

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهئية الساحل
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU
DIPLOME D'INGENIEUR EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : Aquaculture.

Sujet :

**Expérimentations sur la reproduction
artificielle du poisson-chat africain
Clarias gariepinus (Burchell, 1822)**

par

CHEBEL Fateh

et

KHOUAS Bilal

Soutenu le 07/07/2009 devant la commission de jury :

Dr SEFIANE O.	ENSSMAL	Président
Dr BOUAZIZ A.	Université d'Alger	Examineur
Dr BELHASNET K.	ENSSMAL	Examineur
Dr ZOUAKH D.E.	ENSSMAL	Promoteur
M. MEKKATI I.	Complexe "Pescado de la Duna"	Co-promoteur

-Promotion 2009-

المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du



MEMOIRE DE FIN D'ETUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU
DIPLOME D'INGENIEUR EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : Aquaculture.

Sujet :

**Expérimentations sur la reproduction
artificielle du poisson-chat africain
Clarias gariepinus (Burchell, 1822)**

par

CHEBEL Fateh

et

KHOUAS Bilal

Soutenu le 07/07/2009 devant la commission de jury :

Dr SEFIANE O.	ENSSMAL	Président
Dr BOUAZIZ A.	Université d'Alger	Examineur
Dr BELHASNET K.	ENSSMAL	Examineur
Dr ZOUAKH D.E.	ENSSMAL	Promoteur
M. MEKKATI I.	Complexe "Pescado de la Duna"	Co-promoteur

-Promotion 2009-



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 O. SEFIANE d'avoir accepté de présider le jury de cette soutenance, ainsi que Messieurs les examinateurs K. BELHASNAT et A. BOUAZIZ 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 D.E. ZOUAKH 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 I. MEKKATI pour nous avoir co-encadrés. Nous avons beaucoup bénéficié de son expérience en matière de gestion et d'élevage aquacoles, de fabrication d'aliments,...

Nous n'omettrons d'exprimer notre profonde gratitude à Monsieur M. MOULAY, Directeur du complexe aquacole « Pescado de la duna » pour nous avoir permis d'accomplir notre stage au sein de sa structure.

Nos remerciements, s'adressent aussi à l'ensemble des personnes de l'E.N.S.S.M.A.L, qui nous ont permis de réaliser cette étude dans les meilleures conditions de travail et dans une bonne ambiance.

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

Sommaire

Introduction	1
---------------------	----------

Chapitre I : Généralités

1. Présentation de l'espèce étudiée	3
1.1. Position systématique	3
1.2. Synonymie	3
1.3. Description morphologique	4
1.4. Reproduction	5
1.4.1. Reproduction naturelle	5
1.4.2. Reproduction en captivité	6
1.5. Régime alimentaire et besoins nutritionnels	8
1.6. Écologie	9
1.7. Production aquacole mondiale de <i>C. gariepinus</i>	10
1.8. Répartition géographique de <i>C. gariepinus</i>	10
1.9. Composition biochimique de la chair de <i>C. gariepinus</i>	11
2. Historique et état actuel de leur élevage	12
3. Physiologie de la reproduction chez les poissons	12
3.1. Déterminisme de la reproduction	12
3.2. Les hormones de la reproduction	14
3.3. Le rôle des facteurs externes dans la reproduction	15
3.3.1. L'alimentation	15
3.3.2. La température	16
3.3.3. La photopériode	16
3.3.4. La montée des eaux	17
3.3.5. Qualité physicochimique de l'eau	17
3.3.6. L'environnement aquatique	17

Chapitre II : Matériel et méthodes

1. Présentation du site de travail	18
2. Matériel	19
2.1. Matériel biologique	19
2.1.1. Origine des géniteurs	20
2.1.2. Distinction des sexes	21
2.1.3. Stockage des géniteurs	21
2.1.4. Alimentation des géniteurs	22
2.2. Matériel expérimental	23
3. Protocole expérimental	23
3.1. Marquage et conditionnement des géniteurs	23
3.2. Induction des femelles	25
3.3. Prélèvement et conservation du sperme	29
3.3.1. Prélèvement des testicules	29
3.3.2. Prélèvement du sperme	31
3.4. Prélèvement des ovules	32
3.5. Fécondation	33

3.6. Mise en incubation	33
3.7. Éclosion (J0)	34
3.8. Élevage larvaire	34
3.8.1. Résorption vitelline (J1)	36
3.8.2. Première alimentation (J2)	36
3.8.3. Alimentation et premiers nettoyages (J4 et J4)	36
3.8.4. Sevrage	38
3.9. Transport des alevins	38
3.10. Suivi de la croissance	38

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Stockage des géniteurs	40
2. Conditionnement des géniteurs	40
3. Prélèvement et conservation du sperme	41
4. Prélèvement des ovules	43
5. Fécondation et mise en incubation des œufs	46
6. Éclosion (J0)	47
7. Élevage larvaire	47
8. Sevrage	49
9. Transport des alevins	49
10. Suivi de la croissance	49

Conclusion	50
-------------------	-----------

Bibliographie	52
----------------------	-----------

Annexes	
----------------	--

Introduction

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

Parmi les nouvelles fermes aquacoles continentales installées au sud de notre pays, le complexe aquacole *Pescado de la duna* constitue l'une des fermes les plus opérationnelles à l'heure actuelle. Cette ferme a commencé récemment la production de tilapia, cependant il y est envisagé également l'élevage du poisson-chat africain *Clarias gariepinus*.

Cet objectif n'est pas encore atteint par manque d'alevins car ceux-ci devraient être importés pour répondre aux besoins de ce complexe, jusqu'à la maîtrise de la reproduction artificielle.

C'est dans cette perspective que nous avons entrepris de procéder 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 *Clarias gariepinus* récoltés d'un milieu naturel au sud de l'Algérie.

Cette étude qui est l'une des deux premières effectuées en Algérie, nous a permis de mettre au point une méthodologie basée sur des expérimentations antérieures en y apportant quelques réajustements.

La reproduction artificielle du poisson-chat africain présente une solution idéale pour éviter de lourdes et coûteuses opérations d'importations et les risques de transferts d'entités pathogènes tel qu'a été préconisé par **Meddour et al. (2005)**.

Notre travail est subdivisé en trois chapitres :

- ❑ Le premier est consacré à des généralités sur l'espèce *Clarias gariepinus*.
- ❑ Dans le second, on y trouve une description du site de travail *Pescado de la duna*, le matériel biologique utilisé ainsi que le protocole expérimental.
- ❑ Enfin, dans le dernier sont présentés les résultats obtenus lors de nos expérimentations sur la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* ainsi que leur discussion. Nous avons également émis quelques remarques relevées sur le comportement des alevins de cette espèce lors de leur élevage.

Une conclusion générale vient clôturer ce travail.

Chapitre I : Généralités

1. Présentation de l'espèce étudiée

L'espèce à laquelle nous nous attachons ici est le poisson chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

1.1. Position systématique

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

La systématique détaillée de cette espèce est décrite ci-dessous (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-Ordre : Ostariophysi

Ordre : Siluroidei

Famille : Clariidae

Genre : *Clarias*

Espèce : *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

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

Silurus (Heterobranchus) gariepinus Burchell, 1822.

Clarias lazera Valenciennes, 1840 (voir Teugels, 1982a).

Clarias orontis Günther, 1864 (voir Boulenger, 1901).

Clarias xenodon Günther, 1864 (voir Boulenger, 1901).

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 et 2) (leur principale fonction est la détection des proies) et une absence d'écaillés. 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 (**Lévêque et al., 1990**). Les mâles se reconnaissent à une longue papille anale conique (**Le Berre, 1989**).

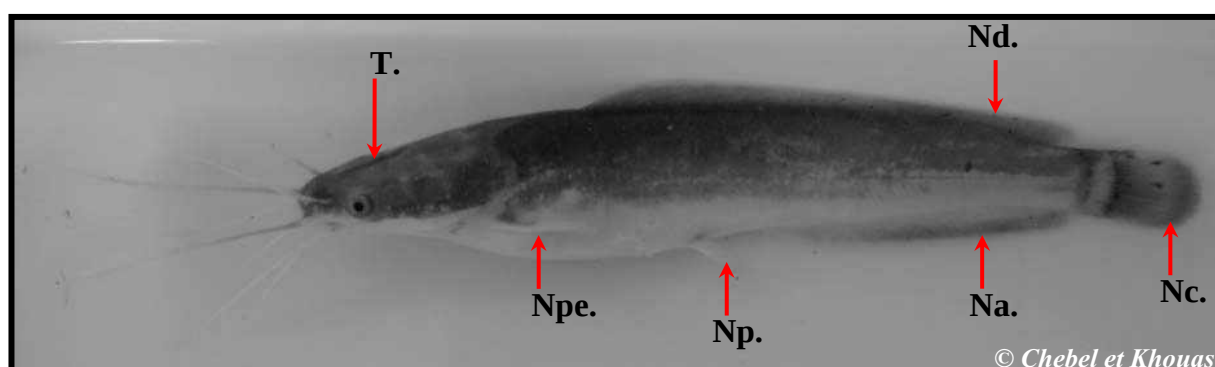


Figure 1 : Morphologie de *C. gariepinus*

T. : Tête aplatie dorsaux-ventralement ; **Npe.** : Nageoire pectorale ; **Np.** : Nageoire pelvienne ; **Na.** : Nageoire anale ; **Nc.** : Nageoire caudale ; **Nd.** : Nageoire dorsale.



Figure 2 : Quatre paires de barbillons

La bouche est large, permet au poisson-chat africain de prendre une grande variété de nourriture, depuis des organismes minuscules du zooplancton, jusqu'aux poissons. Il est capable d'aspirer le benthos du fond, 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 (**Lévêque et al., 1990**) et ce *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 noirâtres, 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 (**Lévêque et al., 1990**).

1.4. Reproduction

1.4.1. Reproduction naturelle

Les *Clarias gariepinus* deviennent matures au cours de leur première année d'existence, à un poids approximatif de 200g et à une longueur totale de 240 à 280 mm 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* **Lévêque 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 montée des eaux et l'inondation des zones marginales (**Lacroix, 2004**). Donc 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 (**Micha, 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 grands 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 de 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. 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**).

- **Reproduction sans traitement hormonal**

La reproduction des poissons-chats peut être obtenue 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**). En étang, Viveen *et al.* (*in* **Imorou Toko, 2007**) observent chez les *Clariidae*, notamment *Clarias gariepinus*, 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 finale 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 (Human Chorionic Gonadotrophin : 2,5 UI/g de femelle), LH (Luteining Hormon : 0,5 ml/kg de femelle), DOCA (Desoxycorticostéroïd Acetate : 2,5 - 5 mg /100 g 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. gariepinus*. 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 poissons-chats, de tilapia ou de grenouille lui est pourtant préférée (Nwadukwe ; Nwadukwe *et al.* ; De Graaf 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 Toko, 2007**), peut se faire en circuit fermé ou non aussi bien en bassin que dans des écloséries modernes ou localement adaptées.

1.5. Régime alimentaire et besoins nutritionnels

C. gariepinus 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 les *Tilapia* constituent 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 certains 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. gariepinus*. 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. gariepinus* et de *Heterobranchus longifilis* notamment en protéines (36 à 42 %), en lipides (4 à 20 %) ou en énergie brute (11 à 18 kJ/g). Concernant les autres besoins (en vitamines, minéraux, acides aminées indispensables, etc.) ils sont généralement signalés comme étant proches de ceux du 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. gariepinus* en élevage. Les résultats les plus spectaculaires ont abouti 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.* ; Hossain *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. gariepinus* (selon Hogendoorn et al. in Imorou Toko, 2007)

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	7,4	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. Écologie

C. gariepinus une espèce benthopélagique, la profondeur dans laquelle elle vit varie de 0 - 80 m, leur pH optimal pour la croissance se situe entre 6.5 et 8 (**Fishbase, 2009**) et survie normalement dans des températures de 18 à 45°C (**Babiker, 1984**). Habite les eaux calmes des lacs, 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*

La figure 3 représente la production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus*, selon les statistiques de la FAO (2009).

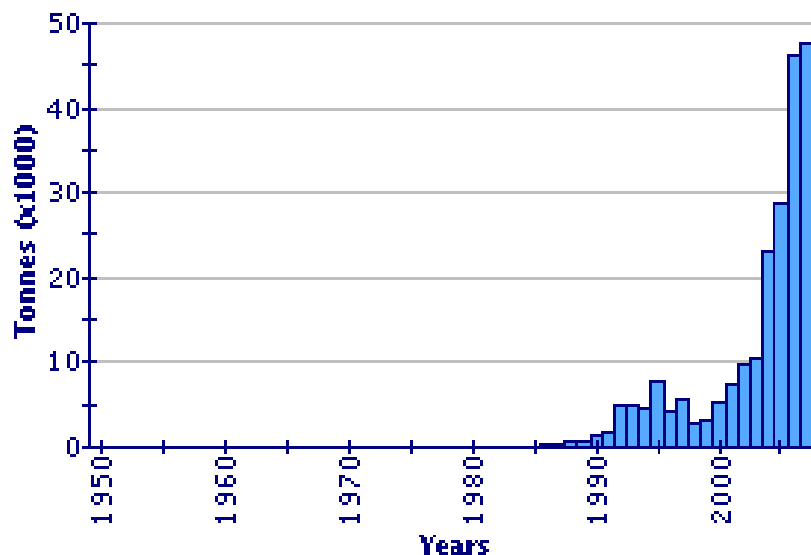


Figure 3 : Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* (FAO, 2009)

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

1.8. Répartition géographique de *Clarias gariepinus*

Clarias gariepinus, qui est considéré comme l'une des plus importantes espèces de poisson-chats 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 (Israël, la Syrie et le sud de la Turquie) (De Graaf et Janssen, 1996) (fig. 4).

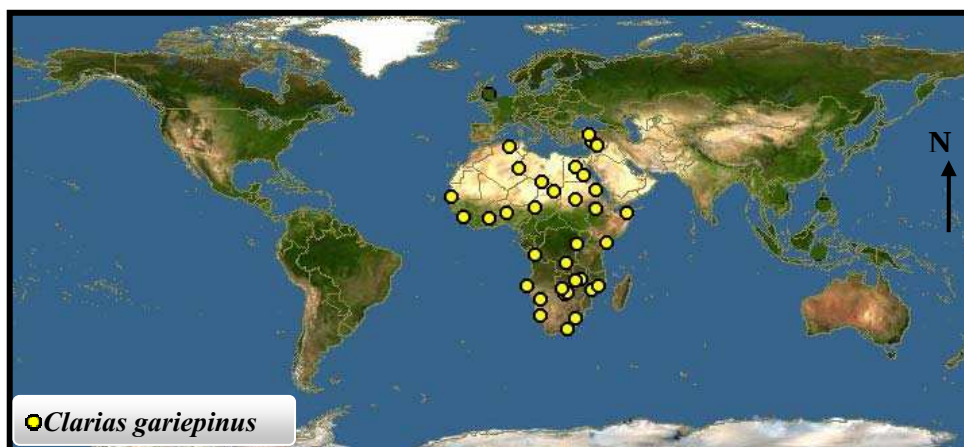


Figure 4 : Répartition géographique de *Clarias gariepinus* (Discoverlife, 2009)

Algérie : Zibans (Tolga) ; Oued Righ (Merdjadja, Temacine, Sidi Bou Hania) ; Ajjer (Iherir, Tadjeradjeri, oued Tikhammalt) (fig. 5) (**Le Berre, 1989**).

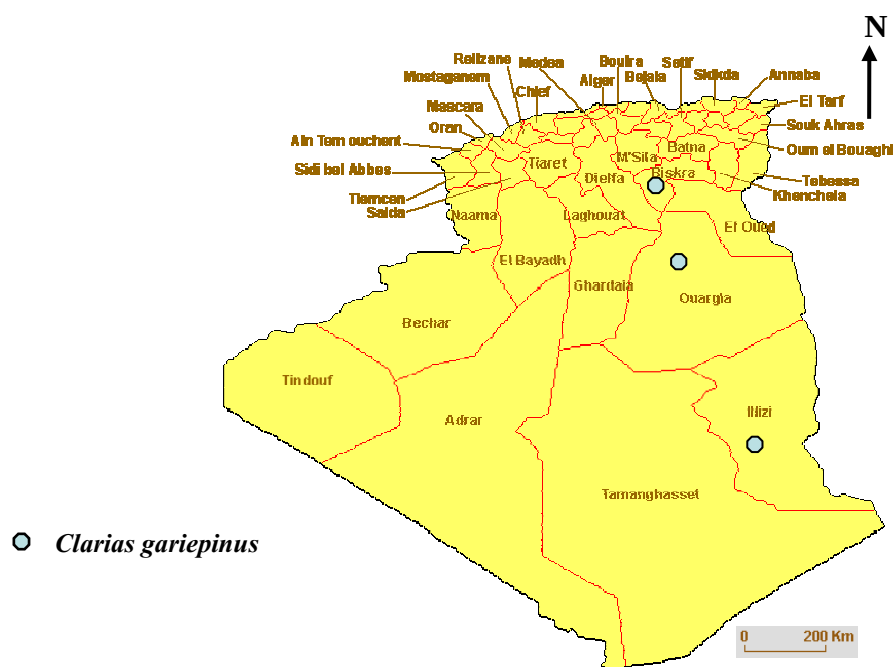


Figure 5 : Répartition géographique de *Clarias gariepinus* en Algérie (Le Berre, 1989)

1.9. Composition biochimique de la chaire 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 ± 0.66 %), en vitamines, en minéraux avec un taux très faible en lipides (5.02 ± 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 cru	16.2 ± 0.66	76.8 ± 0.87	5.02 ± 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 ± 0.35	1817 ± 132.4	12.0 ± 0.43	40.1 ± 0.08	3.48 ± 0.16	184 ± 18.5	0.29 ± 0.04	2.15 ± 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 ± 0.05	0.34 ± 0.01	0.07 ± 0.01	0.03 ± 0.01	1.13 ± 0.00	0.08 ± 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. gariepinus*)... 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) (fig. 6).

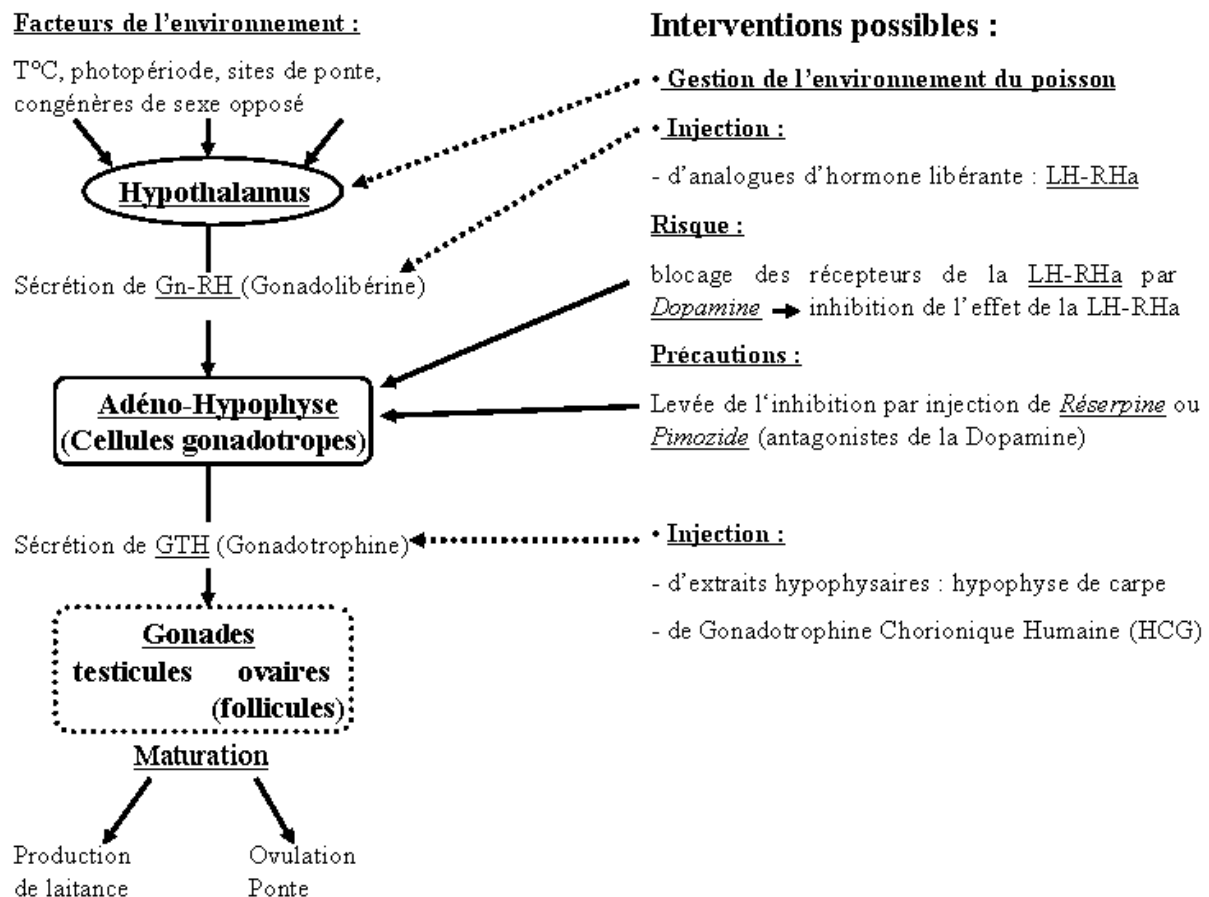


Figure 6 : Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger, 2002)

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 Factor*" ***GRIF*** qui lui est opposé (Peter *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 identifiés : *GnRH-I* et *GnRH-II*. (Bogerd et 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 spermiation. 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 sexuels* 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 les 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 stéroïdogénèse 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 ponte (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 plupart 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, 1993a).

Parmi les facteurs externes impliqués dans le cycle sexuel citons l'alimentation, la température, la photopériode, la montée 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. gariépinus* soient obtenues toute l'année (Pham et Raugel *in* Lévêque et al. 1988).

Les besoins métaboliques sont couverts par l'alimentation qui est le premier facteur de régulation de la gamétogénèse. 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).

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 permettant 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 croissante. 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 hormonale 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 Lévêque et al., 1988**)

En éclosion, 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 Lévêque 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 décroissante une 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 montée des eaux

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

En pisciculture, la simulation 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**).

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

Le complexe aquacole *Pescado de la Duna* est situé à 800 km au sud d'Alger, exactement dans la commune de Hassi Ben Abdallah wilaya d'Ouargla. Ce complexe est composé de quatre unités principales :

1. Unité de grossissement
 2. Unité de fabrication d'aliments
 3. Unité de transformation de poisson
 4. Écloserie
- **Système de grossissement** : Constitué de 30 bassins de 450 m³ chacun répartis en trois lots, chaque lot contient 10 bassins et chaque bassin renferme une chambre d'oxygénation. L'eau du premier lot passe au second par gravitation ensuite vers le troisième et de ce dernier vers le système d'épuration qui est composé respectivement :
 - d'un bassin de décantation de 1920 m³ ;
 - de deux filtres mécaniques de 80 µm de maille chacun ;
 - d'un bassin biologique ;
 - d'une chambre de régulation de pH ;
 - d'un bassin de mise en charge.
 - **Unité de fabrication d'aliments** : Contenant :
 - un broyeur à marteau ;
 - un mélangeur horizontal ;
 - une extrudeuse ;
 - un refroidisseur;
 - un système d'ensachage.
 - **Unité de transformation de poissons** : Composée :
 - de vestiaires pour femmes et pour hommes ;
 - d'une salle de traitement ;
 - d'une salle de conditionnement ;
 - d'une salle de conservation.

- **Écloserie :** Lieu de réalisation de nos expérimentations. Il s'agit d'un hangar réalisé en panneaux sandwichs isothermes (fig. 7). D'une capacité de production de 3 millions d'alevins/an, elle fonctionne en système ouvert ou fermé. Elle est composée de :
 - 24 bassins de 16m³ chacun utilisés selon le besoin;
 - 2 grands bassins de 200 m² pour le stockage des géniteurs l'un pour les mâles et l'autre pour les femelles ;
 - 6 bouteilles d'incubation de 60 litres chacune.



Figure 7 : Vue externe de l'écloserie

2. Matériel

2.1. Matériel biologique

Pour les besoins de nos expérimentations, nous avons utilisé trois géniteurs femelles et un géniteur mâle de *Clarias gariepinus* précédemment décrit dans le chapitre I.

Le long de ces expériences, des pesés à l'aide d'une balance électronique de marque KERN ® Type 572 (6500g max, d = 0.1g) (fig. 8) et des mensurations par un ichtyomètre (fig. 9) ont été réalisées sur ces géniteurs. Sur le tableau VI sont reportés les tailles et les poids de ces géniteurs.

Tableau VI : Poids et tailles des géniteurs

Sexe	Géniteur	Poids (g)	Taille (cm)
Femelle	1	1133.5	52
	2	847.1	48
	3	930.4	50
Mâle	1	1800	63



Figure 8 : Balance de précision



Figure 9 : Mesure d'un individu mâture à l'aide d'un ichthyomètre

2.1.1. Origine des géniteurs

Les géniteurs de *C. gariepinus* ont été pêchés par **Belhasnat et al., (2009)** dans l'Oued Azarif (fig. 10) dans la vallée d'Ihrir, wilaya d'Illizi (coordonnées géographiques: 25° 27' 04" N - 08° 25' 09" E). Ce site est inclus dans le Parc National de Tassili.



Figure 10 : 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) (fig. 11).

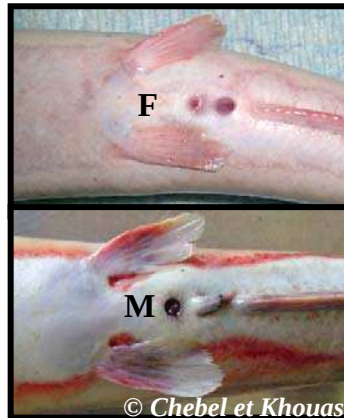


Figure 11 : Distinction des sexes
F : Femelle ; M : Mâle.

2.1.3. Stockage des géniteurs

Les géniteurs mâles et femelles du poisson chat africain ont été stockés séparément; dans deux bassins de stockage de mêmes dimensions (longueur x largeur x profondeur) : 8 m x 2 m x 1m, se trouvant dans l'écloserie. Chaque bassin est équipé d'un diffuseur d'oxygène, d'un robinet d'eau et d'un trop-plein en PVC (fig. 12).

Au cours de cette expérience, nous avons utilisé lors du stockage des géniteurs l'eau de forage en circuit ouvert. Leurs principaux paramètres physico-chimiques figurent dans l'annexe 1.

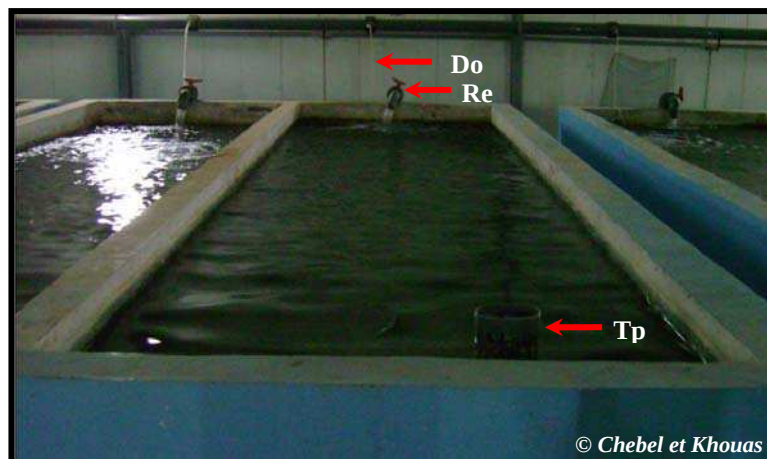


Figure 12 : Bassin de stockage des géniteurs

Do : Diffuseur d'oxygène ; Re : Robinet d'eau ; Tp : Trop-plein.

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 prégrossissement du tilapia baptisé "*Aliment Mekkti*" (fig. 13), son taux protéique est de 40 % et son apport énergétique est de 391 kCal/kg d'aliment. Sa composition est la suivante:

- Farine de poisson
- Tourteau de soja
- Maïs
- Son de blé
- Huile de soja
- Complexe vitamine minéral
- Méthionine
- Phosphate de calcium



Figure 13 : Aliment distribué aux géniteurs

Rukera Tabaro et al. (2005) ont nourri leurs géniteurs avec des granulés Veronesi (à 48% de protéines), distribués manuellement. Tandis que **Belhasnat et al. (2009)** ont nourri leurs géniteurs avec des granulés d'un taux protéique de 40 % et d'un apport énergétique de 4000 kCal/kg d'aliment (*Aliment ONAB amélioré*).

2.2. Matériel expérimental

Le matériel utilisé dans le protocole expérimental figure sur l'annexe 2.

3. Protocole expérimental

3.1. Conditionnement et marquage des géniteurs

Nous avons utilisé trois bacs pour la stabulation des géniteurs femelles de mêmes dimensions (1,20 m x 1 m x 0.8 m) et chacun des bacs contient un thermostat et une pompe d'aération immergée (fig. 14). Afin d'éviter tout risque d'infection, les bacs sont soigneusement nettoyés avant l'installation des géniteurs à l'intérieur.

Après préparation des bacs, nous avons pêché à l'aide d'un filet trois géniteurs femelles à partir d'un bassin de stockage, en rabattant les géniteurs dans un coin puis en les ramassant à l'épuisette (fig. 15).

Les géniteurs pêchés sont placés directement dans un bain d'anesthésie, l'anesthésiant utilisé est le phénoxyéthanol à une concentration variant entre 0.1 et 0.5 ml/l d'eau (**Billard, 1995 et Nguenga, 1996**). À la concentration de 0.36 ml/l, les poissons sont complètement anesthésiés au bout de quelques minutes (fig. 16).

Nous avons marqué deux femelles à l'aide de deux fils de différentes couleurs attachés au niveau de la nageoire dorsale (fig. 17) ; la troisième a été laissée sans marquage. Le pesage des géniteurs a été effectué à l'aide d'une balance électronique de marque *KERN*® Type 572 (6500g max, d = 0.1g). Ensuite, chaque femelle a été placée individuellement dans un bac de stabulation (muni d'un couvercle pour que la femelle ne saute pas) pendant 3 heures. Le marquage et le poids de chaque individu sont consignés sur le cahier de suivi.

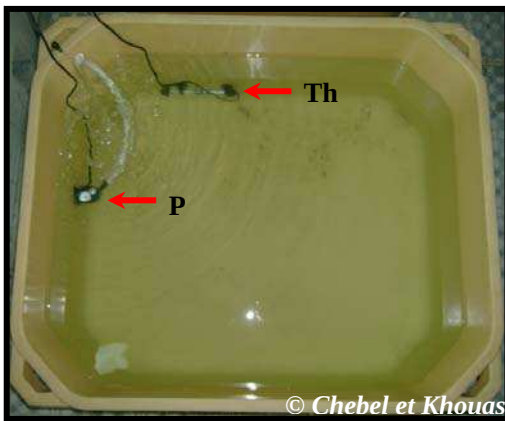


Figure 14 : Bac de stabulation
P : Pompe d'aération immergée ;
Th : Thermostat



Figure 15 : Matériel de pêche des géniteurs
F. : Filet ; **É.** : Épuisette



Figure 16 : Un géniteur anesthésié
Phé : Phénoxyéthanol.



Figure 17 : Marquage des géniteurs

3.2. Induction des femelles

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

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

Etant donné que nous ne disposons que de trois géniteurs femelles dans le bassin de stockage, nous les avons injecté sans prendre en considération les critères de sélection.

Les étapes suivies pour l'induction de la ponte sont :

- **Calcul des doses de la solution à injecter** : nous avons utilisé l'*HCG* sous ses deux formes commercialisées, la 1500 U.I./ml et la 5000 U.I./ml (U.I.: Unité Internationale) (fig. 18).



Figure 18 : L'hormone utilisée

Nous avons injecté trois doses croissantes d'*HCG* (tab. III) aux trois femelles en commençant par une dose légèrement supérieure à celle recommandée par Janssen, (1985) qui est de 2.5 U.I./g de poids corporel. Ce même auteur signale qu'il est préférable d'administrer l'hormone en excès qu'en moins.

Legendre et al. (1991) ont utilisé l'*HCG* à une dose de 4 U.I./g de poids corporel pour induire des femelles de *C. gariepinus*.

Quant à nous, nous avons calculé la dose totale d'hormone à administrer en fonction du poids de chaque femelle selon le tableau suivant :

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

Géniteurs femelles	Poids (g)	Dose d'HCG (UI/g)	Dose totale d'HCG (UI/ml)
Femelle marquée avec le fil bleu	1133.5	2,6	3000
Femelle marquée avec le fil blanc	847.1	3	2500
Femelle non marquée	930.4	2,7	2500

- **Programmation de l'induction et du stripping** : Nous avons programmé l'injection de la première femelle à 22 h 45 suivie des deux autres toutes les 10 mn de façon à réaliser le stripping et la fécondation le lendemain.
- **Anesthésie des poissons** : Les poissons sont mis dans le même bain utilisé lors du marquage des géniteurs, ils sont anesthésiés au bout de quelques minutes.
- **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 (fig. 19).



Figure 19 : Préparation de l'HCG

À 22 h 45, 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 diagonale, sous un angle d'environ 30 ° (Janssen, 1985) (fig. 20).

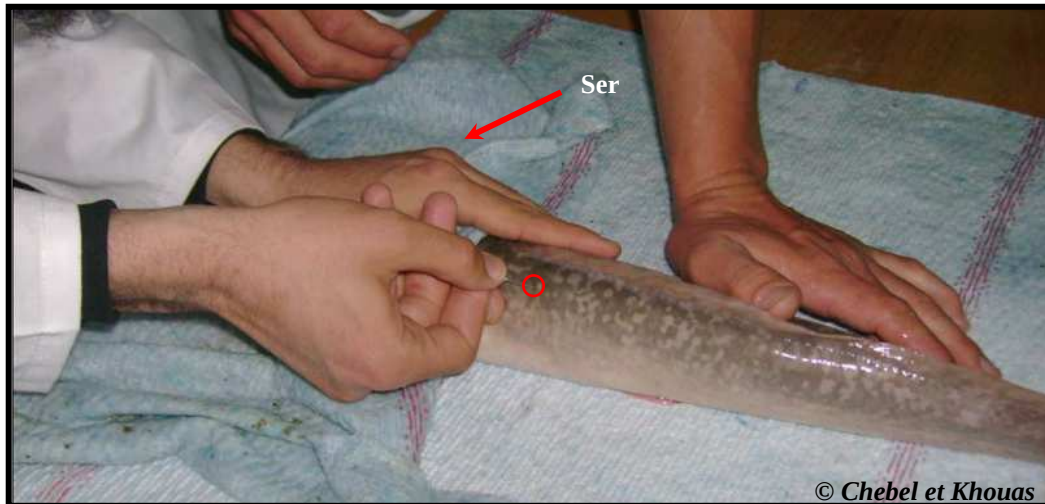


Figure 20 : Lieu d'injection

Le cercle rouge délimite le lieu d'injection ; Ser : Serpillière humide.

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) (fig. 21).



Figure 21 : Massage du point d'injection

Chaque femelle injectée est remise dans son bac (marqué) et ne sera plus dérangée jusqu'à la collecte des ovules. On prend soin de noter sur le cahier de 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 à 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 le soir après l'injection et le matin dans les bacs individuels de conditionnement des géniteurs à l'aide d'un thermomètre à affichage digital (fig. 22) pour calculer la température moyenne.



Figure 22 : Mesure de la température

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

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 empirique, nous nous sommes proposés d'expérimenter d'autres temps de latence. A cet effet, chaque femelle est strippée à différents temps de latence afin de déterminer le temps convenable au stripping (tab. VIII).

D'après **Hecht et al., (1996)**, des femelles de *C. gariepinus* qui ont des œufs convenablement développés peuvent être strippées 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 et conservation du sperme

Selon **Janssen (1985)**, l'anatomie des mâles de *C. gariepinus* ne permet pas l'obtention de laitance par pression manuelle ni avec un collecteur de laitance. Toutefois, on vient aisément à obtenir plusieurs gouttes de sperme très concentré en incisant les lobes des testicules d'un mâle sacrifié.

Nous avons commencé le prélèvement du sperme une heure au moins avant la fin du temps de latence de la première femelle injectée la veille, de façon à être prêts avant de commencer le travail sur les femelles.

Nous allons voir de quelle manière le mâle est sacrifié puis disséqué et comment les testicules sont ensuite incisés pour recueillir le 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 (opérer) 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 le disséquer.

Nous avons sacrifié le mâle à l'aide d'une matraque, en lui assenant deux coups sur la tête. 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.

Nous avons alors pratiqué une incision au niveau du ventre du poisson à l'aide de ciseaux 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 (fig. 23).

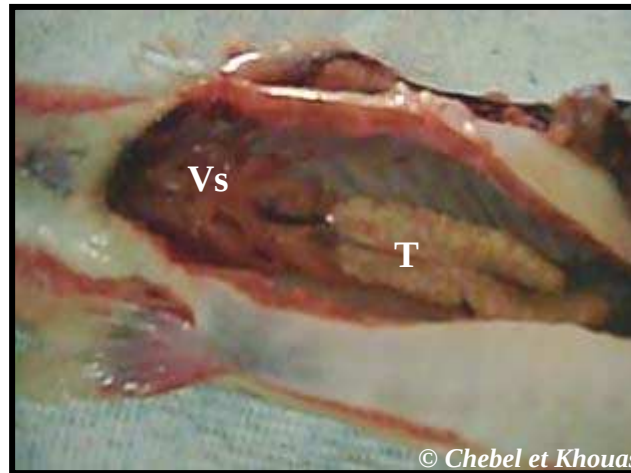


Figure 23 : Repérage des testicules et des vésicules séminales

T : Testicules ; Vs : Vésicules séminales.

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 de la 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 coupe avec le ciseau les tissus conjonctifs (blanc) qui les reliaient au poisson. Nous avons procédé ainsi jusqu'à détacher complètement l'ensemble constitué par les testicules et les vésicules séminales (fig. 24).

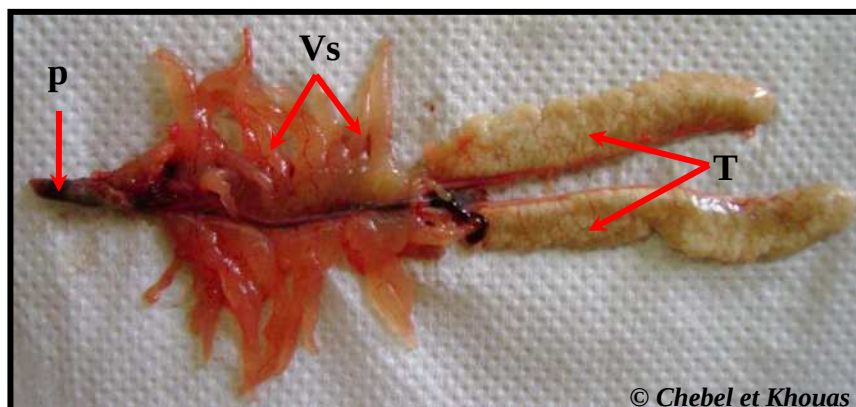


Figure 24 : La masse des organes génitaux

P : Papille génitale ; T : Testicules ; Vs : Vésicules séminales.

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 séminales. Nous avons coupé puis jeté les vésicules. Chaque testicule est déposé sur du papier absorbant propre et sec.

3.3.2. Prélèvement du sperme

Chaque testicule est maintenu au-dessus d'un bécher 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 (fig. 25), le sperme s'écoulera ainsi librement dans le bécher.



Figure 25 : Prélèvement du sperme

À 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. Le sperme ainsi collecté est dilué dans du sérum physiologique à raison de un volume pour neuf volumes de sérum.

Pour une meilleure conservation, cette solution est maintenue au réfrigérateur (fig. 26), en prenant soin de ne pas contaminer la solution de sperme avec de l'eau douce.



Figure 26 : Conservation du sperme dilué dans le réfrigérateur

3.4. Prélèvement des ovules

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 au phénoxy éthanol à une concentration de 0,47 ml/l.

Cette opération nécessite l'intervention de deux personnes (fig. 27) :

- 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.

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 de nettoyer et de sécher la papille génitale et son pourtour avec du papier absorbant.

Nous avons commencé alors le massage (fig. 27), 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 (tab. VIII).



Figure 27 : Prélèvement des ovules par stripping

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 dilué sur les ovules.
- 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. 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.

3.6. Mise en incubation des œufs

L'incubation des œufs fécondés est réalisée sur un cadre grillagé en toile moustiquaire (0,9 m x 0,7 m à maille 1mm), placé dans un bac (1.2 m x 1 m x 0.8 m) rempli d'eau de forage et équipé de deux thermostats, d'une pompe d'aération, d'un thermomètre maxima-minima et d'un couvercle (pour assurer l'obscurité) (fig. 28). 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 22 avril 2009 (à 17h 30) jusqu'au 23 avril 2009 à une température moyenne de 26.6 °C, une concentration d'oxygène moyenne qui avoisine les 6.5 mg/l (annexe 3) et une salinité de 3.6 ‰.

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 les larves éclosent après 16-18 heures.

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

Nous avons réparti les œufs uniformément sur la surface de l'incubateur (fig. 29).

Nous avons compté les œufs à l'intérieur de l'incubateur (fig. 30). Le nombre d'œufs mis à incuber dans l'incubateur est noté dans le cahier de suivi.

Nous avons effectué un contrôle le lendemain matin (23 avril 2009) qui nous a permis d'estimer le taux de fécondation durant cette étape d'incubation. Nous avons compté les œufs fécondés qui incubent et sont marrons (les œufs non fécondés sont blancs) (fig. 31). Le taux de fécondation est égal :

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

3.7. Éclosion (J_0)

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

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

3.8. Élevage larvaire

L'élevage larvaire a été effectué à une température moyenne de 28,6 °C et une concentration d'oxygène moyenne de 6,3 mg/l (annexe 4).



Figure 28 : Incubateur utilisé
C : Cadre grillagé

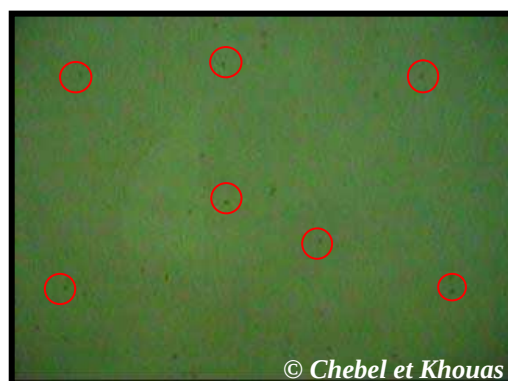


Figure 29 : Répartition des œufs sur le cadre grillagé
Chaque cercle rouge délimite un œuf incubé



Figure 30 : Comptage des œufs incubés



Figure 31 : Comptage des œufs fécondés

3.8.1. Résorption vitelline (J₁)

Les larves consomment leurs réserves vitellines, elles n'ont besoins d'aucune alimentation. A ce stade, nous avons enlevé l'incubateur en le soulevant doucement ; puis nous avons baissé le niveau de l'eau jusqu'à environ 20 cm. Ensuite, les larves ont été traitées avec du bleu de méthylène (fig. 32).



Figure 32 : Traitement des larves avec du bleu de méthylène

Le bac reste toujours couvert sauf lors des manipulations de traitement ou autres afin de maintenir les larves du poisson-chat dans la pénombre et de limiter ainsi leur stress, car d'après **Ducarme et Micha (2003)**, les larves de *C. gariepinus* sont photophobes.

3.8.2. Première alimentation (J₂)

C'est la fin de la phase de résorption vitelline. Durant cette phase, nous avons suivi les étapes suivantes (fig. 33 & 34) :

- Siphonage des larves pour les mettre dans une cage de 0,5 mm de maille (afin de mieux gérer les larves)
- Récolte du phytoplancton (le premier aliment) à partir du milieu naturel
- Désinfection de cet aliment avec du bleu de méthylène.
- Alimentation des larves.

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* 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*.

3.8.3. Alimentation et premiers nettoyages (J₃ et J₄)

À partir du 3^{ème} jour d'élevage et avant d'alimenter à nouveau, nous avons nettoyé très tôt le matin les restes d'aliments de la veille, ainsi que les excréments des poissons, en utilisant un tuyau souple de 1 cm de diamètre pour les siphonner puis nous avons renouvelé l'eau d'élevage.

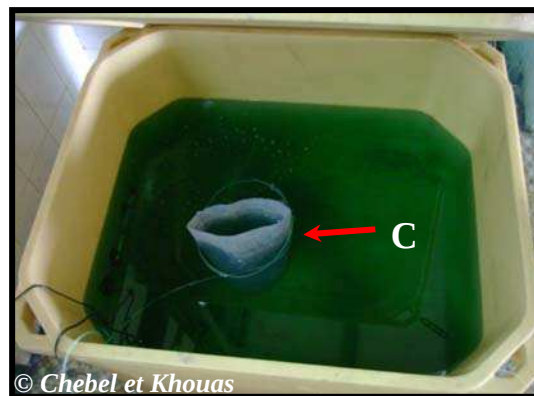


Figure 33 : Placement des larves dans une cage

C : Cage à maille de 0.5 mm.



Récolte du phytoplancton



Traitement avec du bleu de méthylène



Alimentation des larves

Figure 34 : Étapes suivies pour alimenter les larves par un phytoplancton sauvage

Le phytoplancton est encore récolté et désinfecté avec du bleu de méthylène. Dès que le bac est propre, il reçoit de l'aliment.

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

3.8.4. Sevrage

C'est le passage d'une alimentation sur proies vivantes à une alimentation artificielle ; progressivement les proies vivantes sont remplacées par des aliments composés distribués sous forme de granulés de la taille voulue (**Arrignon, 2002**).

À partir du jour J₉, nous avons commencé à alimenter les larves par le lait de farine de poisson (fig. 35) qui est composé de :

- Farine de poisson
- CMV
- eau

Au jour J₉, **Ducarme et Micha (2003)** ont commencé à distribuer le premier repas d'aliment composé sec aux larves de *C. gariepinus*.

3.9. Transport des alevins

Nous avons transporté nos alevins à partir du complexe aquacole *Pescado de la Duna* jusqu'au laboratoire d'aquaculture (ENSSMAL, Delly Ibrahim).

Nous avons mis les alevins dans un sachet de transport d'alevins doublé en laissant un vide pour le remplir avec l'air puis nous avons placé ce sachet dans un bac en polyester isotherme (fig. 36).

Le transport a duré environ 12 h, mais une fois arrivés à l'ENSSMAL, nous avons retrouvé nos alevins en bon état ; ils sont ensuite relâchés dans l'eau d'un aquarium (fig. 37) préalablement recouvert par des sachets noirs pour assurer l'obscurité aux larves. Les dimensions de l'aquarium sont de 107 cm x 41,5 cm x 40,5 cm. L'aquarium est équipé d'une pompe à air et d'un thermostat.

3.10. Suivi de la croissance

Après avoir séjourné au laboratoire d'Aquaculture pendant 53 jours, nous avons mesuré la taille et pris le poids de chaque alevin, ensuite l'opération est répétée après 14 jours en considérant à chaque fois le poids moyen et la taille moyenne.



Farine de poisson



Préparation du lait de la farine de poisson



Alimentation des larves

Figure 35 : Préparation de l'aliment pour larves



Figure 36: Bac de transport des alevins



Figure 37 : Aquarium utilisé pendant l'alevinage au laboratoire

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Stockage des géniteurs

Lors du stockage des géniteurs, les mâles séparément des femelles, nous avons observé que les femelles ne s'alimentent pas bien contrairement aux mâles qui ont accepté de se nourrir directement de la main du manipulateur (fig. 38). Mais, lorsque nous avons stocké à nouveau deux géniteurs mâles avec deux géniteurs femelles dans un même bassin pour une autre tentative d'induction (qui n'a malheureusement pas été faite), les femelles ont commencé à s'alimenter normalement. Nous pensons que le fait de placer les femelles et les mâles ensemble, a un effet favorable sur le comportement alimentaire des femelles.



Figure 38 : Un géniteur mâle en train de s'alimenter de la main du manipulateur

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 ind./m².

2. 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.

Durant cette phase de conditionnement, les femelles nous ont semblé dans un état de stress, à tel point qu'une femelle (marquée au fil bleu) 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 rapport au bassin de stockage.

- **Conclusion :**

Afin 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.

3. Prélèvement et conservation du sperme

Nous avons pu repérer les testicules et les vésicules séminales après dissection du mâle sacrifié. Les testicules du mâle qui a pesé 1.8 kg, étaient de grande taille (fig. 39), ce qui nous a permis de récupérer quantité environ 5 ml de sperme, quantité suffisante pour féconder les œufs de nos trois femelles. En effet, Hogendoorn (**in Janssen, 1985**) a estimé qu'1 ml de laitance est suffisant pour féconder 50 kg d'œufs.

Le sperme dilué est conservé dans le réfrigérateur avant l'insémination pendant 3 à 4 h. Après cette durée, les spermatozoïdes sont restés à l'état désactivé (immobiles) par l'effet de l'eau physiologique ce qui est confirmé par les résultats positifs de la fécondation artificielle.

En effet, l'observation sous microscope optique (URA TECHNIC ® Type C8906), à un grossissement de 3 X 10 X 100 du sperme dilué, a permis d'observer des spermatozoïdes immobiles (désactivés) et abondants dans l'eau physiologique (fig. 40).

Selon **Saad et Billard (1995)**, la mobilité des spermatozoïdes est inhibée de façon réversible par des solutions salines dont la pression osmotique est supérieure à 300 mOsm/kg.

- **Conclusion**

- Le sacrifice du mâle a permis d'obtenir une quantité importante de sperme en incisant les lobes des testicules.
- Cette expérience a permis d'obtenir des spermatozoïdes abondants dans le liquide séminal qui sont conservés immobiles dans de l'eau physiologique.

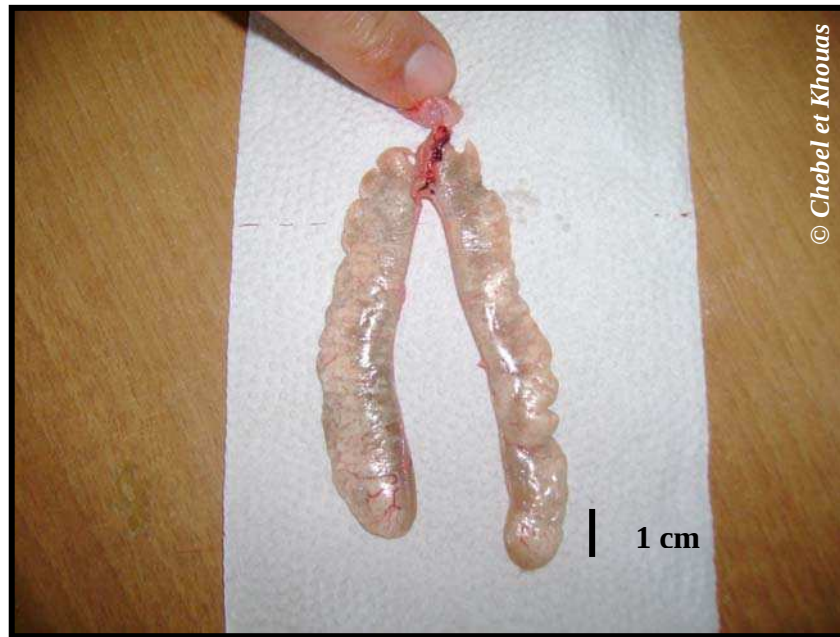


Figure 39 : Testicules de *C. gariepinus* après dissection



Figure 40 : Spermatozoïdes de *C. gariepinus* observés sous microscope optique
(G 3 X 10 X 100)

Spz : Spermatozoïde ; T : Tête ; F : Flagelle.

4. Prélèvement des ovules

Les prélèvements d'ovules ont été effectués à différentes températures et à différents temps de latence proposés après administration de l'HCG :

- par **Janssen (1985)** : 11heures 30 mn à 12heures à 26 °C,
- par **Adebayo et al. (2004)**: 14heures à 16heures à 26 -28°C,

Le tableau ci dessous représente les résultats du prélèvement des ovules à ces différents temps de latence.

Tableau VIII : Résultats du prélèvement des ovules à différents temps de latence

Géniteurs femelles	Température moyenne (°C)	Temps de latence (h)	Résultats du stripping
Femelle marquée au fil bleu	25.7	12 heures	Aucun ovule
		15 heures 40 mn	Aucun ovule
		18 heures	Aucun ovule
Femelle marquée au fil blanc	25.25	13 heures 15 mn	Aucun ovule
		16 heures 15 mn	quelques ovules
		17 heures 15 mn	faible quantité d'ovules
Femelle non marquée	26.1	18 heures 30mn	faible quantité d'ovules
		11 heures 30 mn	Aucun ovule
		15 heures	Aucun ovule
		17 heures	Aucun ovule
		18 heures	Aucun ovule

Nous remarquons que la femelle (marquée au fil blanc) qui a reçu la dose d'*HCG* la plus élevée (3 U.I./g), a donné des ovules lors du stripping contrairement aux deux autres femelles. Nous pensons que cette dose élevée a permis de mieux accélérer la maturation ovocytaire de cette femelle. **Janssen (1985)** signale qu'il est préférable d'administrer l'hormone en excès qu'en moins.

La femelle marquée au fil blanc a donné des ovules dans un intervalle de temps de latence de 16 heures 15 mn à 18 heures 30 mn. Sous loupe binoculaire (OPTECH ® Type LFZ), à un grossissement de 3 X 10 X 4.5, nous avons mesuré le diamètre de ces ovules qui est de 1.3 mm environ (fig. 41), ce qui démontre la maturité de ces ovules. Car, selon Hogendoorn ; Richter et al. (**in Legendre et al., 1996**), le diamètre des ovules matures de *C. 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 (1993b)** 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.

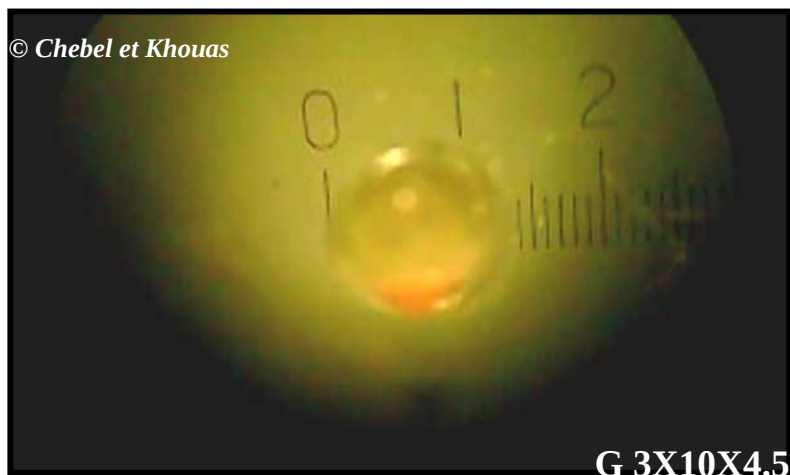


Figure 41 : Ovule mature de *C. gariepinus* observé sous loupe binoculaire (G 3X10X4.5)

Nous remarquons aussi que le temps de latence de **Janssen (1985)** que nous avons appliqué n'a abouti à aucun résultat lors du stripping, contrairement au temps de latence d'**Adebayo et al. (2004)** qui, lui nous a donné un résultat quoique la quantité d'ovules prélevés est faible. Nous pensons que ce prélèvement est très précoce car nos essais ont permis d'obtenir une quantité d'ovules plus élevée.

Le nombre d'ovules prélevés est égal à 220 ovules environ pour une femelle de 0.847 kg. **Ducarme et Micha (2003)** ont prélevé 30 000 ovules environ par kg de femelle ; tandis que **Rukera Tabaro et al. (2005)** ont prélevé 99 897 ovules environ par kg de femelle.

Cette faible quantité obtenue est probablement due à la mauvaise alimentation des femelles lors du premier stockage comme nous l'avons indiqué précédemment. Ceci est confirmé par l'observation des abdomens aplatis des femelles avant et après l'injection de l'*HCG*.

Selon **Barnabé (1991)**, l'alimentation est le premier facteur de régulation de la gamétogenèse donc la maturation ne s'effectue pas chez les poissons amaigris ne disposant pas de réserves mobilisables suffisantes.

La femelle marquée au fil bleu n'a produit aucun ovule car étant blessée et s'étant mal nourrie.

Cette faible production d'ovules peut s'expliquer aussi par la courte durée de conditionnement (3 h) en comparaison avec celle de **Rukera Tabaro et al. (2005)** (11 h).

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.

Il faut noter que nous avons perdu la femelle qui a sauté à l'extérieur du bac de stabulation suite à ses blessures sans l'avoir prélevée.

- **Conclusion :**

- Au terme de cette expérience, nous pouvons conclure que le temps de latence convenable pour stripper les femelles se situe entre 16 heures 15 minutes et 18 heures 30 minutes. Cependant, il est probable que cet intervalle du temps de latence change lorsqu'on est en présence de femelles à abdomen gonflé, c'est-à-dire ayant des ovaires remplis d'ovocytes matures après une alimentation abondante.
- 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 réalisé avec succès.
- Une dose d'*HCG* élevée (3U.I/g) peut accélérer la maturation ovocytaire même si la femelle n'est prête à pondre.

5. Fécondation et mise en incubation des œufs

Suite à la fécondation des ovules, nous avons calculé le taux de fécondation qui est le rapport des œufs fécondés sur le nombre total des œufs :

$$\text{Taux de fécondation: } 60/220 \times 100 = 27.27 \%$$

Ce résultat est inférieur à celui enregistré par **Rukera Tabaro et al. (2005)** (65.67%), ce qui signifie que la proportion des œufs blancs (non fécondés) est importante par rapport à celle des œufs fécondés. Ceci pourrait être attribué probablement à :

- *Une hydratation des ovules par l'eau lors du stripping qui conduit à la formation de l'espace périvitellin en cachant le micropyle où se fait la fécondation de l'ovule par un spermatozoïde (Legendre et al., 1991) ;*
- *Le non traitement des œufs au bleu de méthylène lors de la mise en incubation ;*
- *La salinité de l'eau d'incubation (3.6 ‰) qui pourrait avoir un effet défavorable sur l'incubation des œufs. Car Legendre et al. (1991) signalent qu' aucune éclosion ne pourrait être obtenue lorsque la salinité dépasse 6 ‰ ;*
- *La qualité initiale des ovules (Gilles et al., 2001).*
- *Une rupture de la membrane vitelline, provoquant une échappée puis une précipitation du vitellus dans l'espace périvitellin, (Legendre et al., 1991).*

- **Conclusion :**

- Il faut éviter tout contact des ovules avec l'eau lors du stripping ;
- Nous recommandons une incubation des œufs dans l'eau douce qui a une salinité $\leq 0.5\text{‰}$.
- Il faut traiter les œufs au bleu de méthylène lors de l'incubation.

6. Éclosion (J0)

Le 23 avril 2009 à 17h 45 (après 24 heures d'incubation environ), nous avons remarqué que l'apparition de larves après éclosion des œufs à une température moyenne de 26.6 °C, une concentration d'oxygène moyenne de 6,5 mg/l et une salinité de 3.6 ‰. Donc le dispositif d'incubation que nous avons mis au point semble être adéquat pour l'incubation des œufs de *C. gariepinus*.

Micha (1975) signale qu'à la température moyenne de 26 °C, l'éclosion a lieu dans les 24 heures après la ponte.

Nous avons observé que le nombre de larves écloses est égal à 20 larves environ donc un **taux d'éclosion** de :

$$20/220 \times 100 = 9.1 \%$$

Ce résultat est inférieur à celui de **Rukera Tabaro et al. (2005)** (44%), donc la proportion des œufs et des larves mortes est importante par rapport à celle des larves vivantes ; cela est probablement dû aux raisons précédemment citées dans l'étape d'incubation.

Nous avons observé quelques larves qui nagent en spirale ce qui démontre leur état de malformation. Les larves malformées se reconnaissent, d'après **Gilles et al. (2001)**, à leur nage anormale souvent en spirale. Les malformations larvaires peuvent aussi bien résulter d'une médiocre qualité initiale des ovules que des conditions environnementales d'incubation défavorables (**Legendre et al., 1991**).

7. Élevage larvaire

- Au premier jour de la résorption vitelline, nous avons remarqué une mortalité des larves malformées.
- Lors du siphonage, nous avons remarqué que les larves ont un comportement photophobe en se cachant dans les coins obscurs du bac.
- Nous avons remarqué une hétérogénéité de taille chez les larves dès le 5^{ème} jour d'élevage. En effet, **Gilles et al. (2001)** confirment que les larves ne grossissent pas toutes à la même vitesse et cela crée des écarts de taille entre elles. Pour **Rukera Tabaro et al. (2005)**, une forte hétérogénéité de taille s'installe très tôt dans

l'élevage larvaire, ce qui conduit au cannibalisme qui est expliqué par le comportement agressif très connu chez *Clarias gariepinus*.

- Au 5^{ème} jour d'élevage larvaire, nous avons retrouvé des larves mortes (fig. 42). Cette mortalité pourrait être due au stress des larves (sensibles), créé par la lumière lors du siphonage bien que la nourriture vivante ait un effet prononcé sur la résistance au stress (**Merchie et al., 1997**). **Almazán-Rueda et al. (2004)** rapportent qu'une lumière continue augmente l'intensité des rencontres agressives. D'après **Gilles et al. (2001)**, le bac d'élevage larvaire doit être recouvert et les larves ne doivent pas être dérangées, sauf au moment de la distribution de l'aliment.



Figure 42 : Deux larves mortes de *C. gariepinus*

Nous avons remarqué au même jour, la disparition de quelques larves qui peut être due au cannibalisme. 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.

• Conclusion

- Pour mieux gérer l'élevage larvaire, il faudra faire un tri des larves dès l'observation d'une hétérogénéité de taille entre les larves. Ce tri est fait généralement 5 jours après l'éclosion, car déjà, à cet âge-là, des différences de taille apparaissent.
- Le bac d'élevage larvaire doit être recouvert et les larves ne doivent pas être dérangées, sauf au moment de la distribution de l'aliment.

8. Sevrage

Aucune mortalité n'a été enregistrée durant le sevrage, ce résultat est dû à l'adaptation des larves à la farine de poisson distribuée quotidiennement en deux repas par jour à une ration à la demande.

Nous avons observé un alevin dominant qui se nourrit en premier près de la surface de l'eau, pendant que les autres larves subalternes ont mangé directement du fond de l'aquarium. Même observation faite par Kadri et al. (*in Martins et al. 2005*).

9. Transport des alevins

Dans notre cas, aucune mortalité n'a été enregistrée durant le transport des alevins de la ferme aquacole d'Ouargla au Laboratoire d'Aquaculture de l'ENSSMAL, ceci pourrait être expliqué par les bonnes conditions thermiques et la bonne oxygénation de l'eau.

10. Suivi de la croissance

Le tableau ci-dessous représente les poids moyens et les tailles des alevins durant l'alevinage.

Tableau IX : Les valeurs mesurées du poids moyen et de la taille des alevins au cours de l'alevinage

Alevin	J ₅₃		J ₆₇		Gain de poids moyen (P _{J67} -P _{J53}) (g)
	Taille (cm)	Poids moyen (g)	Taille (cm)	Poids moyen (g)	
1	3.5	3.3	5	4.8	1.5
2	3		3.5		
3	2.5		3.5		

Nous avons constaté un gain de poids moyen de **1.5 g** durant 14 jours d'alevinage.

Conclusion générale

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

- L'induction de la ponte à l'aide de l'hormone gonadotrophine chorionique humaine (HCG) a été réalisée avec succès. Une dose d'HCG élevée (3U.I/g) peut accélérer la maturation ovocytaire même si la femelle n'est prête à pondre.
- A l'issue de cette expérience, nous pouvons conclure que le temps de latence convenable pour « stripper » les femelles se situe entre 16 heures 15 minutes et 18 heures 30 minutes. Cependant, il est probable que cet intervalle du temps de latence change lorsqu'on est en présence de femelles à abdomen gonflé, c'est-à-dire ayant des ovaires remplis d'ovocytes matures après une alimentation abondante.
- Après sacrifice du mâle et obtention d'une quantité abondante de spermatozoïdes dans le liquide séminal, ceux-ci ont pu être conservés immobiles dans de l'eau physiologique pendant 3 à 4 heures.
- Des ovules mûres ont pu être récoltés puis fécondés.
- L'incubation des œufs du poisson-chat africain a abouti à l'éclosion après 24 h environ. Ceci est probablement dû au matériel adéquat pour l'incubation, aux bonnes conditions thermiques et à la bonne oxygénation de l'eau.
- Durant cette expérience, nous avons essayé d'expliquer quelques comportements du *C. gariepinus* en captivité.

Nous pouvons estimer que nous avons réalisé avec succès et à une échelle expérimentale la reproduction artificielle du *C. gariepinus* et nous pouvons avancer que cette pratique est facilement réalisable à grande échelle, ce qui éviterait l'introduction en Algérie d'organismes biologiques ou de pathologies qui risquent fort d'engendrer de graves répercussions sur l'ichtyofaune locale et l'environnement aquatique.

Enfin, pour une meilleure maîtrise de cette technique et afin d'obtenir des résultats plus probants; nous préconisons ces quelques recommandations :

- alimentation convenable des géniteurs avant toute induction de la ponte ;
- tout contact des ovules avec l'eau lors du stripping est à éviter;
- incubation des œufs dans de l'eau douce de salinité $\leq 0.5 \text{ ‰}$;
- traitement des œufs au bleu de méthylène lors de l'incubation ;
- tri des larves dès l'observation d'une hétérogénéité de taille pour une meilleure gestion de l'élevage larvaire ;

Bibliographie

- Adebayo O.T., Fagbenro O.A., 2004.** Induced ovulation and spawning of pond raised 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.
- Akinwale 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 biologiques et écologiques de l'aquaculture. Ed. Lavoisier, Paris, 520 p.
- Barnabé G., Billard R., 1984.** L'aquaculture du Bar et des Sparidés. Ed. INRA, Paris, 542 p.
- 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), 13 p.
- Billard R., 2005.** Introduction à l'aquaculture. Ed. Lavoisier, Paris, 235 p.
- Billard R., 1995.** Les carpes : biologie et élevage. Ed. INRA, Paris, 387 p.
- 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 : Écophysiologie et comportements adaptatifs. Ed. Lavoisier, Paris, 1522 p.

- De Graaf G., Janssen J., 1996.** Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish, *Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa. FAO Fisheries Technical paper 362, FAO, Rome, 100 p.
- Dubois E.A., Slob S., Zandbergen M.A., Peute J., Goos H.J.T., 2001.** Gonadal steroids and the maturation of the species-specific gonadotropin-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, 134 p.
- 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 populations 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 des poissons-chats *Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilis*. Thèse de doctorat, FUNDP, 186 p.
- Janssen J., 1985.** Elevage du poisson-chat africain *Clarias lazera* (Cuv. & Val., 1840) en République Centrafricaine : 1. Reproduction artificielle. Bangui, FAO, 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'hormone 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 : Poissons, 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 Resources*, **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.
- Lévêque C., Bruton M. N., Ssentongo G. W., 1988.** Biologie et écologie des poissons d'eau douce Africains = Biology and ecology of freshwater fishes. Ed. ORSTOM, Paris, 508 p.
- Lévêque C., Paugy D., 1999.** Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme. Ed. IRD, Paris, 521 p.
- Lévêque 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., Lavens 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 BATELIÈRE, 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. 4ème édition, Ed. Cemagref, Montpellier, 238 p.

Références internet :

Discoverlife, 2009: <http://www.discoverlife.org/mp/20m?kind=Clarias+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>

Liste des figures

- Figure 1 : Morphologie de *C. gariepinus*
- Figure 2 : Quatre paires de barbillons
- Figure 3 : Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus*
- Figure 4 : Répartition géographique de *Clarias gariepinus*
- Figure 5 : Répartition géographique de *Clarias gariepinus* en Algérie
- Figure 6 : Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons
- Figure 7 : Vue externe de l'écloserie
- Figure 8 : Balance de précision
- Figure 9 : Mesure d'un individu mâture à l'aide d'un ichtyomètre.
- Figure 10 : Oued Azarif (Vallée d'Ihrir)
- Figure 11 : Distinction des sexes
- Figure 12 : Bassin de stockage des géniteurs
- Figure 13 : Aliment distribué aux géniteurs
- Figure 14 : Bac de stabulation
- Figure 15 : Matériel de pêche des géniteurs
- Figure 16 : Un géniteur anesthésié
- Figure 17 : Marquage des géniteurs
- Figure 18 : L'hormone utilisée
- Figure 19 : Préparation de l'HCG
- Figure 20 : Lieu d'injection
- Figure 21 : Massage du point d'injection
- Figure 22 : Mesure de la température
- Figure 23 : Repérage des testicules et des vésicules séminales
- Figure 24 : La masse des organes génitaux
- Figure 25 : Prélèvement du sperme
- Figure 26 : Conservation du sperme dilué dans le réfrigérateur
- Figure 27 : Prélèvement des ovules par stripping
- Figure 28 : Incubateur utilisé
- Figure 29 : Répartition des œufs sur le cadre grillagé
- Figure 30 : Comptage des œufs incubés
- Figure 31 : Comptage des œufs fécondés
- Figure 32 : Traitement des larves avec du bleu de méthylène
- Figure 33 : Placement des larves dans une cage
- Figure 34 : Étapes suivies pour alimenter les larves par un phytoplancton sauvage
- Figure 35 : Préparation de l'aliment pour larves
- Figure 36 : Bac de transport des alevins
- Figure 37 : Aquarium utilisé pendant l'alevinage au laboratoire
- Figure 38 : Un géniteur mâle en train de s'alimenter de la main du manipulateur
- Figure 39 : Testicules de *C. gariepinus* après dissection
- Figure 40 : Spermatozoïdes de *C. gariepinus* observés sous microscope optique
- Figure 41 : Ovule mature de *C. gariepinus* observé sous loupe binoculaire
- Figure 42 : Deux larves mortes de *C. gariepinus*

Liste des tableaux

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

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

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

Tableau IV : Le contenu minéral du filet cru de *C. gariepinus*.

Tableau V : Le contenu vitaminique du filet cru de *C. gariepinus*.

Tableau VI : Poids et tailles des géniteurs.

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

Tableau VIII : Résultats du prélèvement des ovules à différents temps de latence

Tableau IX : Les valeurs mesurées du poids moyen et de la taille des alevins au cours de l'alevinage.

Annexes

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

Température (°C)	Concentration d'oxygène (mg/l)	Salinité (‰)	pH
26	4.8	3.6	7.6

Annexe 2 : Matériel expérimental

- **Stockage des géniteurs**
 - Bassins de stockage des géniteurs (8m x 2m x 1m)
- **Pêche**
 - Filet de rabattage
 - Une grande épuisette
- **Préparation des bacs de stabulation**
 - Trois bacs (1.2 m x 1 m x 0.8 m) chacun à son couvercle
 - Trois thermostats (marque Atman)
 - Pompe d'aération immergée
 - Filet de pêche (2 m²)
- **Marquage**
 - Grande épuisette
 - Balance électronique de marque *KERN* ® Type 572 (6500g max. d = 0.1g)
 - Fils de marquage
 - Ichtyomètre
 - Anesthésiant : phénoxyéthanol (100 ml)
 - Bassine de 50l
- **Induction des femelles**
 - Une table de travail
 - Anesthésiant : phénoxyéthanol
 - Bassine de 50l
 - Seringues jetables de 5ml
 - *HCG* (hormone chorionique gonadotrope)
 - Sérum physiologique
 - Papier absorbant
 - Deux serpillières
 - Thermomètre
- **Prélèvement et conservation du sperme**
 - Matériel de dissection : ciseaux. grande pince. petit pince
 - Papier absorbant
 - Bécher de 500 ml
 - Matraque

- Sérum physiologique
- Réfrigérateur
- Microscope optique
- Lames
- Lamelles
- Pipettes jetables
- **Prélèvement des ovules**
 - Bol en inox
 - Serpillière
 - Papier absorbant
 - Loupe binoculaire
 - Micromètre
- **Fécondation et mise en incubation**
 - Bol en inox
 - Un bac (1.2 m x 1 m x 0.8 m) avec son couvercle
 - Petite cuillère
 - Pompe d'aération
 - Deux thermostats (marque Atman)
 - Cadre grillagé (0.9 m x 0.7 m à maille 1mm)
 - Un oxymètre
 - Thermomètre
- **Élevage larvaire**
 - Un bac (1.2 m x 1 m x 0.8 m) avec son couvercle
 - Tuyau plastique souple de diamètre 1cm de diamètre
 - Une petite cage de 0.5 mm de maille
 - Un seau
 - Un bol pour la distribution d'aliment
 - Un oxymètre
 - Thermomètre
 - Pompe d'aération
 - Deux thermostats (marque Atman)
 - Un désinfectant : Bleu de méthylène
 - Aquarium (107 cm x 41.5 cm x 40.5 cm)
 - Bassine de 25 l
- **Transport**
 - Bac en polyester
 - Sachet de congélation
 - Véhicule
- **Suivi de croissance**
 - Balance électronique de marque *KERN* ® Type EW220-3NM (220g max. d = 0.001g)
 - Tasse en plastique d'un litre
 - Ichtyomètre
 - Petite épuisette

Annexe 3 : Les valeurs mesurées de la Température et de la Concentration d'oxygène au cours de l'incubation.

Jour	Température (°C)	Concentration d'oxygène (mg/l)
J ₀₋₁	25.0	6.6
J ₀	28.2	6.5

- Température moyenne : 26.6 °C
- Concentration d'oxygène moyenne : 6.5 mg/l

Annexe 4 : Les valeurs mesurées de la Température et de la Concentration d'oxygène au cours de l'élevage larvaire.

Jour	Concentration d'oxygène (mg/l)		Température (°C)	
	matin	soir	matin	soir
1	6.4	6.4	30	28.6
2	6.2	6.5	27.4	26.9
3	6.8	-	29.3	-
4	6.3	6.1	30	28.4
5	6.4	6.5	28.	29.2
6	6.3	6	28.2	29.1
7	6.2	6.1	28.2	30.2
8	6	6.5	30	30.3
9	6.9	6.9	29.7	27.9
10	6.7	6.9	30	28.5
11	6.9	6.6	30	29
12	6.3	6.4	28.5	30
13	6.5	6.3	29	29.3
14	6.5	6.5	29.2	29
15	6.3	5.8	29	29
16	6.2	6.3	28	28.5
17	6.1	6.5	28	29.3
18	6.1	6.4	29.7	29.2
19	6.4	6.3	27.8	26.2
20	6.1	6	28.7	29
21	6	-	29.3	-
22	6.1	6.3	28.7	29.3
23	5.7	6.3	29.1	27.4
24	6.2	6.4	26.8	28.3
25	6.4	6.5	26.3	26.7
26	6.1	6	26.1	27.6
27	6.5	6.4	26.1	27.5

- Température moyenne : 28,6 °C
- Concentration d'oxygène moyenne : 6,3 mg/l