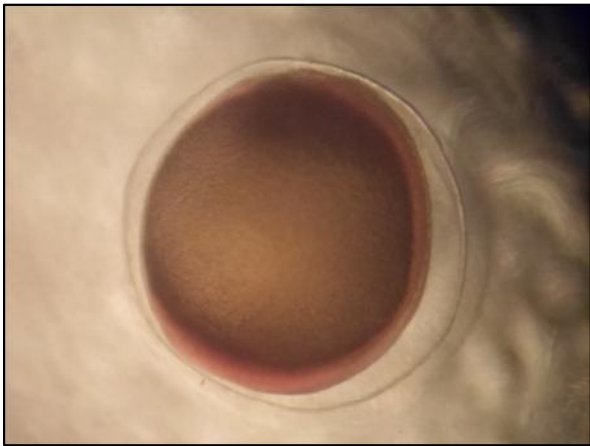
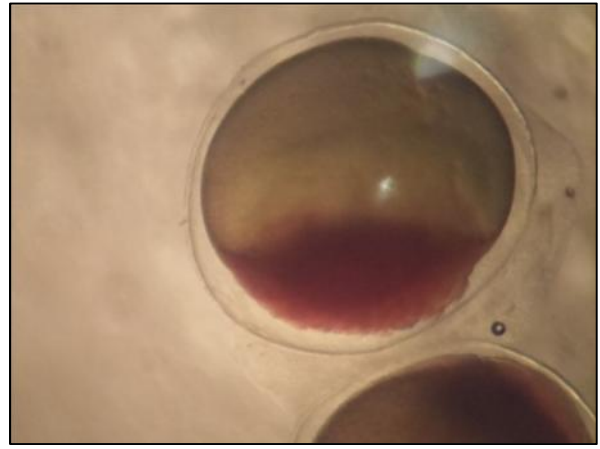
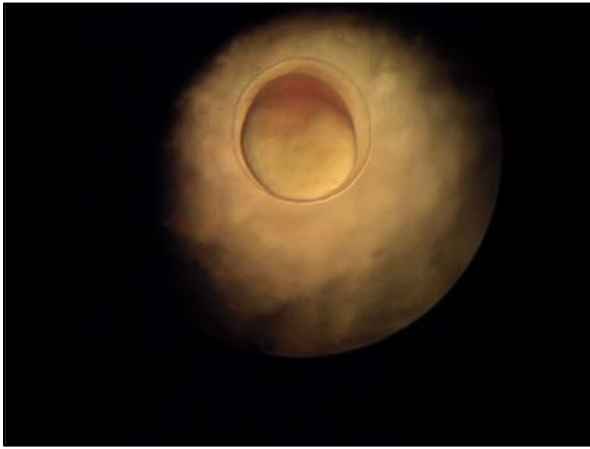
Fao, 2012 : <http://www.fao.org/fishery/species/2982/en>

Annexes

Annexe I : Suivi d'alevinage au niveau de l'ENSSMAL



Annexe II : suivi du développement embryonnaire



Annexe III : Blocage de certains œufs

