

REPUBLIQUE ALGERERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

Université Abdelhamid Ibn
Badis-Mostaganem
Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie



DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIQUES

N°...../SNV/2016

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

Mr SLIMANE ZITOUNE Redouane

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN AGRONOMIE

Spécialité: GÉNÉTIQUE ET REPRODUCTION ANIMALE

THÈME

Soutenu publiquement le **21/06/2016**

DEVANT LE JURY

Président	Pr. HALBOUCHE Miloud	U. Mostaganem
Examineur	Dr. HOMRANI Abdelkader	U. Mostaganem
Encadreur	Dr. BOUIADJRA BACHIR Benabdallah	U. Mostaganem

Thème réalisé à CNRDPA la station expérimentale de l'aquaculture de la wilaya d'Ouargla

Dédicace

Nous dédions ce présent travail en premier lieu à nos parents adorés qui se sont tellement sacrifiés et nous ont soutenus envers et contre tout pour que nous arrivions à un tel niveau intellectuel

Ainsi qu'à nos frères et sœurs qui ont toujours été à nos côtés à tout moment

Enfin à tous les membres de nos familles respectives qui ne cherchent que notre bonheur



Remerciements

Au terme de ce travail, nous remercions Dieu le Tout puissant pour nous avoir donné la santé, le courage et la volonté pour réaliser ce modeste travail.

A cet effet, nous tenons à remercier Monsieur le Président de jury Pr HALBOUCHE Miloud ainsi que Monsieur l'examineur Dr HOMRANI Abdelkader et pour nous avoir honorés de leur présence et d'avoir accepté d'examiner ce travail et dont les critiques nous serviront sûrement.

Nous remercions Monsieur BACHIR BOUIADJRA . Benabdallah d'avoir accepté de diriger et de suivre constamment la progression de ce travail par ses suggestions et ses critiques constructives malgré ses nombreuses tâches.

Au même titre, nous adressons nos plus vifs remerciements à Monsieur l'ingénieur d'état Mohammed HAMIDAT et leur équipe pour nous avoir aidés à réaliser la phase expérimentale et encore Nous avons beaucoup bénéficié de son expérience en matière de gestion et d'élevage aquacoles...

Nous n'omettrons d'exprimer notre profonde gratitude à Monsieur Rachide ANNANE, Directeur générale de CNRDPA pour nous avoir permis d'accomplir notre stage au sein de station de Ouargla.

Nos remerciements, s'adressent aussi à l'ensemble des personnes de l'université de Mostaganem(ITA), qui nous permis de réaliser cette expérience dans les meilleures conditions de travail et dans une bonne ambiance.

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

Liste des figures

Figure 1 : Morphologie de *C.gariepinus*

Figure 2 : Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus*

Figure 3 : Principaux pays producteurs de *Clarias gariepinus*

Figure 4: Répartition géographique de *Clarias gariepinus* en Algérie

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

Figure 6: Raceway

Figure 7: Système d'incubation (bouteille de zoug)

Figure 8: Laboratoire

Figure 9: Culture d'algue (spiruline)

Figure 10: Balance pour la pesée

Figure 11: Observation du poids des sujets

Figure 12: Dimorphisme sexuel chez *C. gariepinus* ; **M** : mâle, **F** : femelle

Figure 13: Diffuseur d'oxygène

Figure 14: Bassin de stockage des géniteurs

Figure 15: Alimentation granulé

Figure 16: Le formole utilisé

Figure 17: Bac de stabulation (Raceway)

Figure 18: Épuisette

Figure 19: Anesthésiant (Eugénol)

Figure 20: L'hormone d'*HCG*

Figure 21: Un poisson chat anesthésié

Figure 22: Préparation d'hormone d'*HCG*

Figure 23: Induction de la femelle

Figure 24: Un Multi-paramètre

Figure 25: Sacrifice du mâle

Figure 26: Incision des testicules

Figure 27: Les deux testicules

Figure 28: Écoulement du sperme

Figure 29: Pochette de kit d'incision

Figure 30: Le Stripping

Figure 31: Les œufs récoltés

Figure 32: Verse de sperme sur les ovules

Figure 33: L'ajoute d'eau douce et l'agitation

Figure 34: Mise en incubation des œufs

Figure 35: Cadre grillagé flottant en bois

Figure 36: *Artémia*

Figure 37: Décapsulation d'*artémia*

Figure 38: bassin à une densité élevée

Figure 39: bassin à une moins densité

Figure 40: étang trop turbide

Figure 41 : étang moins turbide

Figure 42 : récupération par petite épuisette

Figure 43 : récupération par grande épuisette

Figure 46 : Amas d'ovule mature après la fécondation observé par la loupe binoculaire

Figure 47 : Œufs fécondé

Figure 48 : Stade deux cellules

Figure 49 : Stade quatre cellules

Figure 50 : Stade morula

Figure 51 : Gastrulation

Figure 52 : Larve éclos

Liste des tableaux

Tableau I : Table de rationnement (% de la biomasse) de *C. gariepinus*,

Tableau II : Table de rationnement (% de la biomasse) de *C. gariepinus*,

Tableau III : composition approximative du filet cru de *C. gariepinus*

Tableau IV : Le contenu minéral du filet cru de *C.gariepinus* (mg/kg) (Estoy et Özernen, 2009)

Tableau V : Le contenu vitaminique du filet cru de *C.gariepinus* (mg/100g)(Estoy et Özernen, 2009)

Tableau VI : Poids des géniteurs

Tableau VII : Calcul de la dose totale d'HCG en fonction du poids de chaque femelle

Tableau VIII : Mesures de température d'incubation

Tableau IX : Le poids des ovules récoltés de chaque femelle

Liste des abréviations

LT : longueur totale

LH : Luteining Hormon

HCG : Humain Chorionic Gonadotrophin

Gn-RH : Releasing Hormone de la Gonadotrophine

CNRDPA : Centre National de Recherche de la pêche et l'aquaculture

UI : Unité Internationale

Min : minute

Ha : hectare

GTH : Hormones Gonadotrope

GRIF : Gonadotropin Releasing Inhibitory Facteur

DOCA : Desoxycorticostéroïd Acetate

PG : prostaglandine

g : gramme

kg : kilogramme

l : litre

C : Celsius

Fig : Figure

Max : Maximum

Tab : Tableau

h : heur

j : jour

Sommaire

Remerciements

Dédicace

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction 1

Chapitre I : Généralités

1. Présentation de l'espèce étudié	2
1.1. Position systématique	2
1.2. Synonymie	2
1.3. Description morphologique	3
1.4. Reproduction	4
1.4.1. Reproduction naturelle	4
1.4.2. Reproduction en captivité	5
1.5. Régime alimentaire et besoins nutritionnels	6
1.6. Ecologie	7
1.7. Production aquacole mondiale de <i>C.gariepinus</i>	8
1.8. Répartition géographique de <i>C.gariepinus</i>	9
1.9. Composition alimentaire de la chaire de <i>C.gariepinus</i>	10
2. Historique et état actuel de leur élevage	10
3. Physiologie de la reproduction chez le poisson	10
3.1. Déterminisme de la reproduction	11
3.2. Les hormones de la reproduction	12
3.3. Le rôle des facteurs externes dans la reproduction	12
3.3.1. L'alimentation	13
3.3.2. La température	13
3.3.3. La photopériode	14
3.3.4. La remonte des eaux	14
3.3.5. Qualité physicochimique de l'eau	14
3.3.6. L'environnement aquatique	14

Chapitre II : Matériels et méthodes

1. Présentation du site de travail	15
2. Matériel	16
2.1. Matériel biologique	16
2.1.1. Origine des géniteurs	16

2.1.2. Distinction des sexes	17
2.1.3. Stockage des géniteurs	17
2.1.4. Alimentation des géniteurs	18
2.2. Matériel expérimental	18
3. Protocole expérimental	18
3.1. Stabulation des géniteurs	18
3.2. Induction des femelles	19
3.3. Prélèvement des testicules et du sperme	22
3.3.1. Prélèvement des testicules	22
3.3.2. Prélèvement du sperme	23
3.4. Prélèvement des ovules	24
3.5. Fécondation	25
3.6. Mise en incubation	26
3.7. Eclosion (J ₀)	27
3.8. Elevage larvaire	27
3.8.1. Résorption vitelline (J ₁)	27
3.8.2. Première alimentation (J ₂)	27
3.8.3. Alimentation et premiers nettoyages (J ₃ et J ₄)	27

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Stockage des géniteurs	31
2. Alimentation des géniteurs	31
3. Conditionnement des géniteurs	32
4. Prélèvement des testicules et du sperme	33
5. Prélèvement des ovules	33
6. Contrôle de l'état de maturité des femelles	34
7. Développement embryonnaire	35
Conclusion générale et perspectives	36
Bibliographie	37
Annexes	

Introduction

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

Le poisson chat africain *Clarias gariepinus* est sans aucun doute l'espèce la plus adaptée à l'aquaculture en eau douce au travers de sa vaste répartition géographique (Hecht et al. 1996). En effet, cette espèce possède des caractéristiques idéales pour l'élevage telles qu'un taux de croissance élevé, hautes densités d'élevage, bon taux de conversion d'aliment, bonne qualité de la chaire et une production annuelle rentable (Akinwale et al., 2007). Donc *C. gariepinus* offre de bonnes perspectives pour l'aquaculture continentale notamment en Afrique (Ducarme et Micha, 2003). Et en Algérie. Pour notre cas certains spécimens de géniteurs sont importés de la Hollande, d'autres pêchés dans l'Oued Azarif, vallée Ihrir Wilaya d'Illizi.

dans cette optique que nous avons procédé à des essais de reproduction artificielle de cette espèce autochtone par la méthode d'induction de la ponte à l'aide de l'hormone gonadotrophine chorionique humaine (HCG) sur des géniteurs de *C. gariepinus* récoltés d'un milieu naturel au sud de l'Algérie.

Cette étude complète celles effectuées auparavant, et a permis de mettre au point une méthodologie basée sur des expérimentations antérieures en y apportant de légères modifications concernant le processus expérimental voir la dose hormonale et le système d'incubation.

L'utilisation des géniteurs autochtones de *C. gariepinus* dans la reproduction artificielle permet l'affranchissement de lourdes et coûteuses opérations d'importation et les risques de transferts d'entités pathogènes tel qu'a été préconisé par (Meddour et al. 2005)

Notre projet se divise en trois parties

- La première partie est consacrée à des généralités sur l'espèce *C. gariepinus*.
- Dans la seconde, un descriptif du site de déroulement des opérations expérimentales, et le matériel biologique utilisé.
- Enfin, en dernière partie sont présentés les résultats obtenus sur la phase de la reproduction artificielle de *C. gariepinus* ainsi que leur discussion. Pour s'achever avec quelques recommandations relatives à l'induction hormonale et l'observation minutieuse d'une obscurité totale dans la phase alevinage de *C. gariepinus*

Enfin une conclusion générale et des perspectives

Chapitre I : Généralités

1. Présentation de l'espèce étudiée

Le spécimen d'étude est représenté par le poisson chat africain *Clarias gariepinus* (Bruchell, 1822)

1.1. Position systématique

C. gariepinus est l'un des poissons chat, cette dénomination désigne communément les représentants de l'ordre des siluriformes, ceux-ci devant leur appellation de poissons chat à la présence de barbillons au niveau de leurs mâchoires (**proue, 1974**).

La systématique détaillée de cette espèce est décrite selon (Jurd ; Lecointre et Le Guyader *in* Hemida, 2005 ; Teugels *in* Imorou Toko, 2007 ; Lecointre *in* Leveque et paugy, 1999).

Règne : Eukaryota

Sous-Règne : Metazoa

Phylum : Chordata

Sous-phylum : Craniata

Embranchement : vertebrata

Super classe : Gnathostomata

Classe : osteichthyes

Sous-classe : Teleostei

Super order : ostariophysii

Order : siluroidei

Famille : Clariadae

Genre : *Clarias*

Espèce : *Clarias gariepinus* (Bruchell, 1822)

1.2. Synonymie (*in* Lèveque et al., 1990)

- *Silurus (Heterobranchus) gariepinus* Burchell, 1822
- *Clarias lazera* Valenciennes, 1840
- *Clarias syriacus* Valenciennes, 1840
- *Clarias capensis* Valenciennes, 1840
- *Clarias mossambicus* Peters, 1852
- *Clarias orontis*
- *Clarias macracanthus* Günther, 1864
- *Clarias robecchii* Vinciguerra, 1893
- *Clarias guentheri* Pfeffer, 1896
- *Clarias smithii* Günther, 1896
- *Clarias longiceps* Boulenger, 1899
- *Clarias moorii* Boulenger, 1901
- *Clarias tsanensis* Boulenger, 1902
- *Clarias malaris* Nichols & Griscom, 1917
- *Clarias notozygurus* Lönnberg & Rendhal, 1922

1.3. Description morphologique

Cette espèce se caractérise par un corps cinq à neuf fois plus long que haut (**Le Berre, 1989**) cylindrique allongé, de nageoires dorsale et anale qui sont extrêmement longues (atteindre la nageoire caudale) contenant seulement des rayons mous (**De Graaf et Janssen, 1996**), de huit barbillons (fig.1) (leur principale fonction est la détection des proies) et une absence d'écailles. La peau est recouverte de mucus. Quatre paires de barbillons entourent la bouche transversale. Le plus long peut mesurer trois fois la longueur de la tête (**Le Berre, 1989**).

La tête est longue et elle est aplatie dorsaux ventralement. La fontanelle frontale est longue et étroite. La distance entre l'extrémité de la dorsale et la caudale est réduite (**Leveque et al., 1990**). Les mâles se reconnaissent à une longue papille anale conique (**Le Berre, 1989**).

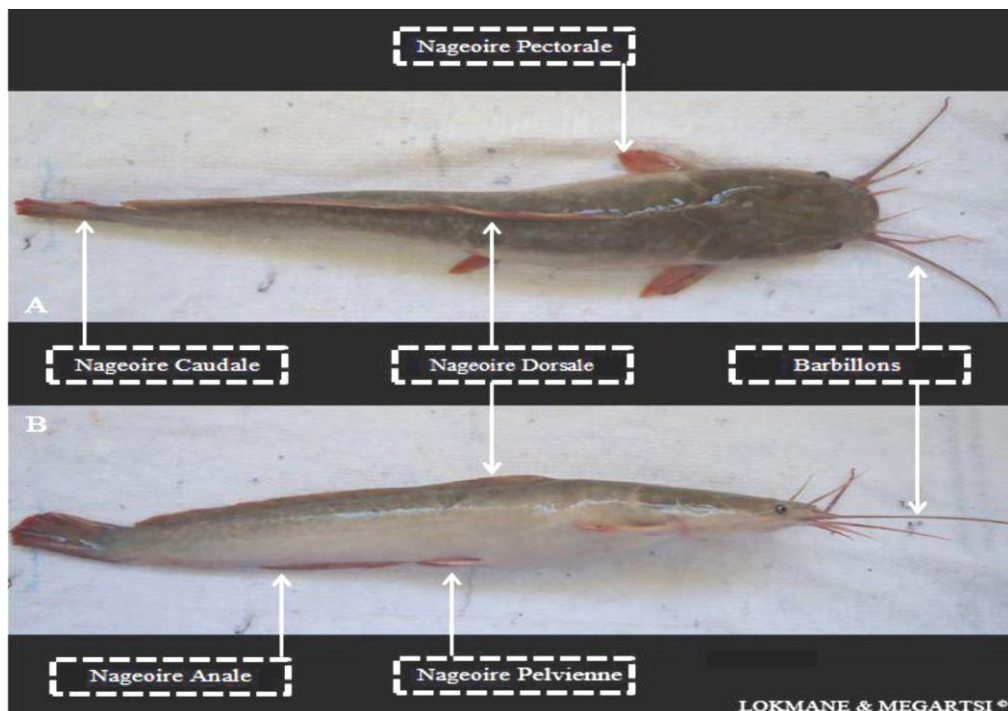


Fig1 : Morphologie de *C. gariepinus*

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

Morphologiquement proche de *C. anguillaris*, *C. gariepinus* s'en distingue par un nombre relativement élevé de branchiospines sur le premier arc branchial : 24 à 110. Il existe une corrélation nette entre ce nombre et la longueur standard. Taille maximale observée : 700 mm LT, mais des spécimens de 1500 mm ont été signalés (**Leveque et al., 1990**) et ce genre de *Clarias* pèse alors plus de 7 kg (**Le Berre, 1989**).

Les exemplaires préservés et les spécimens vivants montrent deux types de coloration : une coloration marbrée et une coloration uniforme. Pour la première on observe des taches irrégulières noirâtres.

Sur fond clair sur le dos et les flancs, tandis que le ventre est blanchâtre. Pour la seconde le dos et les flancs sont généralement gris foncé à noirâtre, tandis que le ventre est blanchâtre. Les deux types de coloration pourraient dépendre de la turbidité de l'eau ainsi que de la nature du substrat dans le biotope. Il existe une bande de pigmentation de chaque côté de la partie inférieure de la tête. Sur certains spécimens la partie antérieure de la nageoire caudale est plus claire que la partie postérieure. Il peut également y avoir des taches noirâtres irrégulières sur la caudale (Leveque et al., 1990).(Fig2)



Fig2 : poisson chat origine d'Ihrir

1.4. Reproduction

1.4.1. Reproduction naturelle

Les *C. garipinus* deviennent matures au cours de leur 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 totale de 340 mm (Micha ; Bruton *in* Janssen, 1985) alors qu'en élevage, mâles et femelles sont capables de se reproduire dès l'âge de 7 ou 8 mois (Micha ; Pham *in* Leveque et al. 1988).

Dans la plupart des pays africains, le cycle de reproduction du poisson chat débute au commencement de la saison des pluies. Le stimulus final de la fraie semble être associé à la remontée des eaux et l'inondation des zones marginales (Lacroix, 2004). la période optimale de reproduction se limite aux mois de juillet, août, septembre et octobre. Toutefois on trouve des femelles à maturité, en dehors de cette saison de reproduction (Micha, 1975).

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 (Mich, 1975) 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 grandes bancs de poisson chat mâles et femelles adultes se concentrent au même endroit, dans des eaux d'une profondeur souvent moindre que 10 m, en bordure de lacs ou d'eaux calmes. Le poisson chat africain fraie sur une grande variété de substrats, incluant des fibres de sisal, des feuilles de palmier et des pierres.

Durant la parade, qui peut durer plusieurs heures, la femelle du poisson chat dépose ses œufs par petits groupes. Le partenaire fertilise 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.

Après la fraie, le banc de poisson chat retourne en eau plus profonde. Il n'y a pas protection parentale pour les œufs. Après quelques semaines le poisson chat produit à nouveau un groupe d'œufs et se prépare à une nouvelle fraie.

Une seconde fraie sera provoquée par les pluies ou par une nouvelle crue. Plusieurs fraies peuvent se succéder ainsi la même année. Les œufs éclosent après 24 à 36 heures, suivant la température de l'eau. Les larves, appelées à ce stade larves vésiculées, se cachent dans la végétation. Les alevins et les *fingerlings* de poisson chat africain sont difficiles à trouver dans la nature. C'est probablement dû à la forte mortalité des œufs et des larves. Le pisciculteur préfère élever les œufs et les alevins en écloserie (Lacroix, 2004).

1.4.2. Reproduction en captivité

En captivité, le poisson chat *C.gariiepinus* 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).

❖ Reproduction sans traitement hormonal

La reproduction des poissons chat peut être obtenue en semi naturelles avec des couples isolés dans des bassins de grand volume contenant des îlots de végétaux aquatiques (seka *in Imorou Toko, 2007*). En étang, Viveen et al. (*in Imorou Toko, 2007*) observent chez les *Clariidae*, notamment *C.gariiepinus*, le processus de frai en simulant la crue. Dans tous les cas, les résultats paraissent aléatoires et conduisent à de grandes pertes d'œufs, d'où l'utilisation des méthodes hormonales d'induction de la maturation ovocytaire et de l'ovulation.

❖ Reproduction avec traitement hormonal

Selon plusieurs auteurs (Viveen *et al.* ; de Graaf et Janssen ; Gilles et al. *in Imorou Toko, 2007*), la sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de taille des ovules et de leur diamètre. La reproduction avec traitement hormonal comprend le choix de l'hormone et la dose à injecter, le stripping (collecte des œufs par pression abdominale), la fécondation *in vitro* et l'incubation des œufs. Différentes hormones dont HCG (Humain Chorionic Gonadotrophin : 2,5 UI/g de femelle), LH (Luteining Hormon : 0,5ml/kg de femelle), DOCA (Desoxycorticostéroïd Acetate : 2,5 – 5 mg/100g de femelle) ou Ovaprim® (LH-RHa + antagoniste de la dopamine : 0,5 ml/kg de femelle) sont couramment utilisées en intramusculaire ou en sous-cutané pour induire la maturation finale ou l'ovulation chez les femelles de *C.gariiepinus*. Otémé *et al.* (*in Imorou Toko, 2007*) obtiennent 100% d'ovulation après une seule injection intramusculaire d'HCG à la dose optimale de 1,5 UI/g. Dans le contexte local, le choix de cette hormone (HCG) s'impose non seulement par son activité et sa conservation facile, mais surtout par sa disponibilité. Cependant, dans certaines conditions l'utilisation de suspensions hypophysaires de carpe, de poisson chat, de tilapia ou de grenouille

lui est pourtant préférée (Nwadukwe et al. ; De Graff et Jansen ; Ducarme et Micha ; Adebayo et Fagbenro *in Imorou Toko, 2007*).

Onze à quinze heures après l'injection (à environ 28°C), 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. Cependant des techniques de prélèvement sans sacrifice du poisson ont été aussi validées (Nguenga et al. *in Imorou Toko, 2007*). La quantité de semence ainsi obtenue, bien que variable selon les individus (0,2 à 25 ml), est généralement suffisante pour féconder plusieurs centaines de milliers d'ovules (Viveen et al. ; Gilles et al. *in Imorou Toko, 2007*).

Après fertilisation, les œufs sont rincés à l'eau propre (attention à l'eau de robinet qui peut contenir du chlore) et incubés soit en suspension dans des «bouteilles de Zoug», ou étalés dans des paniers recouverts de toile moustiquaire, ou encore accolés au système racinaire de plantes aquatiques (laitue d'eau, jacinthe d'eau, etc.). Il faut signaler qu'en fonction des incubateurs utilisés, le taux d'éclosion peut varier fortement.

L'utilisation des plantes aquatiques qui favorisent une meilleure oxygénation des œufs lors de l'incubation semble plus simple et mieux adaptée aux petits producteurs généralement plus nombreux en milieu rural, et où l'électricité pourrait constituer un facteur limitant (Macharia et al. *in Imorou Toko, 2007*). De toutes façons, l'incubation qui dure environ 672 degré-heure (Viveen et al. *in Imorou, 2007*), peut se faire en circuit fermé ou non aussi bien en bassin que dans éclosiers modernes ou localement adaptés.

1.5. Régime alimentaire et besoins nutritionnels

C.gariiepinus est omnivore à tendance carnassière. Cette caractéristique des *clariidae* a conduit à les utiliser parfois comme prédateurs associés dans les élevages des tilapias (Leveque et paugy, 1999).

Le régime alimentaire de l'adulte est essentiellement ichtyophage et le tilapia constitue la plus part du temps la majeure partie de sa ration (il est intéressant de noter la coïncidence de présence de ce silure et de cichlidés dans points d'eau sahariens). Les jeunes sont planctonophages (Le Berre, 1989). Cette espèce a une habitude d'alimentation nocturne (Bruton ; Hogendoorn ; Viveen et al. *in Hossain et al., 1998*).

Peu d'études ont porté sur les besoins nutritionnels de *C.gariiepinus*. les rares études effectuées (Degani et al. ; Fagbenro et al. ; Kerdchuen ; Adebayo et Alasoadura ; Olufegba et al. ; Ibiyo et al. *in Imorou Toko, 2007*) montrent une similitude dans la couverture des besoins généraux de *C.gariiepinus* et de *Heterobranchus longifilis* notamment en protéines (36 à 42%) ou en énergie brute (11 à 18 kj/g). Concernant les autres besoins (en vitamines, minéraux, acides aminés indispensables, etc.) ils sont généralement signalés comme étant proches de ceux poisson chat américain *Ictalurus punctatus* (Guillaume et al. ; Hardy et Barrows *in Imorou Toko, 2007*).

De nombreuses études ont porté sur l'alimentation de *C.gariiepinus* en élevage. Les résultats les plus spectaculaires ont aboutis à l'établissement de tables rationnement (tab.I et II), à la taille et au mode de présentation des aliments ou encore aux rythmes alimentaires (Hogendoorn ; Hecht

et *al.* ; Kerdchuen et Legendre ; Luquet ; Baras et *al.* ; Hossain et *al.* **in Imorou Toko, 2007**). Si tous les auteurs s'accordent sur le fait qu'une amélioration de la croissance et de l'indice de consommation est obtenue avec les granulés secs distribués durant la nuit par repas ou en continu, ils ne rejettent cependant pas une distribution diurne d'aliment, en repas multiples (au moins 4), les performances zootechniques s'avérant aussi satisfaisantes (Avit et Luquet **in Imorou Toko, 2007**).

Tableau I : Table de rationnement (% de la biomasse) de *C.garipinus*

Température (°C)	Poids moyen (g)					
	1	5	25	50	100	200
21	3,6	2,5	1,7	1,4	1,2	1,0
23	5,1	3,7	2,6	2,3	2,0	1,7
25	6,5	4,7	3,4	3,0	2,6	2,3
27	7,5	5,4	3,9	3,4	3,0	2,6
29	7,9	5,6	4,0	3,5	3,0	2,6
31	8,0	5,5	3,8	3,2	2,7	2,3
33	7,8	5,1	3,4	2,8	-	-

Tableau II : Table de rationnement (% de la biomasse) de *C.gariepinus* (selon Hecht et al. in Imorou Toko, 2007)

Température (°C)	Poids moyen (g)					
	1-10	10-25	25-50	50-100	100-300	300-800
20	5,0	3,0	2,0	1,5	1,2	1,0
22	6,8	4,5	3,0	2,4	2,0	1,7
24	8,1	6,0	4,0	3,0	2,5	2,2
26	9,5	6,6	5,1	3,6	3,2	2,8
28	10,0	7,0	5,5	4,0	3,5	3,1
30	9,8	6,8	5,3	3,7	3,2	2,9
32	9,5	6,5	5,0	3,5	3,0	2,8

1.6. Ecologie

C. gariepinus une espèce benthopélagique, la profondeur dans laquelle elle vit varie de 0 à 80 m, leur pH optimal pour la croissance se situe entre 6,5 et 8 (**Fishbase, 2009**) et survit normalement dans des températures de 18 à 45°C (**Babiker, 1984**). Habite les eaux calmes des lacs, les ruisseaux, les rivières, les marais de plaines d'inondation, dont certains sont soumis à de séchage saisonnière. Le plus souvent, les habitats fréquentés sont des plaines d'inondation, des marécages et des bassins dans lesquels le poisson chat peut survivre pendant la saison sèche grâce à la présence d'un organe accessoire pour respirer l'air (Bruton ; Clay **in De Graaf et Janssen, 1996**).

Cette respiration aérienne n'est qu'un mécanisme compensatoire lorsque la respiration branchiale est insuffisante chez *C.gariepinus* (Babiker *in* Leveque et paugy, 1999). *C.gariepinus* préfère aussi des conditions à lumière basse (Bruton ; Hogendoorn ; Viveen *et al.* *in* Hossain *et al.*, 1998).

1.7. Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus*

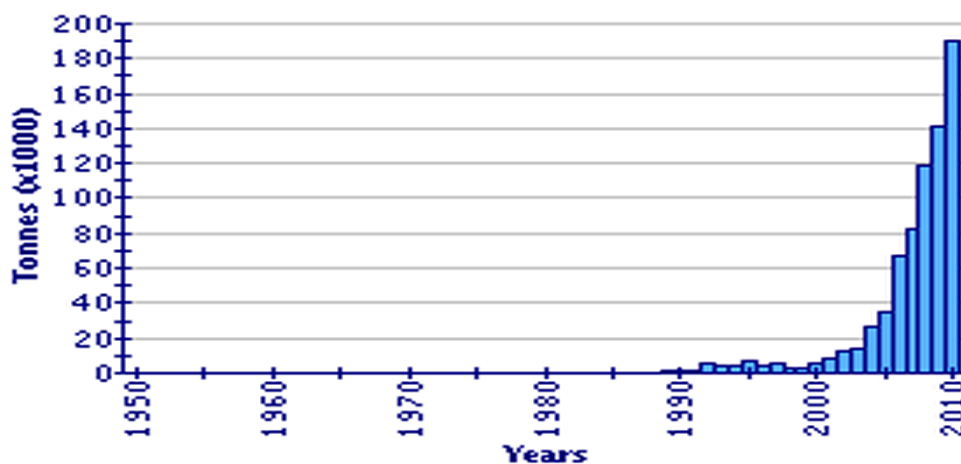


Fig3 : Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* (FAO, 2010)

La production aquacole mondiale du *C. gariepinus* a dépassé les 26000 tonnes en 2005 et 2006, avec un maximum en 2007 où la production a atteint 48000 tonnes.

- **Principaux pays producteurs**

Dans les statistiques officielles, le Nigeria est de loin le plus grand producteur de poisson chat, mais les Pays-Bas, le Kenya, la syrie, la Hongrie, le Brésil, le Mali, et l'Afrique du sud, le, Cameroun, on également des quantités significatives (Fig4).

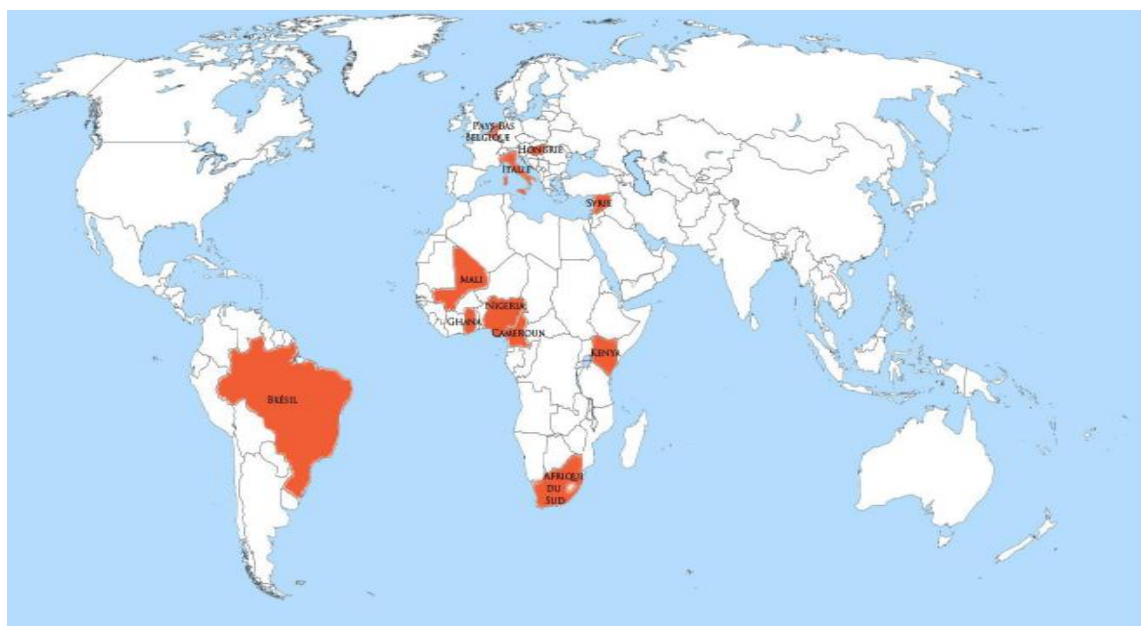


Fig4: Principaux pays producteurs de *C. gariepinus* (FAO 2006).

1.8. Répartition géographique de *C. gariepinus*

C. gariepinus, qui est considéré comme l'une des plus importantes espèces de poisson chat tropicales pour l'aquaculture, a une distribution presque panafricaine, du Nil à l'Afrique de l'Ouest et de l'Algérie à l'Afrique australe. Il se produit aussi dans l'Asie Mineure (la Syrie et le sud de la Turquie) (De Graaf et Janssen, 1996).

- **En Afrique :**

Selon (Teugels in Yalçin, 2002) *C. gariepinus* est une espèce panafricaine qui se trouve aussi en Asie (Jordanie. Syrie jusqu'en Turquie) La répartition de *C. gariepinus* est presque panafricaine. Dans l'Afrique de l'Ouest, l'espèce est commune dans le bassin de l'Ouémé, bassin du Mono, dans les bassins du Chari et du Logone, de la Bénoué, du Niger, de l'Oshun, de l'Ogun, de la Volta, du Bandama, de la haute Comoé et du Sénégal., de Sierra Leone, du Liberia et de Côte d'Ivoire (à l'ouest du bassin du Bandama),

- **En algerie:**

En Algérie on trouve quatre principales zones de localisation de *C.gariepinus* (Fig4) dans la région du Zibans (Tolga W Biskra) dans Oued Righ au niveau de Merdjadja , Temacine et Sidi Bouhania ,aussi à Tassili N'ajjer (Iherir,Tadjeradjeri, Oued Tikhammalt, Oued Tarat et Oued Iszien).

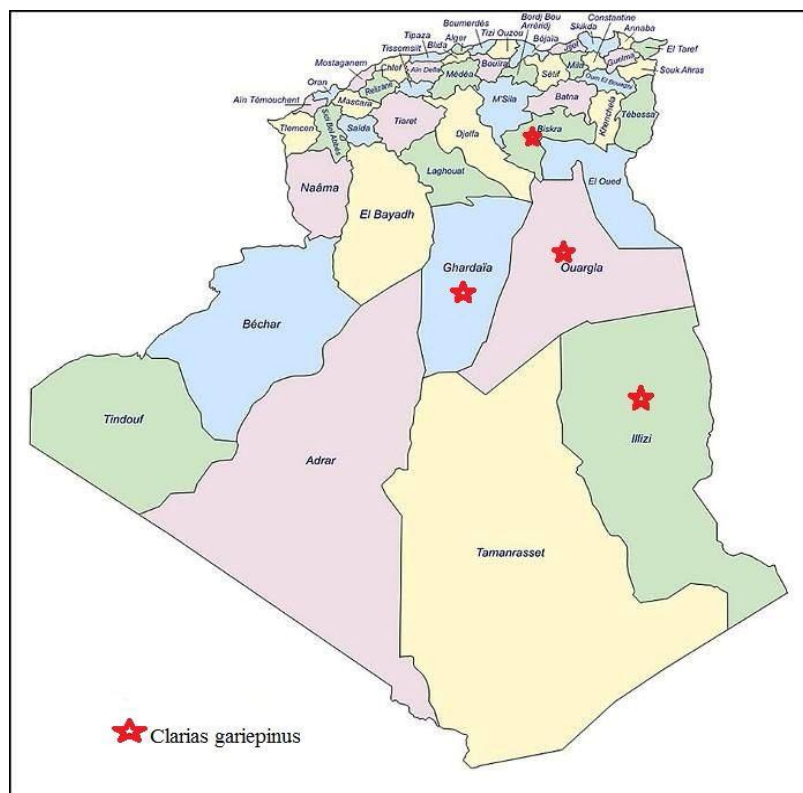


Fig4: localisation de *Clarias gariepinus* en Algérie (le Berre,1998).

1.9. Composition alimentaire de la chair de *C.gariepinus*

C'est un poisson maigre et très nutritif. La qualité alimentaire de ses filets crus apparaît évidente à l'examen des tableaux III, IV et V qui démontrent un très bon taux en protéines ($16,2 \pm 0,66$ %), en vitamines, en minéraux avec un taux très faible en lipides ($5,02 \pm 0,49$ %) (Ersoy et Özeren, 2009). Ce type de filet peut donc être considéré comme un excellent produit diététique ce qui contribue notamment à son succès en Europe où la lutte contre les maladies cardiovasculaires par une meilleure alimentation devient une nécessité absolue (Ducarme et Micha, 2003).

Tableau III : Composition approximative du filet cru de *C.gariepinus* (Ersoy et Özeren, 2009)

	Protéines (%)	Humidité (%)	Graisse(%)
Filet	$16,2 \pm 0,66$	$76,8 \pm 0,87$	$5,02 \pm 0,49$

Tableau IV : Le contenu minéral du filet cru de *C.gariepinus* (mg/kg) (Ersoy et Özeren, 2009)

Minéraux	Na	K	Fe	Ca	Zn	Mg	Mn	Cu
Filet cru	$308 \pm 0,35$	$1817 \pm 132,4$	$12,0 \pm 0,43$	$40,1 \pm 0,08$	$3,48 \pm 0,16$	$184 \pm 18,5$	$0,29 \pm 0,04$	$2,15 \pm 1,49$

Tableau V : Le contenu vitaminique du filet cru de *C.gariepinus* (mg/100g)(Ersoy et Özeren, 2009)

Vitamines	A	E	B ₁	B ₂	Niacine	B ₆
Filet cru	$18,1 \pm 0,05$	$0,34 \pm 0,01$	$0,07 \pm 0,01$	$0,03 \pm 0,01$	$1,13 \pm 0,00$	$0,08 \pm 0,00$

2. Historique et état actuel de leur élevage

Les premiers essais d'élevage de *C.gariepinus* en Afrique ont été réalisés par Hey (1941). Jusqu'au milieu des années 1970, peu de recherches ont alors porté sur cette espèce. Les travaux de De Kimpe et Micha 1974 et Richter 1976 donneront un nouvel essor aux recherches entreprises notamment en Centrafrique, en Côte d'Ivoire, en Afrique du sud, au Nigeria, au Pays-Bas et en Belgique sur l'élevage de *Clarias* (*in Imorou Toko, 2007*).

Depuis, on note un intérêt croissant de son élevage en Afrique, en Europe, en Hongrie, en Inde, en Chine, dans les Balkans et au Brésil (Hecht et al. *in Imorou Toko, 2007*). De nombreux travaux ont par la suite porté sur divers aspects de son élevage et des rendements de plus de 40 tonnes/ha peuvent être obtenus après 8 mois d'élevage en monoculture (Hecht et al. *in Imorou Toko, 2007*).

3. Physiologie de la reproduction chez les poissons

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

- La connaissance du cycle sexuel dans les conditions de l'élevage ;
- La possibilité d'induire la ponte à volonté une fois l'ovogenèse terminée ;
- La possibilité d'étaler la saison de ponte au cours de l'année (**Barnabé et Billard, 1984**).

3.1. Déterminisme de la reproduction

Le déterminisme de 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 (Devlin et Nagahama *in Bruslé et Quignard, 2004*), lui-même soumis à l'influence du milieu et des relations sociales entre les géniteurs (Jalabert ; Baggerman ; Breton et Billard ; Chieffi ; Yaron ; Devlin et Nagahama *in Bruslé et Quignard, 2004*).

Les facteurs de l'environnement ont un rôle primordial, en particulier deux d'entre eux : la température de l'eau et la photopériode ; la présence de supports de ponte à une profondeur convenant au poisson est indispensable pour les espèces dont les œufs sont adhésifs (comme les œufs de *C.garipepinus*)... ainsi que celle de congénères du sexe opposé. Ces stimuli agissent sur l'hypothalamus où se déclenche la sécrétion de Gn-RH, «hormone libérante» (releasing hormone, RH) de la gonadotrophine.

Transportée par voie sanguine, la Gn-RH 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) (fig5).

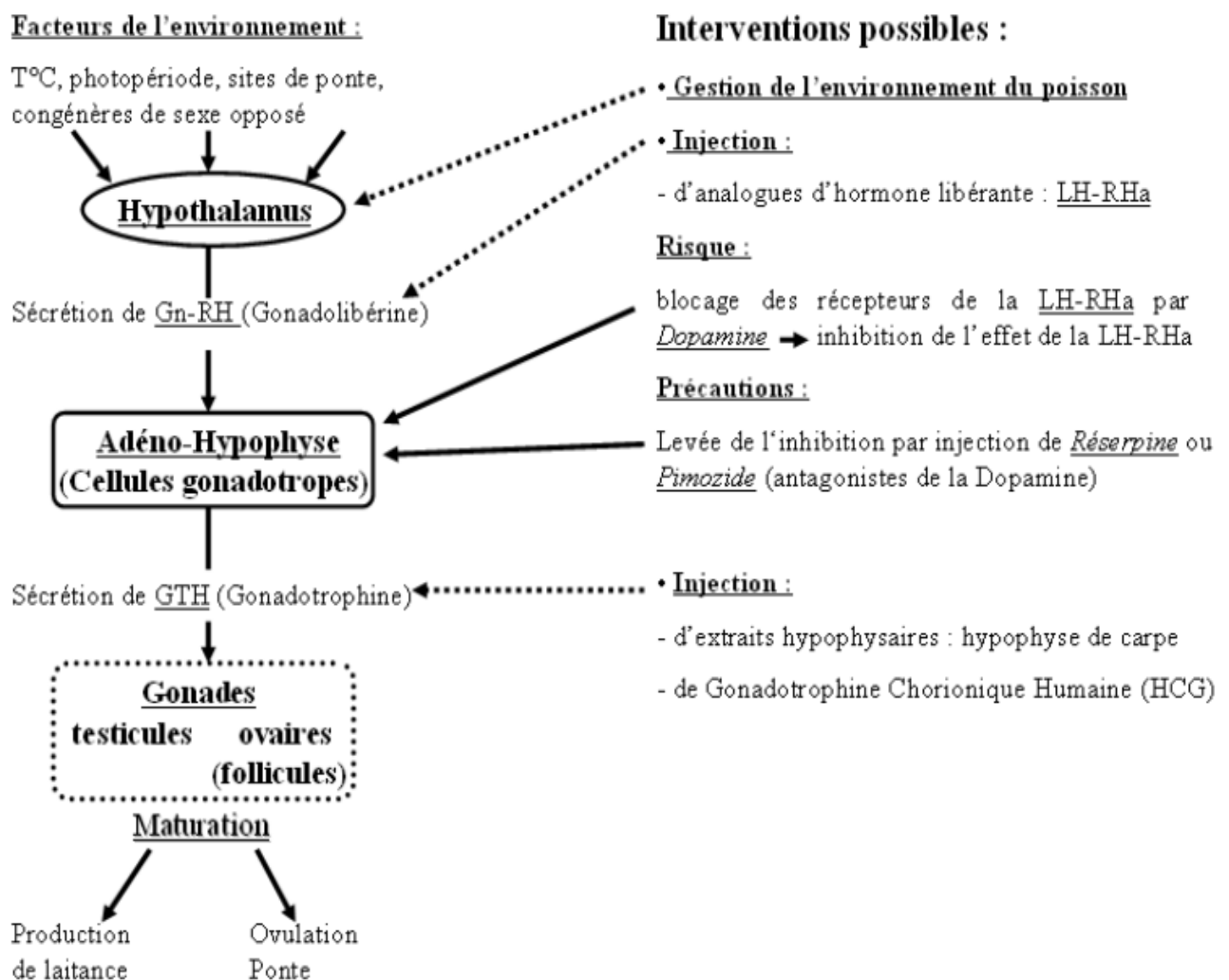


Fig5 : Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger, 2002)

3.2. Les hormones de la reproduction

➤ Gonadolibérines GnRH et dopamine DA d'origine Hypothalamique

L'hypothalamus élabore des neurohormones, les gonadolibérines ou "Gonadotropin releasing Hormones" **GnRH** qui stimulent la sécrétion des gonadotrophines **GTH I-II (Bruslé et Quignard, 2004)**.

L'hypothalamus sécrète également un facteur dopaminergique inhibiteur ou "Gonadotropin Releasing Inhibitory Facteur" **GRIF** qui lui est opposé (Petre *in* **Bruslé et Quignard, 2004**).

La dopamine **DA** hypothalamique exerce une action inhibitrice sur la libération des **GTH (Bruslé et Quignard, 2004)**.

Dans le poisson chat africain deux formes différentes de GnRH ont été identifiées : GnRH-I et GnRH-II. (Bogerd *al. in* **Dubois et al., 2001**).

➤ Gonadotrophines GTH d'origine hypophysaire

Chez le poisson chat *Clarias gariepinus*, l'hypophyse sécrète une seule gonadotrophine **GTH (Joy et al. in Bruslé et Quignard, 2004)**.

Cette glycoprotéique contrôle la gamétogenèse, la maturation des gamètes, l'ovulation et la spermatogenèse. Elle intervient par l'intermédiaire d'une stimulation de la sécrétion des stéroïdes sexuels (**Bruslé et Quignard, 2004**).

➤ Stéroïdes sexuels d'origine gonadique

Les stéroïdes sexuels interviennent sur les diverses phases de la maturation gonadique et de la ponte.

Les *stéroïdes* sexuels exercent un effet inhibiteur par un "*feedback*" négatif sur la sécrétion de **GTH** au cours du cycle sexuel annuel (Joy et al. *in* **Bruslé et Quignard, 2004**).

Parmi les *stéroïdes* sexuel on trouve : chez les mâles des *androgènes* tels que la *méthyltestostérone* **MT** et la *11-kétotestostérone* **KT** produites par les cellules interstitielles ou de Leydig du testicule (Billard et al. *in* **Bruslé et Quignard, 2004**) et chez les femelles des *oestrogènes* tels que le *17 β -oestradiol* **E2** et les progestogènes (17,20 β -p et 17,20 β , 21-p) produites respectivement par des cellules thécales et par les cellules folliculeuses de l'ovaire (Breton et Billard *in* **Bruslé et Quignard, 2004**).

➤ Prostaglandines PG

Les prostaglandines **PG** qui sont présentes dans la gonade, dans le liquide séminal et dans le liquide ovarien, contrôlèrent la stéroïdogenèse et l'ovulation, stimuleraient le comportement sexuel des femelles, elles agiraient aussi en qualité de «messagers endogènes» synchronisant la maturation ovarienne et le comportement de pont (**Bruslé et Quignard, 2004**).

3.3. Le rôle des facteurs externes dans la reproduction

Chez les poissons téléostéens comme chez les autres vertébrés, la reproduction est un phénomène cyclique contrôlé à la fois par le rythme physiologique interne et par les variations saisonnières de l'environnement. Chez la plus part des animaux, cette périodicité a une signification adaptative. La reproduction précède, plus ou moins selon les caractéristiques spécifiques du développement, une période où les facteurs du milieu (en particulier la

disponibilité alimentaire) sont les plus favorables à la survie des jeunes et donc à la pérennité de l'espèce (**Kara, 1993**).

Parmi les facteurs externes impliqués dans le cycle sexuel citons l'alimentation, la température, la photopériode, la remontée des eaux, la qualité physicochimique de l'eau, l'environnement aquatique, etc.

3.3.1. L'alimentation

Une nourriture abondante doit être distribuée pour que des femelles matures de *C.gariepinus* soient obtenues toute l'année (Pham et raugel *in* **Léveque et al.1988**).

Les besoin métaboliques sont couverts par l'alimentation qui est le premier facteur de régulation de la gamétogenèse. La reproduction consomme de l'énergie que l'animal obtient de sa nourriture et la maturation ne s'effectue donc pas chez les poissons amaigris ne disposant pas de réserves mobilisables suffisantes (**Brnabé, 1991**).

3.3.2. La température

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

A côté de ces effets indirects, la température a un effet direct, la gamétogenèse ne s'effectue chez une espèce donnée que dans une gamme déterminée de température (**Barnabé, 1991**).

La gamétogenèse a lieu chez certaines espèces en température décroissante, chez d'autres en température croissantes. Souvent, ce sont ces dernières phases (reprise de la maturation ovocytaire et ovulation) qui sont déclenchées par une variation de température jouant le rôle de stimulus externe relayé par le système neuro-endocrinien (sécrétion hormonal commandant les phénomènes au niveau de la gonade) (**Barnabé, 1991**).

La température contribue à moduler l'activité gonadotrope du complexe hypothalamo-hypophysaire en stimulant la synthèse hypophysaire de GTH (Gillet et al. ; Breton et al. *in* **Breton et al., 1980**).

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

En écloserie, la ponte peut être provoquée tout au long de l'année chez *C.gariepinus* lorsque la température est maintenue constante à 25°C ; une température plus élevée (30°C) conduit cependant à une augmentation de la proportion d'ovocytes atrétiques dans l'ovaire ainsi qu'à la régression des testicules (Richter et al. *in* **Leveque et al., 1988**).

3.3.3. La photopériode

La photopériode joue un rôle très important dans la gamétogenèse. Lorsque la gamétogenèse s'effectue en photopériode artificielle contractée permet d'obtenir l'ovulation de façon précoce, ce qui démontre bien l'importance de ce facteur, véritable «Horloge naturelle obligatoirement subie». 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**).

Parallèlement à l'effet de la photopériode, la reconnaissance visuelle d'un substrat donné (zone de frayère) est capable de déclencher l'ovulation (**Barnabé, 1991**).

3.3.4. La remontée des eaux

Le stimulus final déclenchant la ponte paraît pouvoir être associé à une remontée des eaux ou à la présence de zones inondées (**Leveque et al., 1988**).

Le délai mesuré entre une forte pluie ou crue et la ponte dans le milieu naturel (8 à 36h) est similaire à celui observé lorsque la ponte est provoquée par traitement hormonal (8 à 32h), (Van Der Waal ; Bruton *in* **Leveque et al., 1988**).

3.3.5. La qualité physicochimique de l'eau

L'importance de ce facteur a été mise en évidence pour des espèces vivant en zone tropicale et équatoriales, où la photopériode et la température sont relativement stables. La ponte peut être déclenchée par l'apport des eaux de la mousson, qui entraîne des modifications importantes de la composition physicochimique des étangs (Von Ihering et Wright ; Lak *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 p.p.m. étaient susceptibles de supprimer les rythmes de sécrétion journaliers de GTH.

3.3.6. L'environnement aquatique

Certains stimuli visuels ou olfactifs issus de l'environnement peuvent être indispensables au déclenchement du comportement sexuel comme la présence de végétation aquatique (Stacey et al. *in* **Breton et al. 1980**).

Chapitre II : Matériel et méthodes

1. Présentation du site de travail

L'annexe du CNRDPA de Ouargla se situe à 800 km au sud de la capitale dans la commune de Hassi Ben Abdallah à 30 km du chef-lieu de la wilaya d'Ouargla. Cette annexe récemment créée dans le but de la réalisation de l'objectif que s'est fixé le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques qui consiste à l'intégration de l'aquaculture à l'agriculture ainsi qu' à la valorisation et la préservation des espèces autochtones.



Fig6 : façade de station CNRDPA de Ouargla

Elle est composée de 3 compartiments :

- Un bloc administratif.
- Une écloserie.
- Un laboratoire.
- **L'écloserie** : C'est sur ce site que nous avons passé la majeure partie de notre stage. L'écloserie fonctionne en système ouvert ou fermé et est équipée de 12 raceways (fig7) et de 4 bouteilles de Zoug de 40 l chacune (fig8).



Fig7 : Raceway



Fig8 : Système d'incubation (bouteille de zoug)

- **Le laboratoire** : divisé en 2 compartiments
 - Une salle pour la culture algues, destinée à l'élevage de la spiruline (fig10)

- Un laboratoire standard. (fig9)



Fig9 : Laboratoire



Fig10 : Culture d'algue (spiruline)

2. Matériel

2.1. Matériel biologique

Ce sont trois géniteurs femelles et un géniteur mâle de *C. gariepinus* précédemment décrit qui ont servi à la phase expérimentale

Les pesés à l'aide d'une balance électronique de marque *KERN Type 440-49N* (4000g max, d=0,1g) (fig11). Sur le tableau VI sont reportés les poids de ces géniteurs.

Tableau VI : Poids des géniteurs

sexe	Géniteur	Poids (g)
femelles	F1	1063
	F2	1286
	F3	1162
mâles	M1	1260



Fig11 : Balance pour la peser



Fig12 : Observation du poids des sujets

2.1.1. Origine des géniteurs

Les géniteurs de *C. gariepinus* ont été pêchés par une équipe du CNRDPA dans la vallée d'Ihrir (fig8) (coordonnées géographiques: 25.95°N 08.75°E) wilaya d'Illizi entre le 28 avril et le 14 mai 2011. Ce site est inclus dans le parc National du Tassili. (fig13)

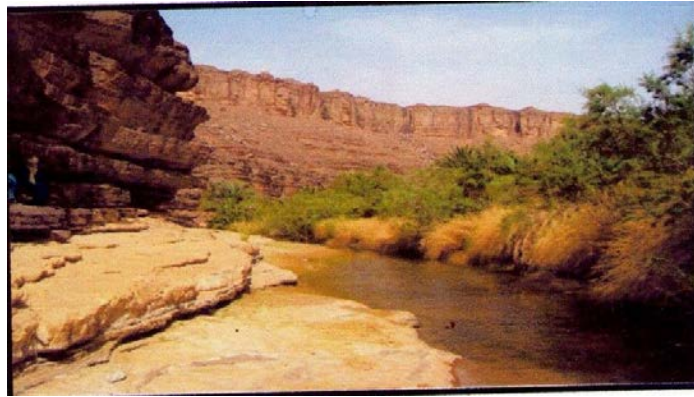


Fig13 : Oued Azarif (Vallée d'Ihrir) (Photo Belhasnat *et al.*, 2009)

2.1.2. Distinction des sexes

Les mâles et les femelles de *C.gariepinus* sont aisément identifiables, 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) (fig14).

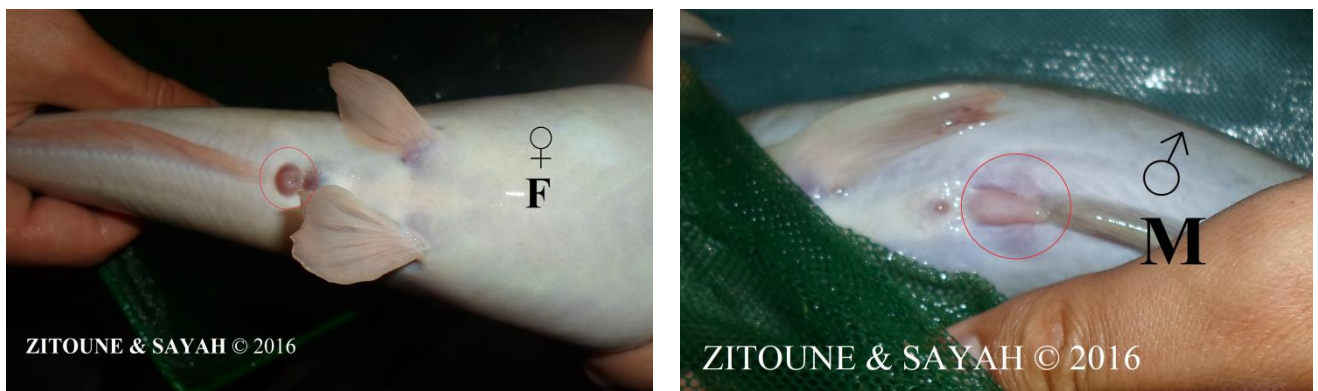


Fig14 : Dimorphisme sexuel chez *C. gariepinus* ; M : mâle, F : femelle

2.1.3. Stockage des géniteurs Les géniteurs mâles et femelles du poisson chat ont été stockés séparément ; dans deux bassins de stockage de même dimension (4,40 m longueur x 0, 80 m largeur x 1 m profondeur) : se trouvant dans l'écloserie. Chaque bassin est équipé par un diffuseur d'oxygène, un robinet d'eau et un trop-plein en PVC (fig15) et (fig16).



Fig15 : Diffuseur d'oxygène

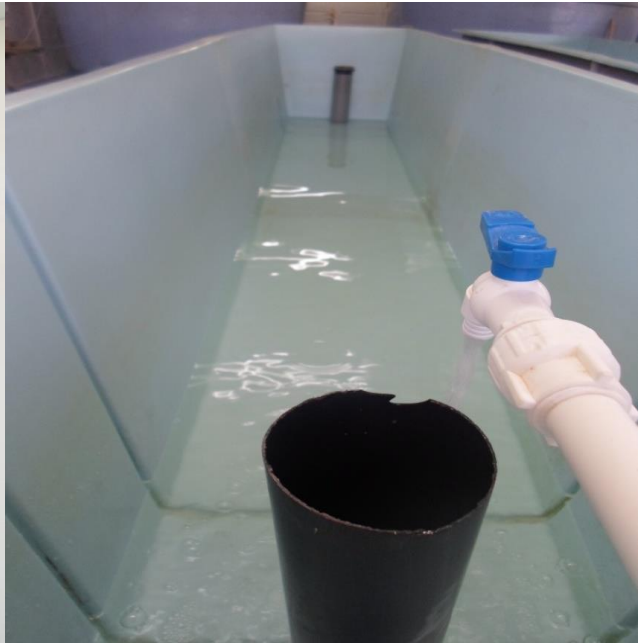


Fig16 : Bassin de stockage des géniteurs

2.1.4. Alimentation des géniteurs

Les géniteurs ont été nourris avec des granulés, distribués manuellement. L'aliment utilisé est un aliment complet extrudé destiné au grossissement des poissons.

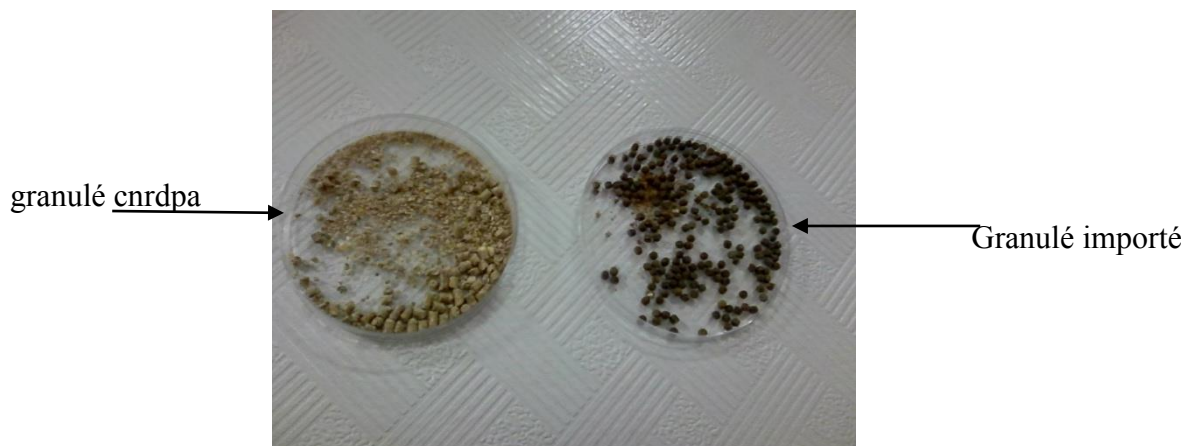


Fig17 : Alimentation granulée

2.2. Matériel expérimental

Le matériel utilisé dans le protocole expérimental indiqué au suivant

- **Pêche**
 - Filet de rabattage
 - Une grande époussette et une petite autre
- **Stockage des géniteurs**
 - Bassins de stockage du géniteur (Raceway) (4,40 m x0, 80 m x1 m) en laine de verre

- **Préparation des bacs de stabulation**
 - Trois bacs (4,40 m x 0,80 m x 1 m)
 - Trois thermostats avec réglage de température
 - Pompe d'aération
 - Formole désinfectant dilué
 - Petite serpillière

- **Induction des femelles**
 - Une table de travail
 - Anesthésiant (Eugénol)
 - Bassine de 50l
 - Trois seringues jetables de 5ml max
 - *HCG* (Hormone Chorionique Gonadotrope)
 - Sérum physiologique
 - Papier absorbant
 - Deux serpillières
 - Thermomètre

- **Prélèvement des testicules**
 - Matériel de dissection : ciseaux ; grande pince
 - Papier absorbant
 - Bécher de 500ml

- **Prélèvement des ovules**
 - Une bassine
 - Gant
 - Une serpillière humide

- **Fécondation et mise en incubation**
 - Un bac cylindrique (0,8 m³)
 - Une bouteille de Zoug de 40l
 - Petite cuillère
 - Pompe d'aération
 - Deux thermostats
 - Cadre grillagé en bois (12,5 x 12cm) à maille de 1mm

- **Élevage larvaire**
 - Tuyau plastique souple de diamètre 0.5 cm de diamètre
 - Un thermomètre
 - Pompe d'aération

3. Protocole expérimental

3.1. stabulation des géniteurs

Nous avons utilisé trois bacs pour la stabulation des géniteurs femelles de mêmes dimensions (4,40 m x0, 80 m x1 m) et chacun des bacs contient un thermostat et une pompe d'aération immergée (fig18).

Afin d'éviter tout risque d'infection, les bacs sont soigneusement nettoyés et désinfecter avec un formole (fig19) avant l'installation des géniteurs à l'intérieur.



Fig19 : Le formole utilisé



Fig18 : Bac de stabulation (Raceway)
TR : Trop-plein

Après la préparation des bacs, nous avons pêché à l'aide d'une épuisette trois géniteurs femelles à partir d'un bassin de stockage (fig20).



Fig20 : Epuisette

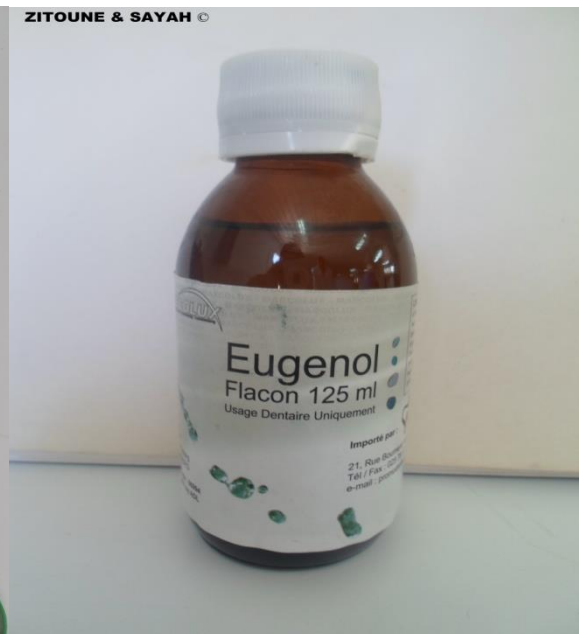


Fig21 : Anesthésiant (Eugénol)

Les géniteurs pêchés sont placés directement dans une bassine d'anesthésie, l'anesthésiant utilisé est le Eugénol à une concentration de 1 ml dans 20 l d'eau les poissons sont complètement anesthésiés au bout de quelques minutes (fig21)

Le pesage des géniteurs a été effectué à l'aide d'une balance électronique de marque *KERN Type 440-49N* (4000g max, d=0,1g). Ensuite, chaque femelle a été placée individuellement dans un bac de stabulation.

3.2. induction des femelles

Chez *C. gariepinus*, qui se reproduit en milieu naturel pendant la saison des pluies ou au moment de la remontée des eaux, les pontes en captivité peuvent être provoquées par stimulation de la crue, en plaçant des géniteurs sexuellement matures dans un étang nouvellement rempli après une période d'assèchement. Toutefois, à l'éclosion, les larves, de petite taille, sont soumises dans l'étang à une intense prédation par les batraciens et les insectes aquatiques et au cannibalisme. De ce fait, le nombre d'alevins produits par cette méthode est généralement très faible.

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

Trois géniteurs de femelles contenues dans le bassin de stockage, avaient subi des injections hormonales toute en prenant en considération un critère de sélection qui est le poids corporel, car plus la masse corporelle de l'individu est importante plus la quantité d'ovules récoltée est meilleure.

Les étapes suivies pour l'induction de la ponte

✿ Calcul des doses de la solution à injecter :

Nous avons utilisé l'*HCG* sous forme commercialisée, de 5000 UI/ml (UI : Unité Internationale) (fig22) et injecté trois doses d'*HCG* (Tab.VII) aux trois femelles à une dose de 4 U.I/g de poids corporel pour induire les femelles de *C.gariepinus*.



Fig22 : L'hormone d'HCG

Par la suite un calcul de la dose totale d'hormone à administrer en fonction du poids de chaque femelle est établi selon le tableau suivant :

Tableau VII : Calcul de la dose totale d'HCG en fonction du poids de chaque femelle

Géniteur femelles	Poids (g)	Dose d'HCG (UI/g)	Dose totale d'HCG (UI)
Femelle 1	1063	4	4252
Femelle 2	1286	4	5144
Femelle 3	1162	4	4648

✿ Programmation de l'induction et du stripping

Nous avons programmé l'injection de la première femelle à 22h 36 min suivi des deux autres femelles toutes les 15 min.

✿ Anesthésie des poissons

Les poissons sont mis dans une bassine de 30l, la dose est 1.5 ml d'Eugénol, ils sont anesthésiés au bout de quelques minutes (fig23).



Fig23 : Un poisson chat anesthésié

✿ Injection de l'HCG

Lors de la phase d'anesthésie de la femelle, nous avons préparé la solution d'hormone en mettant le volume voulu de sérum physiologique dans la seringue. Nous avons versé alors ce volume dans la première ampoule contenant la poudre d'hormone, puis nous avons prélevé et reversé cette solution dans la deuxième ampoule et ainsi de suite jusqu'à ce que toute l'hormone nécessaire soit complètement dissoute (fig24)



Fig24 : Préparation d'hormone d'HCG

A 22h36, la première femelle est posée à plat ventre sur la table, la serpillière humide sur les yeux et la tête maintenue (**Gilles et al. 2001**).

Une seule injection dans la musculature dorsale, entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale a été réalisée chez ces femelles. La seringue est introduite en penché, sous un angle d'environ 30° (Janssen, 1985) (fig25).



Fig25 : Induction de la femelle

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

Chaque femelle injectée est remise dans son bac et ne sera plus dérangée jusqu'à la collecte des ovules. On prend soin de noter sur un bloc note le suivi l'heure effective de chaque injection ce qui nous permettra de calculer le temps de latence.

✿ **Calcul du temps de latence**

Pour induire la ponte, il faut injecter la femelle une quantité précise d'*HCG*, puis attendre la maturation des ovocytes durant un certain délai ; c'est le temps de latence (**Gilles et al., 2001**).

Le temps de latence ou le temps de maturation des ovocytes est fonction de la température moyenne à laquelle les femelles sont soumises (**Gilles et al., 2001**). En effet, le temps de latence est d'autant plus élevé que la température est basse.

Nous avons noté la température après l'injection dans les raceways individuels de stockage de nos géniteurs à l'aide d'un Multi-paramètre (fig26) pour calculer la température moyenne.

$$\text{Température moyenne} = (\text{la température du soir} + \text{du matin})/2$$



Fig26 : Un Multi-paramètre

A partir de la température moyenne durant la nuit précédant l'induction, nous avons déduit les différents temps de latence pour chaque femelle en se basant sur les données de deux auteurs (**Janssen, 1985** et **Adebayo et al., 2004**).

A titre comparatif, le temps de latence adopté dans notre protocole expérimental a été comparé à d'autres résultats tirés de la bibliographie, en effet **Hecht et al., (1996)**, ont expérimenté des femelles de *C.gariepinus* qui ont des œufs convenablement développés peuvent être strippées à 12 heures après avoir reçu une seule dose d'hormone à une température de 28°C et 20 heures à une température de 22°C.

Legendre et al. 1991 ont fixé le temps de latence à 12 h, à une température de 29-30°C.

Janssen 1985 quant à lui rapporte que le temps de latence se situe entre 11,5 h à 12h, à une température de 26°C.

3.3. Prélèvement des testicules et du sperme

3.3.1. Prélèvement des testicules

Nous avons procédé selon le mode opératoire décrit par **Gilles et al. 2001**. La phase délicate de cette opération est de disséquer le mâle et de recueillir les testicules sans les perforer accidentellement, ce qui aurait pour conséquence une perte de sperme dans la cavité générale du poisson.

Mais le risque majeur est que, s'il y a pénétration d'eau douce dans les testicules, les spermatozoïdes seraient activés et s'épuisent très rapidement (en une minute environ) ; ils seraient alors immobiles au moment de la fécondation et aucun ovule ne serait fécondé.

Pour des raisons éthiques et pratiques, il est nécessaire que le mâle soit bien mort avant de la disséquer.

Nous avons sacrifié le mâle à l'aide d'un couteau (fig27). Ensuite, 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.



Fig27 : Sacrifice du mâle

Nous avons alors pratiqué une incision au niveau du ventre du poisson à l'aide d'un ciseau en partant de l'anus jusqu'aux nageoires pectorales. Nous avons glissé un doigt sous la peau que l'on a incisé pour ne pas entailler les organes internes.

Nous avons cherché alors à repérer les testicules et les vésicules séminales de façon à reconnaître précisément les organes à prélever (fig28).

La papille génitale est saisie avec une pince et légèrement tirée vers le haut. Une incision aux ciseaux est alors effectuée à l'arrière de la papille génitale. Cette incision est ensuite agrandie vers l'avant de chaque côté du papille pour couper les tissus conjonctifs qui la relient à l'animal. La papille génitale est encore saisie avec une pince. Ceci permet de soulever la masse des organes génitaux pendant que l'on coup avec le ciseau les tissus conjonctifs qui relient au poisson. Nous avons procédé ainsi jusqu'à détacher complètement l'ensemble constitué par les testicules et les vésicules séminales.



Fig28 : Incision des testicules

Nous avons séché et nettoyé les organes génitaux avec du papier absorbant. Nous avons ensuite éliminé le sang des vaisseaux sanguins présents à la surface des testicules. Les testicules sont alors individualisés et séparés des vésicules. Chaque testicule est déposé sur du papier absorbant propre et sec.

3.3.2. Prélèvement du sperme

Chaque testicule (fig29) est maintenu au-dessus d'un béccher que l'on aura préalablement séché pour éviter que les spermatozoïdes ne soient activés au contact de l'eau. 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 librement dans le béccher à travers d'un tamis fine.



Fig29 : Les deux testicules

A l'aide de la grande pince, nous avons aidé le sperme à s'écouler en pressant très légèrement le testicule tout en effectuant un mouvement de haut en bas. (fig30) et (fig31)



Fig30 : Écoulement du sperme



Fig31 : Pochette de kit d'incision

3.4. Prélèvement des ovules le «Stripping»

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

Remarque : avant chaque manipulation de prélèvement des ovules, chaque femelle est anesthésiée à l'Eugénol® à une concentration de 1ml/20l d'eau.

Cette opération nécessite l'intervention de deux personnes (fig32) :

- Le premier maintient la tête de la femelle avec la main droite. La tête couverte d'une serpillière imbibée d'eau tout en pratiquant avec la main gauche un massage abdominal orienté de la tête du poisson vers la papille génitale.
- Le second tient la queue et positionne la cuvette (bien sèche) recevant la ponte.



Fig32 : Le Stripping



Fig33 : Les œufs récoltés

Dans un premier temps, on presse légèrement le ventre de la femelle juste à l'avant de l'anus pour évacuer l'urine et les excréments avant nettoyer et de sécher la papille génitale et son pourtour avec du papier absorbant.

Nous avons commencé alors le massage (fig32), qui a été doux, surtout dans la partie antérieure du poisson, car il y a risque d'éclatement du foie et de l'ovaire.

A la fin de l'opération, la femelle rejoint ensuite son bac individuel et le résultat du Stripping est noté dans le cahier de suivi.

3.5. Fécondation

La fécondation est faite artificiellement selon la méthode sèche décrite par **Janssen, 1985**. Consistant à mélanger d'abord 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**). Nous avons adopté la démarche suivante pour aboutir à la fécondation des ovules strippés comme suit :

- On verse une quantité suffisante de sperme sur les ovules.(fig34)
- On agite doucement le bol qui contient le sperme et les ovules pendant deux minutes pour bien mélanger le sperme avec les ovules tout en continuant à agiter le bol.

- On ajoute un volume d'eau douce nécessaire pour activer les spermatozoïdes et donc provoquer la fécondation des ovules (fig35) On prolonge l'agitation pendant 1 minute, temps au bout duquel les spermatozoïdes ne sont plus actifs.
- Ensuite, on rince les œufs avec de l'eau propre pour éliminer le sperme en remplissant puis en vidant le bol.
- Dès l'opération de fécondation terminée, on emmène immédiatement les œufs fécondés à l'incubation dans le bac d'élevage larvaire tout en continuant à les agiter. Puis, on répand rapidement ces œufs de façon aussi uniforme que possible, dans l'incubateur.



Fig34 : Verse de sperme sur les ovules

Fig35 : L'ajoute d'eau douce et l'agitation

3.6. Mise en incubation des œufs

L'incubation des œufs fécondés est réalisée sur un cadre en bois grillagé en toile moustiquaire (12,5 cm x 12cm à maille de 1 mm), flotté dans le bac d'incubation remplis d'eau de forage et équipé de deux thermostats, et d'un couvercle pour assurer l'obscurité (fig37). Grâce à ce dispositif d'incubation, les œufs sont mieux oxygénés et l'incubation et l'éclosion se dérouleront dans de meilleures conditions.

Rukera Tabaro et al. 2005 ont incubé des œufs fécondés de *C.gariepinus* sur un cadre flottant en bois avec toile moustiquaire en plastique (35 x 20 cm à maille de 1 mm).

L'incubation a été effectuée du 20 mai 2016 à 08h15 jusqu'au 21 mai 2016 à 06 h de matin à une température moyenne de 27,5°C .l'incubation été roule 16 heure.

Selon **Legendre et al. 1991**. L'optimum thermique qui conduit aux pourcentages d'éclosion les plus élevés, se situe entre 25 et 29°C.

D'après **Hecht et al. 1996**, dans l'Afrique du sud, tous les éclosiers commerciaux du poisson chat travaillent à 28°C auquel éclosent après 16-18 heures.



Fig36 : Mise en incubation des œufs



Fig37 : Cadre grillagé flottant en bois

Gbulubo 1998 signale qu'il est recommandé que la ponte du poisson chat africain soit incubée dans une eau de salinité <5 ‰ pour assurer une production économique significative ; au-dessus de cette gamme des pertes énormes seront subies par la mortalité des œufs.

Nous avons réparti les œufs uniformément sur la surface de l'incubateur.

Tableau VIII : Mesures de température d'incubation

Heur	°C Incubateur	°C Bac
09 : 00	26,7	27
10 : 00	26,7	26,9
11 : 00	26,6	26,9
12 : 00	27,4	27
14 :00	27,4	27
15 : 00	27,6	27,3
16 : 00	27,6	27,4
17 : 00	28,1	27,6
18 : 00	27,9	27,7
19 : 00	28	27,7
20 : 00	28,1	27,4
21 : 00	28,2	27,7
22 : 00	28,2	27,8
23 : 00	28	27,7
00 : 00	27,5	27,6
05 : 00	26,3	26,8

Température moyenne

27,51

27,34

3.7. Éclosion (Jo)

Après 20 heures de mise en incubation les œufs de *C. gariepinus* ont été éclos sur des paramètres semi idéal à une température de 27,4 °C (Tableau VIII) et le taux d'éclosion a été estime égale :

$$= \frac{\text{Nombre des larves vivants} \times 100}{\text{Nombre d'oeufsmis en incubation}}$$

Selon cette formule et les résultats de **LOKMANE et MEGARTSI (2012)** été de 98%.

3.8. Élevage larvaire

L'élevage larvaire a été effectué dans deux aquariums en verres 40 l de volume une température moyenne de 27,5 °C.

3.8.1. Résorption vitelline (J₁)

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

Nous avons placé des diffuseurs dans le système fermé que constitue le raceway. Les bacs doivent être protégés d'une lumière intense (couvert très ombragé) afin de maintenir les alevins du poisson-chat dans la pénombre et de limiter ainsi leur stress car d'après (**Ducarme et Micha, 2003**), les larves de *Clarias gariepinus* sont photophobes.

3.8.2. Première alimentation (J₂)

D'après **Ducarme et Micha 2003** ont commencé à nourrir les larves de *C.gariepinus* au deuxième jour après l'éclosion et ont signalé qu'à ce stade, les larves de *Clarias gariepinus*

préfèrent nettement la nourriture vivante. Ils ont assuré au départ une alimentation des larves de poisson chat africain essentiellement au moyen de nauplii d'*Artemia*.



Fig38 : *Artémia*



Fig39 : Décapsulation d'*artémia*

3.8.3. Alimentation et premiers nettoyages (J₃ et J₄)

À partir du 3ème jour, nous avons nettoyé les bacs contenant les larves par siphonage des restes d'aliment et des excréments en utilisant un tuyau de 3 cm de diamètre. Cette étape sera répétée tous les 3 à 4 jours accompagnée d'un renouvellement d'eau.

Remarque : Durant chaque manipulation de siphonage ou autre, on place un couvercle sur les bacs des larves pour garder l'obscurité car les larves de *C.gariepinus* sont photophobes.

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Stockage des géniteurs

Le comportement des géniteurs Mâles préfèrent des endroits obscurs, tandis que les femelles manifestent un dynamisme curieux et ambiant lors de la prise des paramètres de la qualité de l'eau, et leur préférence envers les courants lors de la vidange des raceways et leur remplissage. Selon **Rukera Tabaro et al. 2005**, des mâles et des femelles de *Clarias gariepinus* en nombre égal, de poids moyen de plus ou moins 1 kg sont stockés dans un même bassin à une densité de 2 ou 3 individus /m² .voir fig40 et fig41



Fig40 : bassin à une densité élevée



Fig41 : bassin à une moins densité

2. Alimentation des géniteurs

Au cours de l'alimentation des géniteurs, il a été remarqué que l'aliment distribué rend turbide l'eau d'élevage fig42 et fig43 en dégageant une odeur nauséabonde. Après deux jours d'alimentation, l'aliment est mal assimilé par les géniteurs puisque les restes jonchent le fond des raceways sachant que la ration alimentaire a été calculée selon les exigences des poissons. À titre comparatif, **Rukera Tabaro (2005)** a nourri les géniteurs régulièrement avec des granulés deux fois par jour au taux journalier de 3 % de la biomasse.



Fig42 : étang trop turbide



Fig43 : étang moins turbide

3. Conditionnement des géniteurs

Le matériel de pêche utilisé (filet de rabattage, grande épuisette) a donné un bon résultat :

Les trois femelles sont récupérées rapidement sans aucune blessure avant de les mettre dans les bacs de conditionnement. Fig44 et fig45

Durant cette phase de conditionnement, les femelles nous ont semblé dans un état de stress, à tel point qu'une femelle ait sauté à l'extérieur du bac de stabulation, à la suite de quoi, elle a subi quelques blessures. Ceci pourrait vraisemblablement être expliqué par l'exiguïté du bac de stabulation par apport au bassin de stockage.



fig44 : récupération par petite épuisette



fig45 : récupération par grande épuisette

Conclusion

- Le calcul de la ration alimentaire exacte s'avère primordial pour éviter le gaspillage de l'aliment ainsi que la pollution du milieu d'élevage.
- La formulation de l'aliment doit être effectuée selon une composition idéale qui concorde avec les exigences des géniteurs et du milieu d'élevage.
- A fin d'éviter toute blessure des géniteurs lors d'un échappement vers l'extérieur qui conduirait à un stress des ces derniers donc à l'échec de l'induction, il est conseillé de bien couvrir les bacs de conditionnement lors d'une stabulation des géniteurs.

4. Prélèvement des testicules et du sperme

Nous avons pu repérer les testicules et les vésicules séminales après dissection du mâle sacrifié. Les testicules du mâle ont pesé 2 g, étaient de grande taille, ce qui nous a permis de récupérer une quantité estimée environ à 3 ml de sperme, quantité suffisante pour féconder les œufs de nos trois femelles. En effet, Hogendoorn (*in Janssen, 1985*) a estimé qu'un ml de laitance est suffisant pour féconder 50 kg d'œufs.

Remarque

Le sacrifice du mâle a permis d'obtenir une quantité importante de sperme en incisant les lobes des testicules.

5. Prélèvement des ovules

Pour notre expérience, le prélèvement des ovules s'est effectué à un temps de latence de 15 h ce temps a été comparé à d'autres résultats tirés de la bibliographie et montre que notre durée de latence a donné des résultats plus performants quant Résultats du stripping. Le calcul de temps de latence est basé sur 11 h 30 mn à 12 h à 26 °C (*Janseen, 1985*), par *Adebayo et al.2004*, 14 heures à 16 heures à 26 – 28°C,

Dans notre propre expérience les femelles qui ont reçu la dose d'*HCG* (4 UI/g), ont donné des ovules en quantité relativement importante lors du stripping alors que *Chebel et Khouas (2009)*, travaillant sur la même espèce avec trois femelles à différentes dose 2,6 ;2,7 ;3 UI/g n' a obtenu qu'une faible quantité d'ovules après le stripping, nous pensons que cette dose (4 UI/g) a permis de mieux accélérer la maturation ovocytaire de ces femelles, ce qui est confirmé par *Janssen 1985* qui estime qu'administrer l'hormone en excès vaut mieux que moins

Tableau IX : Le poids des ovules récoltés de chaque femelle

Géniteurs	Poids des géniteurs (g)	Poids net des ovules (g)
Femelle (F ₁)	1063	80
Femelle (F ₂)	1286	121
Femelle (F ₃)	1162	104

6. Contrôle de l'état de maturité des femelles

Les œufs observés sous loupe binoculaire avec un grossissement 10x2x2 avaient un diamètre moyen de 1,44 mm ce qui correspond aux critères de sélection de Gilles (2001) qui a choisi des femelles dont le diamètre de leurs ovules est compris entre 1,4 et 1,6 mm.

La sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de la taille des ovules et de leur diamètre, généralement entre 1,4 et 1,6 mm (Viveen et al., in Imorou toko, 2007) et selon Hogendoorn ; Richter et al., (in Legendre et al., 1996), le diamètre des ovules matures de *Clarias gariepinus* est de 1,2 à 1,5 mm. Cet état de maturation observé des ovules est probablement dû à l'action de l'hormone gonadotrophine (HCG) que nous avons injecté aux femelles.

Selon Kara (1993) et Schlumberger (2002), l'HCG est un déclencheur de la reprise de la maturation ovocytaire et de la ponte qui agit directement sur les gonades en passant par la circulation sanguine.

Cette bonne production d'ovules peut expliquer aussi par la longue durée de conditionnement (15) en comparaison avec celle Rukera Tabaro et al.2005 (11h).

Nous estimons que la durée de conditionnement n'a pas été suffisante pour la stabulation des femelles, ce qui a engendré un état de stress permanent chez nos sujets.

D'après Janssen 1985, un stress des géniteurs conduit à des perturbations et des actions brutales fréquentes, influençant le développement des gonades.

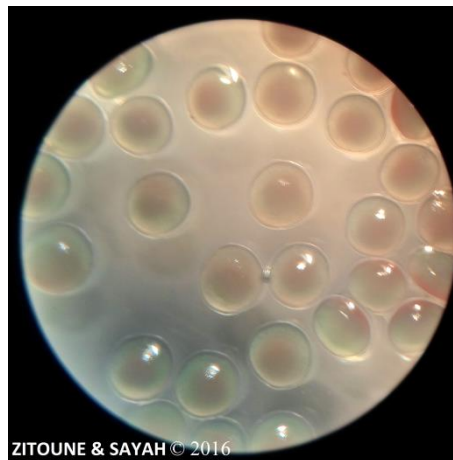


Fig46 : Amas d'ovule mature après la fécondation observé par la loupe binoculaire

Conclusion

- Au terme de cette expérience, nous pouvons conclure que le temps de latence convenable pour stripper les femelles se situe entre onze et quinze heures.
- Avant d'entamer toute induction de la ponte, il faudra alimenter convenablement les géniteurs.
- L'induction de la ponte à l'aide de l'hormone gonadotrophine chorionique humaine (HCG) a été réalisée avec succès.
- Une dose d'HCG de (4 UI/g) est suffisante pour accélérer la maturation ovocytaire même si la femelle n'est prête à pondre.

7. Développement embryonnaire

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

Fig47 : œufs fécondés Fig48 : stade deux cellules Fig49 : stade quater cellules Fig50 : stade morula Fig51 : gastrulation Fig52 : larve éclore

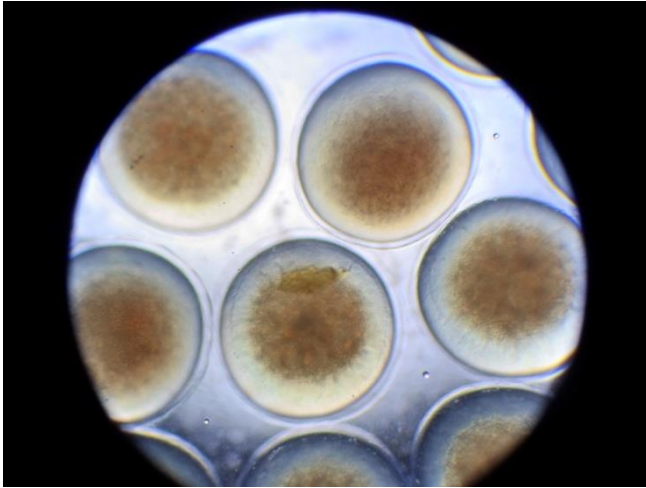


Fig47 : Œufs fécondé

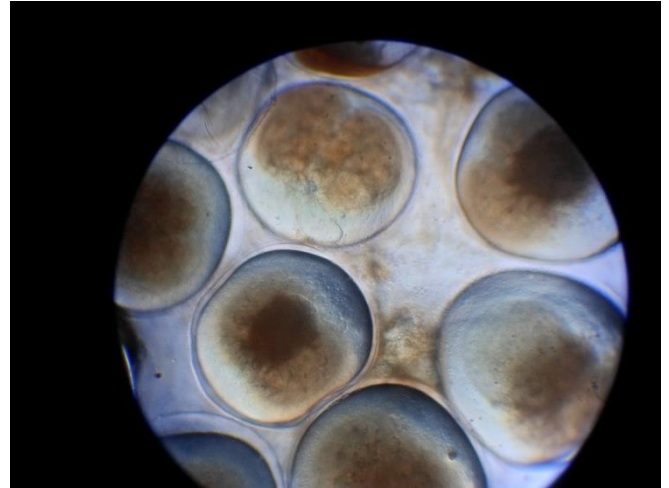


Fig48 : Stade deux cellules

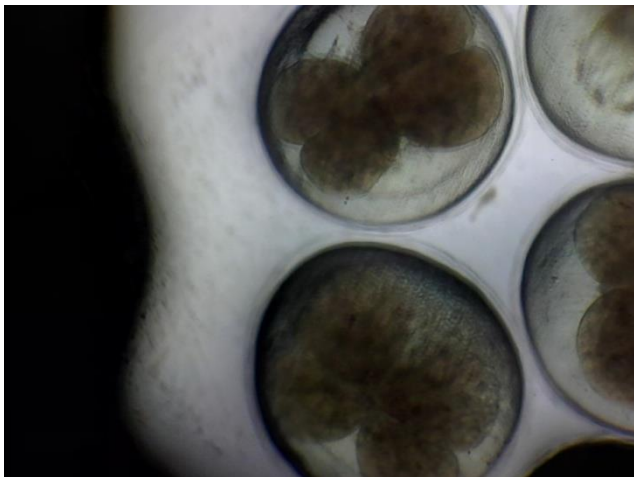


Fig49 : Stade quatre cellules

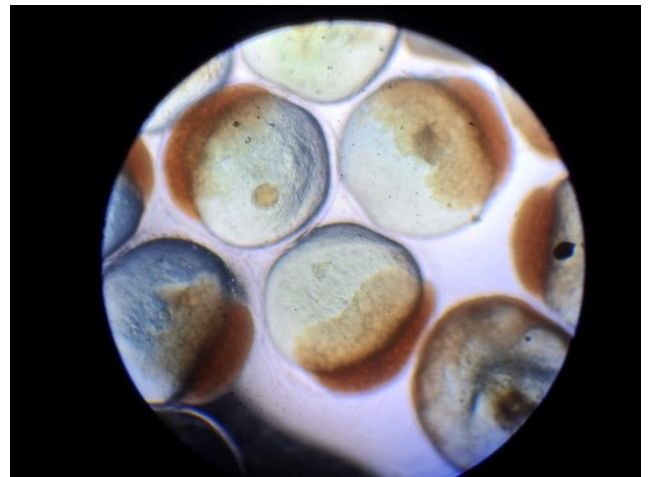


Fig50 : Stade morula

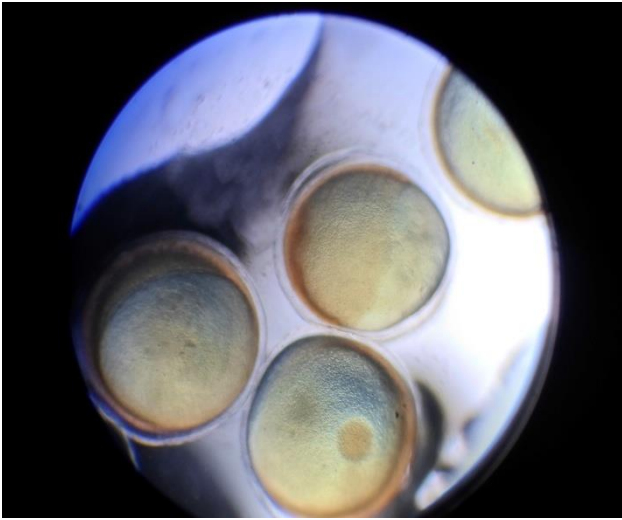


Fig51 : Gastrulation

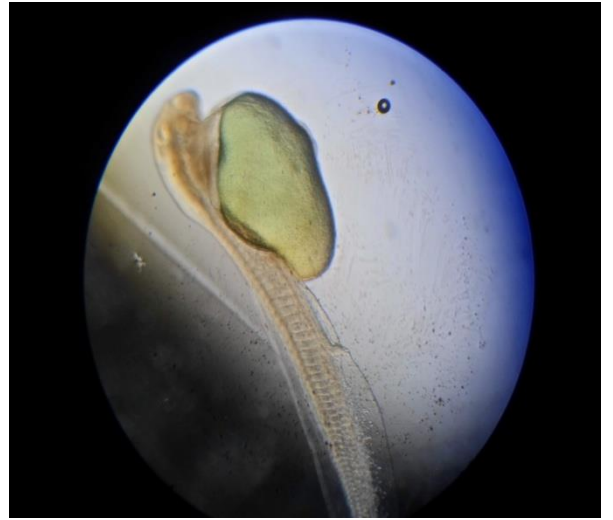


Fig52 : Larve éclos

Conclusion générale et perspectives

L'étude menée au niveau de la station expérimentale, du centre national de recherche et de développement pour la pêche et l'Aquaculture (Cnrdpa) de Ouargla, et à travers la mise en place d'un protocole expérimentale, concernant la reproduction artificielle du poisson chat (*Clarias gariepinus*) ; Qui est appréciée par sa qualité de la chair, ses faibles exigences en alimentation et sa grande tolérance aux fortes densités d'élevage ainsi que sa résistance aux maladies. partant de ces atouts nous avons procédé à des essais de reproduction artificielle de cette espèce autochtone par la méthode d'induction de la ponte à l'aide de l'hormone gonadotrophine chorionique humaine (HCG) sur des géniteurs de *C. gariepinus* provenant d'un milieu naturel d'Oued Azarif, vallée Ihrir Wilaya d'Illizi.

Cette étude a permis de mettre au point une méthodologie basée sur des expérimentations antérieures en y apportant de légères modifications concernant la dose hormonale et le système d'incubation. En effet le temps de latence convenable pour stripper les femelles se situe entre onze et quinze heures. Avant d'entamer toute induction de la ponte, il est recommandé d'apporter une alimentation convenable aux géniteurs. L'induction de la ponte à l'aide de l'hormone gonadotrophine chorionique humaine (HCG) a été réalisée avec succès, et Une dose d'HCG de (4 UI/g) est suffisante pour accélérer la maturation ovocytaire même si la femelle n'est prête à pondre. Le sacrifice du sujet mâle a donné une quantité appréciable de spermatozoïdes, dans le liquide séminal qui ont été conservé dans le l'eau physiologique pendant quatre heure. L'incubation des œufs a été réalisée dans de bonnes conditions thermiques et d'oxygénation de l'eau. Ces résultats encourageants nous ont permis de prendre connaissances d'une technique de reproduction artificielle, maitrisable, appliquée à une espèce d'intérêt aquacole bien prouvé, et localisée strictement dans la région Sud du pays. Ceci représente un atout majeur pour s'affranchir de lourdes importations d'alevins qui parfois génèrent des maladies transmissibles à nos élevages Aquacoles, et apporte un complément combien précieux pour le développement de l'aquaculture continentale en Algérie.

Références bibliographie

- Adebayo O.T., Fagbenro O.A., 2004.** Induced ovulation and spawning of pond African giant catfish, *Heterobranchus bidorsalis* by exogenous hormones. *Aquaculture*, **242**, p. 229-236.
- Adewolu M. A., Adeniji C. A., Adejobi A. B., 2008.** Feed utilization, growth and survival of *Clarias gariepinus* (Burchell 1822) fingerlings cultured under different photoperiods. *Aquaculture*, **283**, p. 64-67.
- Akinwol A.O., Faturoti E.O., 2007.** Biological performance of African Catfish (*Clarias gariepinus*) cultured in recirculating system in Ibadan. *Aquacultural Engineering*, **36**, p. 18-23.
- Almazán-Rueda p., Schrama J.W., Verreth J. A.J., 2004.** Behavioural responses under different feeding methods and light regimes of the African catfish (*Clarias gariepinus*) juveniles. *Aquaculture*, **231**, p. 347-359.
- Arrignon J., 2002.** L'aquaculture de A à Z. Ed. Lavoisier, Paris, 439 p.
- 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 biologique et écologique de l'aquaculture. Ed. Lavoisier, Paris, 520p.
- Barnabé G., Billard R., 1984.** L'aquaculture du Bar et des Sparidés. Ed. INRA, Paris, 542p.
- Belhasnat K., Bouali B., Hadjadji N., Mekkti I., 2009.** Le poisson chat *Clarias gariepinus* du Tassili : espèce potentielle pour la diversification et le développement de la pisciculture saharienne en Algérie. *Séminaire Maghrébin sur la pêche et l'aquaculture*, 28 et 29 Janvier 2009 Bou-Ismaïl (Algérie), 13p.
- Billard R., 2005.** Introduction à l'aquaculture. Ed. Lavoisier, Paris, 235p.
- Billard R., 1995.** Les carpes : biologie et élevage. Ed. INRA, Paris, 387p.
- 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, p.149-161.
- Bruslé J., Quignard J.-P., 2004.** Les poissons et leur environnement : Ecophysiologie et comportements adaptifs. Ed. Lavoisier, Paris, 1522p.
- De Graaf G., Janssen J., 1996.** Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish, *Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa. FAO Fisheries Technical paper 362, FAO, Rome, 100p.
- Dubois E.A., Slob S., Zandbergen M.A., peute J., Goos H.J.T., 2001.** Gonadal steroids and the maturation of the species-specific gonadotrophin-releasing hormone system in brain and pituitary of the male African catfish (*Clarias gariepinus*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part B*, **129**, p. 381-387.

- Ducarme C., Micha J.-C., 2003.** Technique de production intensive du poisson chat africain, *Clarias gariepinus*. *Tropicultura*, **21**, 4, p. 189-198.
- Ersoy B., Özeren A., 2009.** The effect of cooking methods on mineral and vitamin contents of African catfish. *Food Chemistry*, **115**, p. 419-422.
- FAO, 2008.** Situation de l'aquaculture mondiale 2006. Rome, 134p.
- Gbulubo A.J., Erondy E.S., 1998.** Salinity influence on the early stages of the African catfish. *Aquaculture International*, **6**, p. 369-379.
- Gilles S., Dugué R., Slembrouck J., 2001.** Manuel de production d'alevins du silure africain, *Heterobranchus longifilis*. Ed. maisonneuve et Larose, Paris, 128 p.
- Hecht T., Oellermann L., Verheust L., 1996.** Perspectives on clariid catfish culture in Africa. *Aquat. Living Resour.*, **9** (hors série), p. 197-206.
- Hemida F., 2005.** Les Sélaciens de la côte algérienne : Biosystématique des Requins et des Raies ; Ecologie, Reproduction et Exploitation de quelques population capturées. Thèse de doctorat, USTHB, 204 p.
- Hossain M.A.R., Beveridge M.C.M., Haylor G.S., 1998.** The effects of density, light and shelter on the growth and survival of African catfish (*Clarias gariepinus* Burchell, 1822) fingerlings. *Aquaculture*, **160**, p. 251-258.
- 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 de poisson chat *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 Centrafricain : 1. Reproduction artificielle. Bangui, FAO, FAO/GCP/CAF/007/NET, Document technique No. 20, 100 p.
- 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.
- Kara M. H., 1993a.** la maturation sexuelle et la ponte en pisciculture : Rôle des facteurs environnementaux et hormonaux. *Annales de l'institut océanographique*, Paris, p. 267-277.
- Kara M. H., 1993b.** l'hormones de la reproduction "Hors saison". *Aqua revue N° 46*, p. 14-16.
- Lacroix E., 2004.** Pisciculture en zone tropicale. Ed. GFA Terra Systems, Hamburg, 225 p.
- Le Berre M., 1989.** Faune du Sahara : Poisson, amphibiens, reptiles. Tome 1. Ed. Chabaud, France, 332 p.
- Legendre M., Teugels 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 Resour.*, **4**, p.227-240.

- Legendre M., Linhart O., Billard R., 1996.** Spawning and management of gametes, fertilized eggs and embryos in Siluroidei. *Aquat. Living Resour.*, **9** (Hors série), p. 59-80.
- Léveque C., Bruton M.N., Sentongo G. W., 1988.** Biologie et écologie des poissons d'eau douce Africains= Biology and ecology of freshwater fishes. Ed. ORSTOM, Paris, 508 p.
- Léveque C., Paugy D., 1999.** Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme. Ed. IRD, Paris, 902 p.
- Léveque C., Paugy D., Teugels G. G., 1990.** Faune des poissons d'eau douce et saumâtres d'Afrique de l'ouest. Ed. ORSTOM, Paris, 902 p.
- 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*, **250**, p.300-307.
- Meddour A., 2005.** Expérimentations sur la reproduction artificielle de *Sander lucioperca*, *Hypophthalmichthys molitrix* et *Aristichthys nobilis* en Algérie. *Sciences & Technologie C* –N°**23**, p. 63-71.
- Merchie G., Laves P., Verreth J., Ollevier F., Nelis H., De Leenheer A., Starch V., Sorgeloos P., 1997.** The effect of supplemental ascorbic acid in enriched live food for *Clarias gariepinus* larvae at startfeeding. *Aquaculture*, **151**, p.245-258.
- 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.
- Nguenga D., Breine J.J., Teugels G.G., Ollevier F., 1996.** Artificial propagation of the African catfish *Heterobranchus longifilis* (Siluroidei ; Clariidae) : Description sacrificing male of a simple technique to avoid broodfish for the obtention of milt. *Aquaculture*, **143**, p. 215-217.
- Proue O., 1974.** La mer : volume 8. Ed. Grange BATELIERE, Paris, 2560 p.
- Rukera Tabaro S., Micha J.-C Ducarme C., 2005.** Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, **23**, 4, p. 231-244.
- Saad A., Billard R., 1995.** Production et gestion des spermatozoïdes chez le poisson chat européen *Silurus glanis*. *Aquat. Living resour.*, **8**, p. 323-328.
- Schlumberger O., 2002.** Mémento de pisciculture d'étang. 4^{ème} édition, Ed. Cemagref, Montpellier, 238 p.

Références internet :

- Discoverlife, 2009:** <http://www.discoverlife.org/mp/20m?kind=Claris+gariepinus&btxt=FishBase&FishBase&burl>
- FAO, 2009:** <http://www.fao.org/fishery/species/2982>
- Fishbase, 2009:** <http://www.fishbase.org/Summary/SpeciesSummary.cfm?id=1934>

Résumé

L'objet de ce projet de fin d'études est de prendre connaissance, d'une technique de reproduction artificielle chez le poisson-chat (*Clarias gariepinus*), espèce autochtone localisée strictement dans la région Sud du pays. La méthode de l'induction de la ponte à l'aide de l'hormone gonadotrophine chorionique humaine (HCG) sur des géniteurs de *C. gariepinus* provenant d'un milieu naturel d'Oued Azarif, vallée Ihrir Wilaya d'Illizi a été appliquée avec succès. Le temps de latence convenable pour stripper les femelles se situe entre onze et quinze heures. Une dose d'HCG de (4 UI/g) est suffisante pour accélérer la maturation ovocytaire chez la femelle. Le sacrifice d'un sujet mâle a donné une quantité appréciable de spermatozoïdes, dans le liquide séminal qui ont été conservé dans le l'eau physiologique pendant quatre heures et L'incubation des œufs a été réalisée dans de bonnes conditions thermiques et d'oxygénation de l'eau, et les résultats de l'éclosion des œufs encouragent la production d'alevins à grande échelle pour diminuer de l'importation d'alevins préjudiciable pour l'économie du pays.

Mots clés : reproduction ; poisson-chat ; autochtone ; induction ; hormone ; ovocytaire ; latence ; spermatozoïdes ; incubation ; éclosion ; alevin ; importation.

Abstract

The purpose of this project graduation is to take knowledge of a technique of artificial reproduction in catfish (*Clarias gariepinus*), localized strictly native species in the southern region of the country. The method of induced spawning using the hormone human chorionic gonadotropin (HCG) on spawning of *C. gariepinus* from a natural environment Oued Azarif Valley Ihrir Wilaya Illizi was applied with success. Adequate latency to strip the females is between eleven and fifteen hours. A dose of HCG (4 IU / g) is sufficient to accelerate oocyte maturation in females. The sacrifice of a male subject has given a significant amount of sperm in the semen have been kept in the physiological water for four hours and Egg incubation was conducted in good thermal conditions and oxygenation water, and the results of hatching encourage the production of large-scale fry to decrease the import of fry detrimental to the economy.

ملخص

الغرض من هذا المشروع هو معرفة تقنية الاستنساخ الاصطناعي في سمك السلور (القرموط)، وهو نوع محلي يتواجد بدقة في المنطقة الجنوبية من البلاد. تم تطبيق طريقة وضع البيض التي يحفزها استخدام هرمون الغدد التناسلية المشيمية البشرية (HCG) على تفريخ *C. gariepinus* الآتي من بيئته الطبيعية واد Azarif ادي Ihrir ولاية إليزي بنجاح. 4 وحدة دولية من الهرمون كمون كافي لتجريد الإناث ما بين عشر وخمس عشرة ساعة. ونظرا لتضحية الذكور لاستخراج قدر كبير من الحيوانات المنوية في السائل المنوي ظلت في الماء الفسيولوجي لمدة أربع ساعات وحضانة البيض أجريت في ظروف حرارية جيدة وأوكسجين المياه، ونتائج الفقس تشجع لإنتاج الاصبعيات على نطاق واسع لخفض الواردات التي تضر بالاقتصاد.