وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME D'INGÉNIEUR EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : Aquaculture

Reproduction artificielle du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), espèce d'intérêt aquacole

Présenté par

- **Mr LOKMANE Yakoub**
- **Mr MEGARTSI Yacine**

Soutenu le 14/07/2012 devant la commission de jury

Dr HEMIDA F.	**ENSSMAL**	**Président**
Dr MEDDOUR A.	**Université d'Annaba**	**Examinateur**
Dr BELHASNAT R.	**ENSSMAL**	**Examinateur**
Dr ZOUAKH D.E.	**ENSSMAL**	**Promoteur**
Mr CHEBEL F.	**CNRDPA**	**Co-promoteur**

Promotion
2011/2012

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
المدرسة الوطنية العليا لعلوم البحر و تهيئة الساحل
École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et de l'Aménagement du Littoral

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME D'INGÉNIEUR EN SCIENCES DE LA MER

OPTION : Aquaculture

Reproduction artificielle du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), espèce d'intérêt aquacole

Présenté par

- **Mr LOKMANE Yakoub**
- **Mr MEGARTSI Yacine**

Soutenu le 14/07/2012 devant la commission de jury

Dr HEMIDA F.	**ENSSMAL**	**Président**
Dr MEDDOUR A.	**Université d'Annaba**	**Examinateur**
Dr BELHASNAT R.	**ENSSMAL**	**Examinateur**
Dr ZOUAKH D.E.	**ENSSMAL**	**Promoteur**
Mr CHEBEL F.	**CNRDPA**	**Co-promoteur**

Promotion
2011/2012

Remerciements

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

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

Nous remercions également Mr F. CHEBEL, ingénieur d'état au sein du CNRDPA et co-promoteur de ce travail, pour sa sympathie, sa disponibilité, ses idées et conseils, ainsi que pour son aide précieuse de tous les jours.

Nous tenons à remercier Mr F. HEMIDA d'avoir accepté de présider le jury de cette soutenance, et ainsi que Mr R. BELHASNAT et Mr A. MEDDOUR qui nous honorent de leur présence et d'avoir accepté d'examiner ce travail dont les différentes appréciations ne seront que plus constructives pour nous.

Nous remercions Mlle S. MERBAH et Mme N. ZENATI attachées de recherche au sein du CNRDPA, ainsi que les ingénieurs et techniciens qui nous ont prêté assistance et prodigué des conseils utiles.

Merci enfin à Mr K. FLITI, Directeur du CNRDPA qui a bien voulu nous autoriser à accéder à l'annexe du CNRDPA de Ouargla et effectuer notre stage au sein de la structure qu'il dirige.

Nous avons pu travailler dans un cadre particulièrement agréable, grâce à l'ensemble du personnel de l'ENSSMAL, tout particulièrement Mr D. BOUSLIMANE que l'on remercie pour son aide et sa bonne humeur.

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

Dédicace

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

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

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

Liste des figures

Figure 1 : Distribution géographique de *Clarias gariepinus* (D'après discover life modifiée)

Figure 2 : Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* (FAO, 2011)

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

Figure 4 : Morphologie de *Clarias gariepinus* A :Vue de haut, B : Vue de profil

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

Figure 6 : Ichtyomètre standard

Figure 7 : Dimorphisme sexuel chez *C. gariepinus*

Figure 8 : Aliment pour géniteurs sous forme de boulettes congelées

Figure 9 : Préparation d'un bain anesthésiant

Figure 10 : Poissons anesthésiés

Figure 11 : Dispositif de prélèvement des ovules

Figure 12 : Prélèvement des ovules avec un cathéter

Figure 13 : Flacon d'anesthésiant Eugénol®

Figure 14 : Marquage des géniteurs

Figure 15 : Hormones utilisées

Figure 16 : Injection de l'hormone

Figure 17 : Incision de l'abdomen

Figure 18 : Suture de l'abdomen

Figure 19 : Organe génital interne

Figure 20 : Prélèvement du sperme

Figure 21 : Prélèvement des ovules par stripping

Figure 22 : Incorporation du sperme et des œufs

Figure 23 : Activation des spermatozoïdes avec de l'eau

Figure 24 : Mise en incubation dans les bouteilles de Zoug

Figure 25 : Mise en incubation dans les claies

Figure 26 : Œufs non fécondés

Figure 27 : Ovule observé sous loupe binoculaire (G 10X2X2)

Figure 28 : Différents stades du développement embryonnaire

Figure 29 : Larve malformée

Figure 30 : Effet de groupe chez les larves de *C. gariepinus*

Liste des tableaux

Tableau 1 : Composition alimentaire des filets de poisson chat africain, *Clarias gariepinus*.

Tableau 2 : Les doses d'injection.

Tableau 3 : La relation entre le temps de latence et la température (Hogendoorn et Vismans *in* De Graaf et Janssen, 1996).

Tableau 4 : Résultats des prélèvements d'ovules à différents temps de latence.

Tableau 5 : Nombre d'ovules.

Tableau 6 : Taux de fécondation.

Tableau 7 : Taux d'éclosion.

Tableau 8 : Taux de survie et taux de mortalité des larves.

Tableau 9 : Tailles et poids moyen des larves durant le suivi.

Sommaire

Introduction …… 01

Chapitre I : Généralités

1. Présentation de l'espèce …….. 03
1. 1. Taxinomie ……. 03
1. 2. Distribution géographique …… 04
1. 3. Production mondiale …… 05
1. 4. Principaux pays producteurs …… 06
2. Biologie …….. 08
2. 1. Description morphologique ……..... 08
2. 2. Habitat …… 10
2. 3. Régime alimentaire ……. 11
2. 4. Valeur nutritive de la chaire …….. 11
3. Reproduction ……... 12
3. 1. Physiologie de la reproduction …….. 13
3. 2. Reproduction naturelle …….. 14
3. 3. Reproduction artificielle ……... 14
3. 3. 1. Reproduction artificielle sans traitement hormonal …… 14
3. 3. 2. Reproduction artificielle avec traitement hormonal …….. 15
3. 4. Influence des facteurs externes sur la reproduction ……... 16
3. 4. 1. L'alimentation ……. 16
3. 4. 2. La température …….. 16
3. 4. 3. La montée des eaux ……... 16
3. 4. 4. La qualité physico-chimique de l'eau ……. 17
3. 4. 5. L'environnement …… 17
4. Historique de son élevage ……... 17

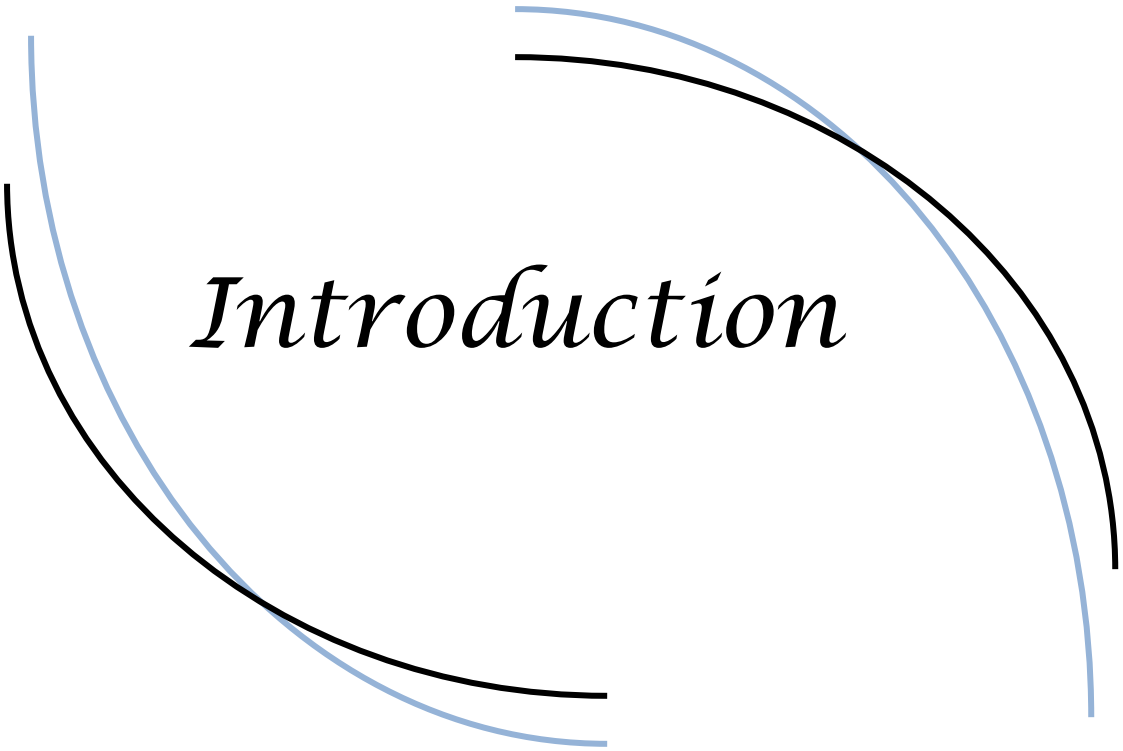
Chapitre II : Matériel et méthode

1. Présentation du site …… 18
2. Matériel …… 18
2. 1. Matériel biologique …….. 18
2. 1. 1. Origine des géniteurs ……. 19
2. 1. 2. Sexage ……. 19
2. 1. 3. Stockage des géniteurs …….. 19
2. 1. 4. Alimentation des géniteurs …… 20
2. 1. 5. Alimentation des larves …… 20

2. 2. Matériel expérimental …….. 20
3. Protocole expérimental ……. 21
3. 1. Récolte des géniteurs …… 21
3. 2. Présélection des géniteurs ……. 21
3. 3. Contrôle de l'état de maturité des femelles ……... 22
3. 4. Marquage des géniteurs ……... 23
3. 5. Conditionnement des géniteurs …… 24
3. 6. Induction des femelles …….. 24
3. 7. Prélèvement des testicules ……. 27
3. 8. Prélèvement du sperme ……... 29
3. 9. Prélèvement des ovules ……... 29
3. 10. Fécondation …….. 30
3. 11. Incubation des œufs …….. 31
3. 12. Développement embryonnaire …….. 32
3. 13. Élevage larvaire ……... 33
3. 14. Transport des alevins …… 34
3. 15. Suivi de la croissance …… 34

Chapitre III : Résultats et discussions

1. Stockage des géniteurs …….. 35
2. Alimentation des géniteurs …… 35
3. Contrôle de l'état de maturité des femelles …… 36
4. Prélèvement et conservation du sperme ……. 36
5. Prélèvement des ovules ……... 37
6. Fécondation et mise en incubation des œufs …….. 38
7. Développement embryonnaire ……... 38
8. Éclosion (J0) …… 40
9. Élevage larvaire ……. 41
10. Alimentation des larves ……. 42
11. Sevrage ……... 42
12. Transport des alevins ……. 43
13. Suivi de la croissance ……. 43
Conclusion …… 45
Bibliographie ……... 47
Annexes



Introduction

Introduction

L'aquaculture reste un secteur en expansion, dynamique et important pour la production d'aliments à forte teneur en protéines. Selon la FAO (2010), la production mondiale des produits de consommation issus de l'aquaculture, y compris les poissons eux-mêmes, les crustacés, les mollusques et d'autres animaux aquatiques propres à la consommation humaine, aurait atteint 52,5 millions de tonnes en 2008.

Bien qu'encore nouvelle en Algérie, l'aquaculture est une discipline qui a suscité l'intérêt des décideurs, elle connaît actuellement un développement certain vu l'importance de ses potentialités aquacoles du pays. Des mesures incitatives ont été prises pour développer cette activité dont les principales sont, le classement de l'aquaculture comme activité prioritaire et la mise en place d'un Plan National de Développement de l'Aquaculture où diverses mesures y ont été prises pour la réalisation de certains projets notamment l'intégration de l'aquaculture à l'agriculture spécifiée à certaines régions du pays. Ainsi, des dispositifs sur les plans tant juridiques que de soutien et de recherche ont été mis en place par les pouvoirs publics afin de promouvoir cette activité.

Dans ce contexte, nous préconisons de valoriser les espèces sahariennes d'intérêt aquacole et de promouvoir l'élevage des espèces autochtones dont *Clarias gariepinus* qui présente de très bonnes valeurs nutritives par ces taux de protéine conséquents et sa pauvreté en matière grasse.

A cet effet, nous avons entrepris ce travail en collaboration avec le CNRDPA (Centre national de recherche et développement de la pêche et de l'aquaculture) afin de réaliser la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*, en vue d'obtenir un stock de géniteurs plus adaptés à l'élevage que leurs parents d'origine sauvages et prêts à fournir des alevins en continu, ainsi que d'éviter d'éventuelles lourdes, longues et coûteuses opérations d'importations.

Lors de nos expériences qui se sont déroulées dans cette structure, nous avons réalisé la reproduction artificielle, par l'induction de la ponte en utilisant trois types d'hormones : Human Chorionic Gonadothropin (Ovitrelle®), sLHRHa (Ovaprim®), cLHRHa (Ovopel®) sur des géniteurs qui proviennent de leur milieu naturel, ainsi que l'utilisation de deux méthodes différentes d'incubation.

Il est à signaler que nous avons réalisé pour la première fois en Algérie un prélèvement de la semence mâle sans sacrifice afin de préserver notre stock de géniteurs mâles.

Notre travail a été réparti en trois chapitres :

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

Une conclusion générale viendra clore notre travail.

Chapitre I

Généralités

Généralités

1-Présentation de l'espèce

Le travail que nous avons effectué se rapporte au poisson-chat africain *Clarias gariepinus* **(Burchell, 1822)**.

1.1-Taxinomie

Les suliriformes représentent près du tiers des poissons d'eau douce connus dans le monde avec 34 familles (dont deux fossiles) comprenant 437 genres et plus de 2700 espèces (**Teugels et *al.*, *in* Chikou, 2006)** en majorité d'eaux douces et/ou saumâtres **(Teugels *in* Chikou, 2006).**

La classification ci-dessous est décrite dans **(Teugels *in* Imorou Toko, 2007 ; Lecointre *in* Leveque et Paugy, 2006; ITIS, 2011).**

Règne : Animalia – (Animal)

Embranchement : Chordata – (Cordés)

Sous-embranchement : Vertebrata – (Vertébrés)

Super classe : Osteichthyes – (Poissons osseux)

Classe : Actinopterygii – (Poisson épineux, Poissons à nageoires rayonnées)

Sous-classe : Neopterygii – (Néoptérygiens)

Infraclasse : Teleostei

Super ordre : Ostariophysi

Ordre : Siluriformes – (Silures, Poisson-chat)

Famille : Clariidae Bonaparte, 1846 – (Poisson-chat à respiration aérienne)

Genre : *Clarias* Scopoli, 1777 – (Poisson-chat qui marche)

Espèce : *gariepinus* Burchell, 1822

Synonymie (*in* FAO, 2012a)

- *Silurus (Heterobranchus) gariepinus* Burchell, 1822
- *Clarias lazera* Valenciennes, 1840
- *Clarias syriacus* Valenciennes, 1840
- *Clarias capensis* Valenciennes, 1840
- *Clarias mossambicus* Peters, 1852
- *Clarias orontis*
- *Clarias macracanthus* Günther, 1864
- *Clarias robecchii* Vinciguerra, 1893
- *Clarias guentheri* Pfeffer, 1896
- *Clarias smithii* Günther, 1896
- *Clarias longiceps* Boulenger, 1899
- *Clarias moorii* Boulenger, 1901
- *Clarias tsanensis* Boulenger, 1902
- *Clarias malaris* Nichols & Griscom, 1917
- *Clarias notozygurus* Lönnberg & Rendhal, 1922
- *Clarias depressus* Myers, 1925
- *Clarias muelleri* Pietsmann, 1939

1.2-Distribution géographique

Selon **(Teugels *in* Yalçin, 2002)** *Clarias gariepinus* est une espèce panafricaine qui se trouve aussi en Asie (Jordanie, Syrie jusqu'en Turquie) (fig. 1).

Au Sahara, il subsiste en tant que relique dans certains points d'eau, jalonnant les cours d'eau fossiles, ce qui explique sa distribution **(Le Berre, 1989).**

Algérie : Zibans (Tolga) ; Oued Righ (Merdjadja, Temacine, Sidi Bou Hania) ; Tassilli N'Ajjer (Iherir, Tadjeradjeri, oued Tikhammalt, oued Tarat, oued Iscien) **(Le Berre, 1989).**

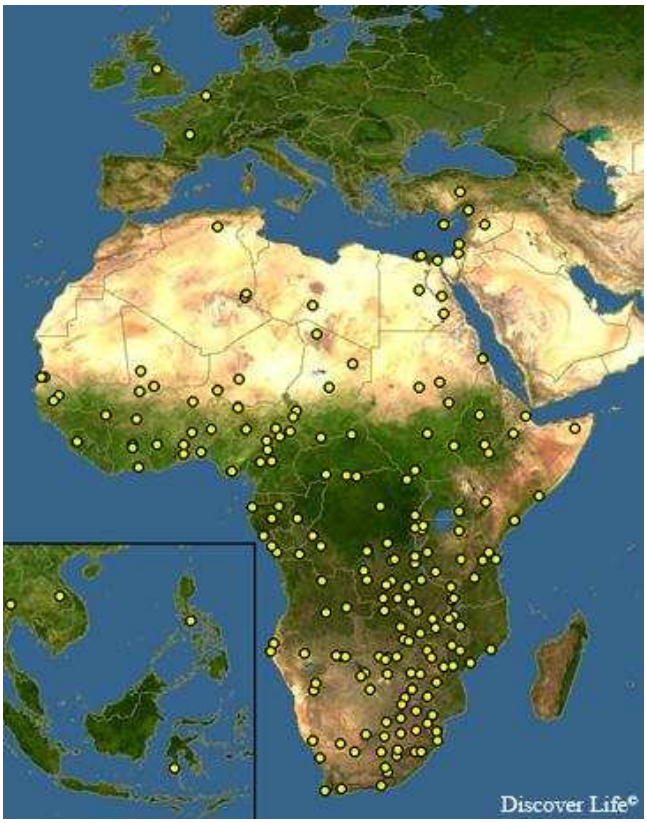


Figure 1 : Distribution géographique de *Clarias gariepinus* (D'après discover life, modifiée)

1.3-Production mondiale

Le poisson-chat africain bat presque tous les records de croissance (plus d'un kg en 1 an) et supporte de très fortes concentrations, atteignant des biomasses de 450 kg/m^3 de bassin. C'est ainsi que des élevages de cette espèce ont commencé ici et là en Afrique et assez rapidement cette espèce a été introduite pour l'élevage en Asie vers 1970 par de Kimpe au Vietnam, en Amérique du Sud vers 1990 au Brésil et en 1996 au Paraguay par VanRuymbek **(Ducarme et Micha, 2003).**

En 2001, on peut estimer la production de ce clarias aux Pays-Bas à 3.000 t, en Hongrie à 1.000 t, en Belgique à 750 t, en Italie à 300 t **(Ducarme et Micha, 2003).**

La production mondiale de *Clarias gariepinus* s'élève en 2010 à 190 861 tonnes (fig. 2). **(FAO, 2012 b).**

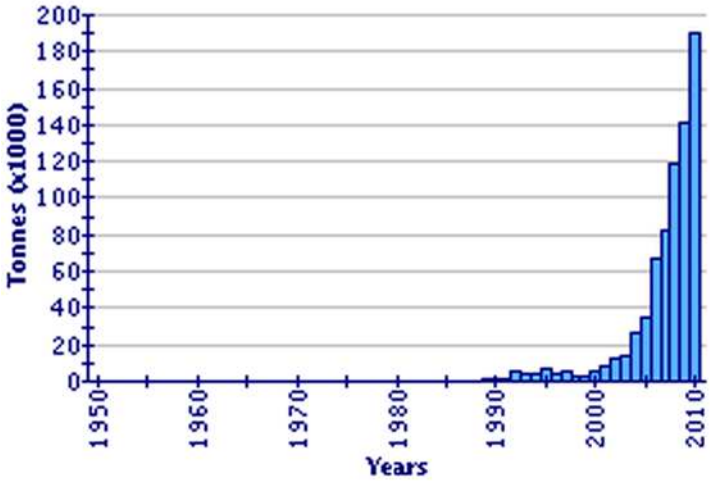


Figure 2 : Production aquacole mondiale de *Clarias gariepinus* (FAO, 2012b)

1.4-Principaux pays producteurs

Le Nigeria est de loin le plus grand producteur de poisson-chat africain d'élevage dans les statistiques officielles, mais les Pays-Bas, la Hongrie, le Kenya, la Syrie, le Brésil, le Cameroun, le Mali et l'Afrique du Sud en produisent également des quantités importantes. Les activités se produisent également dans d'autres pays dont la Chine, la Thaïlande, l'Égypte et l'Ouganda (fig. 3) **(FAO, 2012b)**.

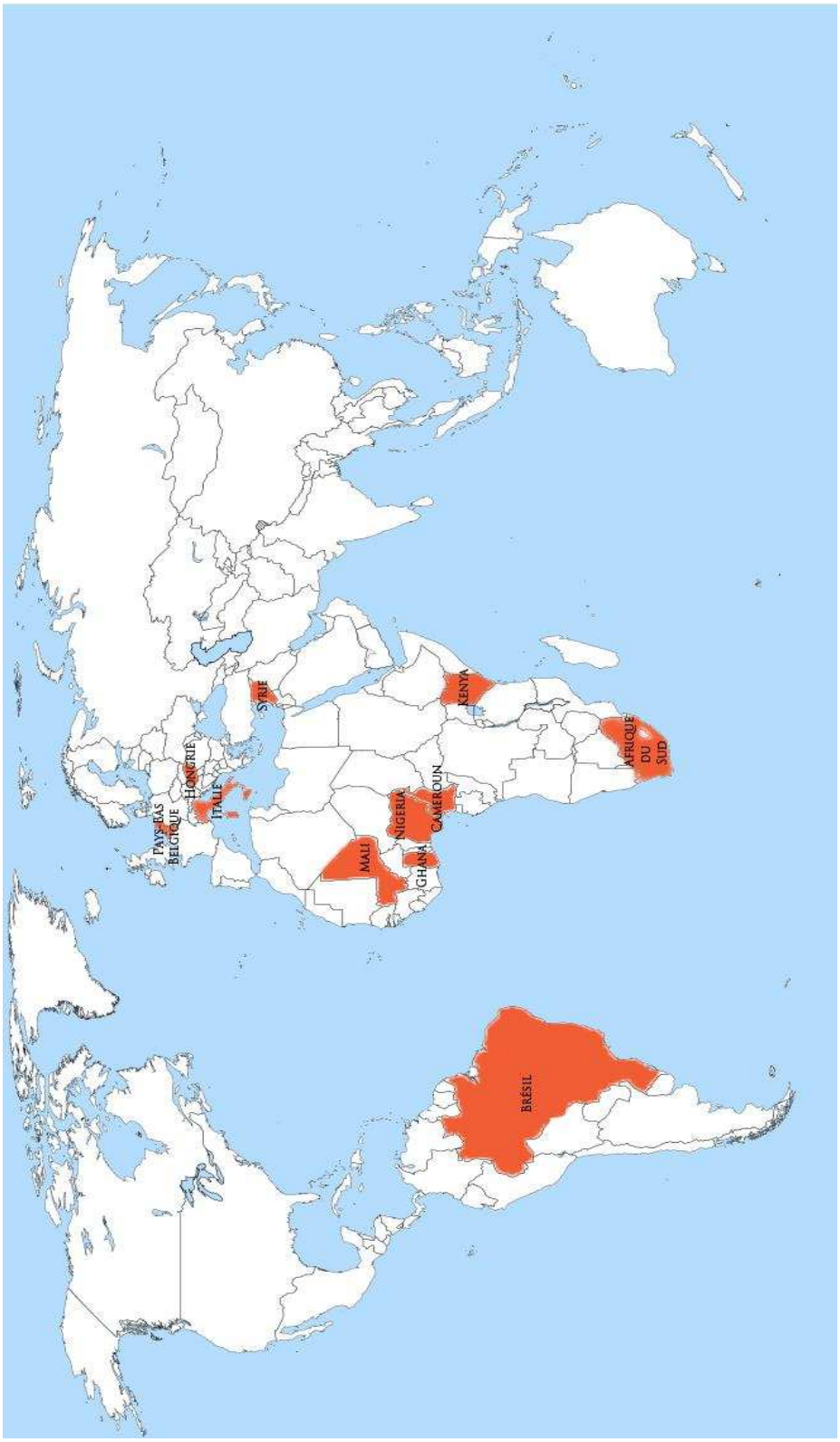


Figure 3 : Principaux pays producteurs de *Clarias gariepinus* (FAO, 2006)

2-Biologie

2.1-Description morphologique

Le poisson-chat africain peut être défini comme un poisson ayant une forme d'anguille avec un corps cylindrique ovale et des nageoires dorsales et anales extrêmement longues (fig. 4) **(De Graaf et Janssen, 1996).** La distance entre l'extrémité de la dorsale et la caudale est réduite **(Teugels et *al.*, 2007)**

Cette espèce se caractérise par un corps cinq à neuf fois plus long que haut, de grands barbillons et une absence d'écailles. Il atteint 120 cm (LT) et pèse alors plus de 7 kg. La peau est recouverte de mucus **(Le Berre, 1989).**

Cette peau est pigmentée de noir sur la partie dorsale et latérale du corps. Lorsqu'il est exposé à la lumière, il devient plus clair ou tacheté. Lors du stress, il montre un patron de coloration en forme de mosaïque de tâches foncées et claires **(Lacroix, 2004).**

Il est également capable de sécréter du mucus pour empêcher une déshydratation et capable de s'enfouir dans un substrat vaseux en cas de sécheresse **(Skelton, 1993).**

La tête est aplatie, très ossifiée, les os du crâne formant un casque **(De Graaf et Janssen, 1996).** Quatre paires de barbillons entourent la bouche transversale **(Le Berre, 1989).** Cette large bouche 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'avaler des proies telles que des poissons entiers **(Lacroix, 2004).**

La circonférence de la bouche de ce prédateur, dont l'ouverture buccale est limitée, correspond environ au quart de sa longueur totale ; cette circonférence détermine la taille maximale des proies. Un poisson-chat de 30 cm (environ 200 g) a une circonférence buccale d'environ 7,5 cm, ce qui correspond à la circonférence du corps de petits *Oreochromis niloticus* de 8 à 10 cm. **(Lacroix, 2004).**

On peut distinguer huit barbillons autour de la bouche : quatre paires nasales, maxillaires, mandibulaires externes et mandibulaires internes. Le poisson-chat peut bouger ses barbillons maxillaires indépendamment de la bouche. Les barbillons servent de tentacules. Deux organes olfactifs sont localisés près des barbillons nasaux. Le poisson-chat reconnaît ses proies spécialement au toucher et à l'odeur. Ceci est important lorsqu'il se nourrit la nuit et dans les eaux fortement turbides ou boueuses où la visibilité est de moindre importance **(Lacroix, 2004).**

Chez le poisson-chat africain, les nageoires impaires sont la dorsale unique, la caudale et l'anale tandis que les nageoires paires comprennent les pectorales et les ventrales **(Lacroix, 2004).**

Les nageoires pectorales sont armées d'épines fortement développées, ayant une fonction de locomotion et de protection. Ces épines ne sont pas venimeuses. Ce poisson est capable d'effectuer des trajets hors de l'eau en rampant au moyen de sa queue et de ses épines pectorales **(Lacroix, 2004).**

Étant donné sa capacité exceptionnelle de respirer l'air atmosphérique, ce poisson est capable de vivre en hibernation dans la boue pendant la saison sèche en s'entourant d'un « cocon » de mucus. Il peut même survivre hors de l'eau pendant plusieurs heures (probablement quelques dizaines d'heures) suivant l'humidité de l'environnement **(Lacroix, 2004).** Les mâles atteignant une taille définitive plus grande que les femelles **(Skelton, 1993).** Le poisson-chat a une longévité de 8 ans ou plus **(Skelton, 1993).**

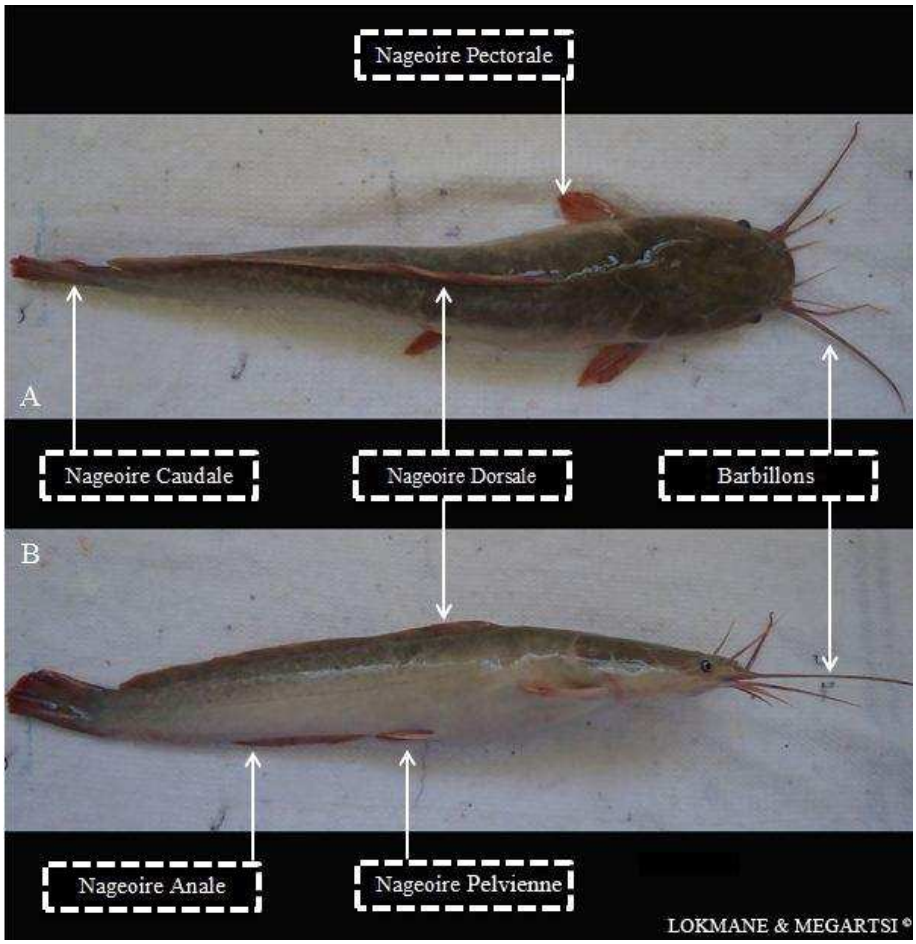


Figure 4 : Morphologie de *Clarias gariepinus* A :Vue de haut, B : Vue de profil

2.2-Habitat

Le genre *Clarias* peuple les eaux calmes des lacs, des cours d'eau, des rivières, des marais aux plaines inondables dont certaines sont soumises à un assèchement saisonnier. Les habitats les plus communs fréquentés sont les marais de plaine inondable et les bassins dans lesquels le poisson-chat peut survivre pendant les saisons sèches en raison de la présence d'organe respiratoire **(Bruton et Clay *in* De Graaf et Janssen, 1996).** Ce sont des poissons thermophiles vivant à température variant entre 16 et 30 °C **(van Eer, 2004).** Ils sont très adaptés aux conditions environnementales extrêmes ; pouvant vivre dans la gamme de pH 6,5 à 8,0. Ils sont capables de vivre dans des eaux très troubles et peuvent tolérer des températures de 8 à 35 °C **(Teugels, 1986).**

Ce silure se rencontre dans des eaux généralement calmes, de composition chimique variée (alcalines, magnésiennes et douces). Son organe suprabranchial lui permet de vivre dans des eaux polluées et pauvres en oxygène. Cet organe rend possible aussi les déplacements terrestres de ce silure lorsqu'il change de point d'eau et lui permet de survivre pendant plusieurs semaines dans la boue humide lorsque la collection d'eau où il vit s'est asséchée **(Le Berre, 1989).**

2.3-Régime alimentaire

Tout comme les tilapias, les poissons-chats mangent presque tout ce qu'ils trouvent, mais ils montrent une légère préférence pour les petits poissons (mesurant jusqu'à 30 % de la longueur de leur corps) et pour le matériel qui se trouve au fond de l'étang comme la matière végétale **(van Eer, 2004).** L'espèce *Clarias gariepinus* a des habitudes alimentaires nocturnes **(Bruton et al. *in* Hossain et *al.*, 1998)** avec un régime omnivore **(Corbet *in* Sanogo, 2010).** Tous les auteurs s'accordent à souligner leur éclectisme dans la recherche de leur nourriture. Ils consomment en effet, insectes et larves d'insectes, crustacés divers, mollusques, poissons, débris végétaux. Cet éclectisme alimentaire, allié à leur possibilité de respirer l'oxygène atmosphérique, fait que ces poissons peuvent s'adapter aux conditions d'existence les plus dures **(Lauzanne *in* Lévêque et *al.*, 1988).** Les jeunes sont planctonophages **(Le Berre, 1989).**

2.4-Valeur nutritive de la chaire

La qualité alimentaire des filets produits apparaît évidente à l'examen du tableau 1 qui démontre un très bon taux en protéines (18 - 21 %) avec un bon équilibre des différents acides aminés ainsi qu'un taux très faible en lipides (2 – 4 %) constitués notamment d'acides gras mono et poly-insaturés. Ce type de filet de poisson-chat peut donc être considéré comme un excellent produit diététique ce qui contribue à la lutte contre les maladies cardiovasculaires par une meilleure alimentation **(Ducarme et Micha, 2003).**

Tableau 1 : Composition alimentaire des filets de poisson chat africain, *Clarias gariepinus* (Ducarme et Micha, 2003)

Éléments	Unités	Filets sans peau
Eau	%	75 - 80
Protéines	%	18 - 21
Lipides	%	2 - 4
Minéraux	%	0,5 - 1,5
Énergie	KJ/g	4-6
Calcium	mg/kg	200
Phosphore	mg/kg	2000
Fer	mg/kg	10
Sodium	mg/kg	1000
Potassium	mg/kg	3000
Vitamine A	mg/kg	0.4
Vitamine B1	mg/kg	0.5
Vitamine B2	mg/kg	2.5

3-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) gonade **(Devlin et Nagahama *in* Bruslé et Quignard, 2004)**. La reproduction est sous le contrôle de l'axe cerveau-hypophyse-gonade **(Legendre et al *in* Lévêque, 2006)** qui est soumis à l'influence du milieu et des relations sociales entre les géniteurs **(Jalabert et *al.*, *in* Bruslé et Quignard, 2004).**

La maturité sexuelle chez *Clarias lazera* s'étale en Centrafrique sur la période d'avril à décembre avec un maximum de géniteurs gravides durant le mois de juillet jusqu'au mois d'octobre. Par contre, aux mois de novembre et décembre, on constate une décrue rapide. La période de reproduction optimale se situe, comme pour beaucoup d'autres espèces africaines, pendant la grande saison des pluies correspondant à la montée des eaux et aux grandes inondations **(Janseen, 1996).**

3.1-Physiologie de la reproduction

Pour déclencher la reproduction, il est possible d'intervenir à trois niveaux :

- Intervenir sur l'environnement général du poisson. La température de l'eau et la photopériode sont rarement totalement efficaces à elles seules. Il faut y ajouter la mise à la disposition des géniteurs de supports de ponte qui soient à leur convenance.
- Intervenir sur la production d'hormone gonadotrope hypophysaire par injection d'analogues synthétiques de la Gn-RH (Gonadotropine-Releasing Hormone), « hormone libérante » produite par l'hypothalamus. C'est ce que l'on fait en injectant de la LH-RHa (Luteinising Hormone Releasing Hormone analog) qui induit la production de gonadotrophine par l'hypophyse.
- Augmenter directement le taux d'hormone gonadotrope (gonadotrophine GTH) hypophysaire circulant par voie sanguine en injectant soit des extraits hypophysaires (broyat d'hypophyse de carpe contenant de la GTH), soit de la gonadotrophine humaine (HCG) (fig.5) **(Schlumberger, 2002).**

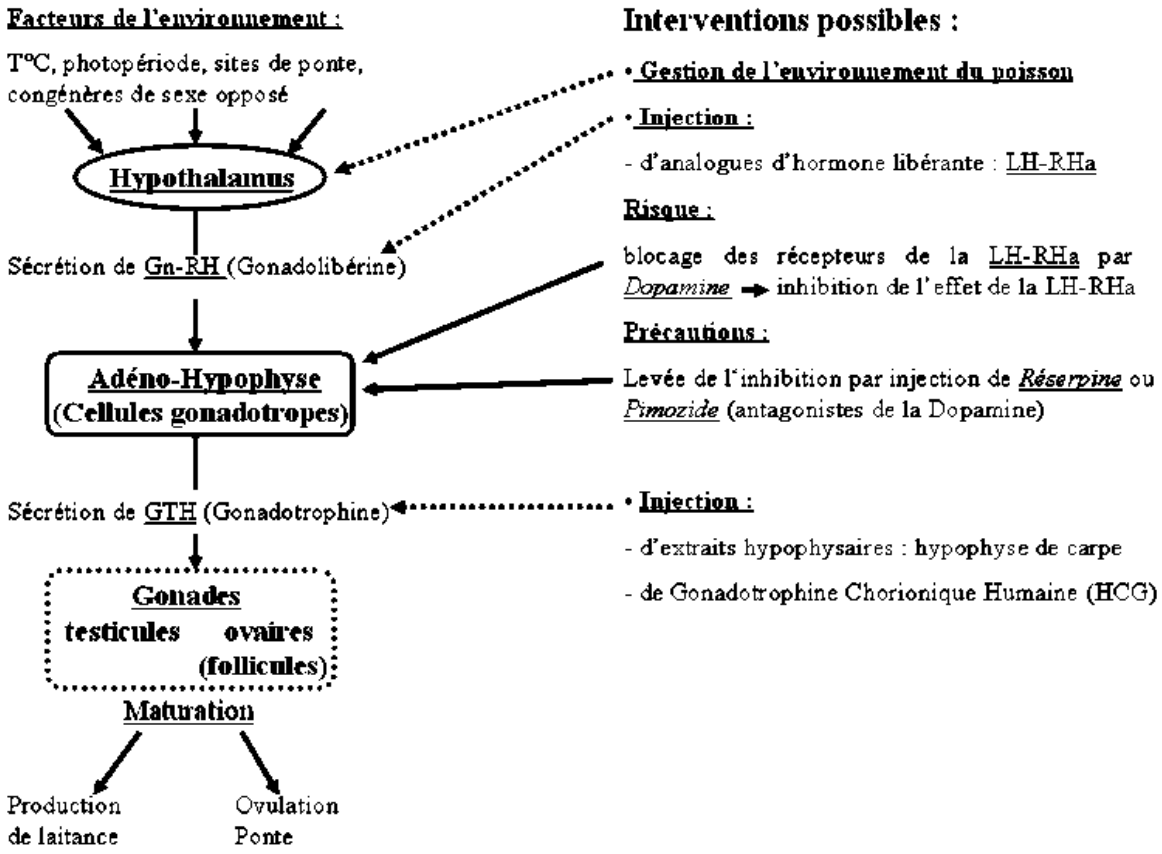


Figure 5 : Physiologie de la reproduction chez les poissons. Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons (Schlumberger, 2002)

3.2-Reproduction naturelle

Clarias gariepinus montre une maturation gonadale saisonnière habituellement associée à la saison des pluies. Les procédés de maturation du *Clarias gariepinus* sont influencés par les changements annuels de la température de l'eau et la photopériode. Le déclenchement final du frai est provoqué par une augmentation du niveau d'eau due aux précipitations **(de Graaf et *al.*, 1995).** Au cours de la fraie, de grands bancs de poissons-chats mâles et femelles adultes se concentrent au même endroit, dans des eaux d'une profondeur souvent moindre que 10 cm, en bordure de lacs ou d'eaux calmes. Le poisson-chat africain fraye en captivité sur une grande variété de substrats, incluant des fibres de sisal, des feuilles de palmier et des pierres **(Lacroix, 2004).**

3.3-Reproduction artificielle

Pour induire la maturation sexuelle, on peut soit :

- Simuler une crue qui agit sur l'hypothalamus, puis sur l'hypophyse et enfin sur l'ovaire du poisson-chat,
- Injecter une préparation hypophysaire qui agit directement sur l'ovaire,
- Mettre des hormones agissant sur l'hypophyse puis sur l'ovaire dans l'eau **(Lacroix, 2004).**

3.3.1-Reproduction artificielle sans traitement hormonal

La crue simulée chez *Clarias gariepinus* est réalisée dans des étangs dont le fond est comme une rizière de Casamance (région sud du Sénégal) avec des ados linéaires sur lesquels il y a de la végétation **(Lacroix, 2004).** Des étangs d'environ 400 m^2 sont remplis de 25 cm d'eau et approvisionnés avec 6 femelles matures dont la moyenne pondérale est de 300 à 500 g et 4 mâles (moyenne pondérale 200-500 g). Quelques heures plus tard, le niveau d'eau est augmenté jusqu'à 50-60 cm. La ponte se fera la nuit et le matin suivant les géniteurs peuvent être retirés **(De graaf et Janseen, 1996).** 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 **(Imorou toko, 2007).**

3.3.2-Reproduction artificielle avec traitement hormonal

La sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de la taille des ovules et de leur diamètre, généralement entre 1,4 et 1,6 mm. 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 **(Viveen et *al.*, *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, notre travail).** 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.*, *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 où l'électricité pourrait constituer un facteur limitant **(Macharia et *al.*, in Imorou toko, 2007).** De toute façon, l'incubation qui dure environ 672 degrés-heure **(Viveen et *al.*, in Imorou toko, 2007)** peut se faire en circuit fermé ou non aussi bien en bassin que dans des écloseries modernes ou localement adaptées **(Imorou toko, 2007).**

3.4-Influence des facteurs externes sur la reproduction

3.4.1-L'alimentation

Les besoins métaboliques sont couverts par l'alimentation qui est le premier facteur de régulation de la gamétogenèse. La reproduction consomme de l'énergie que l'animal obtient de sa nourriture et la maturation ne s'effectue donc pas chez les poissons amaigris ne disposant pas de réserves mobilisables suffisantes **(Barnabé, 1991). Pham & Raugel (*in* lévêque, 1988)**, précisent toutefois qu'une nourriture abondante doit être distribuée pour que des femelles matures soient obtenues durant toute l'année.

3.4.2-La température

La température a un effet direct sur la gamétogenèse qui ne s'effectue chez une espèce donnée que dans une gamme déterminée de température **(Barnabé, 1991).** La température intervient directement en agissant sur l'activité gonadotrope du complexe hypothalamo-hypophysaire produisant la GTH **(Barnabé, 1991 ; Breton ,1980)**. 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).**

Chez *C. gariepinus* du lac Sibaya (Afrique du Sud), la ponte ne se produit que lorsque la température de l'eau est supérieure à 18 °C, mais généralement elle se fait à 22 °C **(Bruton *in* Lévêque, 1988).**

3.4.3-La montée des eaux

Le stimulus final déclenchant la ponte parait pouvoir être associé à une montée des eaux ou à la présence de zones inondées **(Lévêque et *al*., 1988).** La simulation de crue dans des étangs préalablement asséchés ou peu profonds est une méthode répandue pour provoquer la ponte **(De Kimpe et *al*., in Lévêque et *al*., 1988).**

3.4.4-La qualité physico-chimique de l'eau

L'importance de ce facteur a été mise en évidence pour des espèces vivant en zone tropicale et équatoriale où la photopériode et la température sont relativement stables. La ponte peut être déclenchée par l'apport des eaux de la mousson, qui entraine des modifications importantes de la composition physicochimique des étangs **(Von Ihering et Wright ; Lake in Breton et al. 1980).**

3.4.5-L'environnement

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).**

4-Historique de son 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*.

Depuis, on note un intérêt croissant de son élevage en Afrique, en Europe, particulièrement en Hongrie et aux Balkans, en Inde, en Chine et au Brésil. De nombreux travaux ont par la suite porté sur divers aspects de son élevage et des rendements de plus de 40 t/ha peuvent être obtenus après 8 mois d'élevage en monoculture **(Hecht *et al,* in Imorou toko, 2007).**

Chapitre II

Matériel et méthodes

Matériel et méthodes

1-Présentation du site

L'annexe du CNRDPA de Ouargla se situe à 800 km au sud de la capitale dans la commune de Hassi Ben Abdallah à 30 km du chef-lieu de la wilaya d'Ouargla. Cette annexe récemment créée dans le but de la réalisation de l'objectif que s'est fixé le Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques qui consiste à l'intégration de l'aquaculture à l'agriculture ainsi que la valorisation et la préservation des espèces autochtones. Elle est composée de 3 compartiments :

- Un bloc administratif.
- Une écloserie.
- Un laboratoire.

- **L'écloserie :** C'est sur ce site que nous avons passé la majeure partie de notre stage. L'écloserie fonctionne en système ouvert ou fermé et est équipée de 12 raceways et de 9 bouteilles de Zoug (5 de 10 l et 4 de 40 l).
- **Le laboratoire :** divisé en 2 compartiments
  - Une salle pour la culture algues, destinée à l'élevage de la spiruline
  - Un laboratoire standard.

2-Matériel

2.1-Matériel biologique

Afin de réaliser notre travail, nous avons utilisé 9 géniteurs (6 géniteurs femelles et 3 géniteurs mâles) de *Clarias gariepinus.* La pesée de ces géniteurs a été effectuée à l'aide d'une balance électronique de marque KERN 440-49N d'un poids maximal de 4000 g et d'une précision de 0,1 g et les mensurations grâce à un ichtyomètre standard (fig. 6).

Figure 6 : Ichtyomètre standard

2.1.1-Origine des géniteurs

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

2.1.2-Sexage

Les mâles et les femelles de *C. gariepinus* sont aisément identifiables, du moins chez les adultes, puisqu'il existe un net dimorphisme sexuel au niveau des papilles génitales (fig. 7). Celles-ci sont protubérantes et arrondies chez les femelles tandis qu'elles sont en forme de fer de lance chez les mâles **(Gilles et *al,* 2001).**

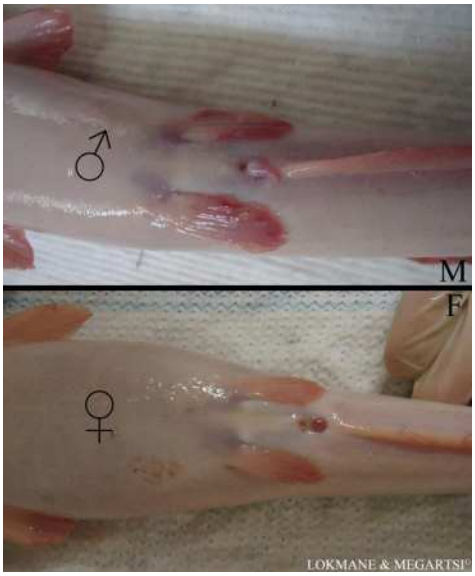


Figure 7 : Dimorphisme sexuel chez *C. gariepinus* ; M : mâle, F : femelle

2.1.3-Stockage des géniteurs

Les géniteurs récoltés du milieu naturel sont maintenus dans 2 raceways distincts en guise de bassins de stabulation, l'un pour les mâles et l'autre pour les femelles à raison de 31 femelles et 8 mâles.

Des mesures des paramètres physico-chimiques (annexe 5) ont été effectuées quotidiennement pendant cette étape à l'aide d'une valise multi-paramètres (WTW multi 340i).

Pendant cette opération, nous avons pu constater deux types de maladies :

- **Saprolégnose :** apparition de touffes cotonneuses sur les nageoires de certains individus femelles.
- **Maladie des trous :** l'apparition d'un furoncle qui ne cesse de croître au niveau de la tête qui laisse place à un trou béant.

2.1.4-Alimentation des géniteurs

Le long de notre expérience, nous avons alimenté les géniteurs par un aliment composé du broyat de poisson congelé (merlu) additionné d'un aliment de bétail (fig. 8) et ce, à raison de 4 fois par jour au taux journalier de 5 % de la biomasse.

Figure 8 : Aliment pour géniteurs sous forme de boulettes congelées

2.1.5-Alimentation des larves

Le long de nos expériences, nous avons alimenté les larves avec deux types d'aliment :

- **Artémia décapsulée :** que nous avons préparé selon le protocole de décapsulation (Annexe 2)
- **Aliment artificiel :** fabriqué par le CNRDPA

2.2-Matériel expérimental

Le matériel utilisé dans le protocole expérimental figure sur l'annexe 1

3-Protocole expérimental

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

3.1-Récolte des géniteurs

Afin de manipuler les géniteurs et de les sélectionner, nous les avons récoltés à l'aide d'un salabre et d'une épuisette.

3.2-Présélection des géniteurs

Les géniteurs pêchés sont anesthésiés (fig. 9 et 10), puis pesés séparément et chaque poids est noté dans un cahier de suivi dans le but de sélectionner les bons géniteurs qui présentent un potentiel reproductif, les mesures des poids et tailles sont représentées dans l'annexe 3.

Figure 9 : Préparation d'un bain anesthésiant

Figure 10 : Poissons anesthésiés

3.3-Contrôle de l'état de maturité des femelles

Cette étape est primordiale pour la réussite de notre opération. À cet effet, nous avons choisi deux femelles répondant aux critères de maturité. Nous les avons anesthésiés avant de les envelopper dans une serpillière préalablement mouillée en prenant le soin de recouvrir leurs têtes avec une autre serpillière mouillée.

Ensuite, nous avons introduit un cathéter (fig. 11) dans la papille génitale de ces femelles et prélevé quelques ovules avec aspiration par une seringue (fig. 12) sans stripping. Les ovules prélevés sont observés à la loupe binoculaire (grossissement 2x10) équipée d'un micromètre afin de mesurer leurs tailles. Les tailles mesurées sont reportées dans l'annexe 4.

La taille moyenne des ovules mesurés est de 1.44 mm, ce qui correspond au critère de sélection des femelles matures (1.4-1.6mm) **(Gilles et *al.*, 2001).**

Figure 11 : dispositif de prélèvement des ovules

Figure 12 : Prélèvement des ovules avec un cathéter

3.4-Marquage des géniteurs

Les géniteurs sélectionnés sont déposés dans un bain anesthésiant confectionné avec 0,4 ml d'huile essentielle de clou de girofle (90 % d'eugénol®) (fig. 13) pour 10 litres d'eau (**Chanseau et *al*, 2001).** Le marquage a été effectué à l'aide de fils colorés. Nous avons marqué 3 femelles avec du fil blanc, violet, marron et une sans marquage (fig. 14).

Figure 13 : Flacon d'anesthésiant Eugénol®

Figure 14 : Marquage des géniteurs

3.5-Conditionnement des géniteurs

Nous avons déposé les femelles sélectionnées et marquées dans des raceways de stabulation (4,50 x 0,75 x 0,5 m) préalablement nettoyés et désinfectés à l'eau javellisée et équipés d'une pompe d'aération et d'un thermostat avant l'opération pour une durée de 24h pour éviter tout comportement agressif **(Gilles et *al.*, 2001).**

3.6-Induction des femelles

Les femelles matures nécessitent une injection d'hormones pour permettre le « stripping » qui consiste à la libération massive des ovules par pression manuelle de l'abdomen **(Ducarme et Micha, 2003)**. Au cours de notre stage, nous avons réalisé deux expériences de reproduction espacées l'une de l'autre d'une semaine.

- **Calcul des doses d'hormones**

Nous avons utilisé trois hormones : l'HCG (Ovitrelle®, Merck Sorono, Swiss), l'Ovaprim® (Syndel, Canada) et Ovopel® (Unic-trade, Hungary) (fig. 15) :

- Pour l'HCG, nous avons injecté 2 femelles avec 2 doses différentes : la première à 4U.I/g (**Legendre et *al.* 1991)** et la deuxième à 2.5 U.I/g **(Janseen, 1996)**.
- Pour l'Ovaprim, nous avons injecté deux femelles à une dose de 0.5ml/kg **(Karami et *al.*, 2011).**
- Pour l'Ovopel, nous avons injecté deux femelles à une dose de 2 granulés/1ml d'eau physiologique.

Figure 15 : Hormones utilisées

Les doses d'injection sont reportées dans le tableau ci-dessous :

Tableau 2 : Les doses d'injection

Femelle	Poids (g)	Dose d'hormone	Hormone	Volume (ml)
1	255,7	2,5 UI/g	HCG	0, 3
2	323	04 UI/g	HCG	0,6
3	474,6	0,5 ml/g	Ovaprim	0,3
4	305,4	0,5 ml/g	Ovaprim	0,2
5	438,7	02 granulés/kg	Ovopel	0,4
6	338	02 granulés/kg	Ovopel	0,3

Une pastille d'Ovopel contient généralement 18-20 mg de LHRH analogue (mLHRHa) [D-Ala6 Pro9NetmLHRH] et 8-10 mg de l'antagoniste de la dopamine (Métoclopramide) **(Horvath et *al.*, *in* Targońska et *al.*, 2010)**

Ovaprim® est une préparation liquide qui contient un analogue de l'hormone libérante gonadotropine du saumon (sLHRHa) et un inhibiteur du neurotransmetteur du cerveau (la dopamine). L'inhibiteur de la dopamine (dompéridone) sert à éliminer l'inhibition de la libération de GnRH **(FDA, 2012)**.

- **Programmation de l'induction**

Dans la première expérience, nous avons programmé l'injection de 2 femelles avec de l'HCG, la première à 23h 20 et la deuxième à 23h 52 dans la perspective de réaliser le stripping le lendemain.

Dans la deuxième expérience, nous avons programmé l'injection des 4 femelles restantes à 23h 10 espacées l'une de l'autre de 15 mn ; les deux premières avec l'Ovaprim et les deux autres avec l'Ovopel.

- **Injection de l'hormone**

Après la mise de la femelle dans un bain anesthésiant, nous avons préparé la solution d'hormone d'HCG en prenant 0,5 ml d'HCG additionnée de 2,5 ml d'eau physiologique. L'HCG que nous avons utilisé est sous forme liquide et contient 6200UI.

- Pour l'Ovaprim, nous avons pris avec une seringue un volume précis directement.
- Pour l'Ovopel, nous avons pris deux granulés que l'on a bien broyés avec un mortier auxquels nous avons ajouté 1 ml d'eau physiologique, le tout mélangé jusqu'à obtention d'un liquide homogène.

Durant l'opération d'injection, la femelle est posée à plat ventre sur la paillasse, la serpillière humide sur les yeux et la tête dans le but de la maintenir calme pendant l'injection. La zone injectée se situe entre la base de la nageoire dorsale et la ligne latérale dans la partie la plus charnue. Après avoir injecté tout le volume, nous prenons soin de retirer la seringue avec délicatesse et de réaliser un massage circulaire sur la zone d'injection pour favoriser la diffusion de la substance injectée (fig. 16).

Figure 16 : Injection de l'hormone

- **Calcul du temps de latence**

Le temps de maturation des ovocytes ou le temps de latence dépend de la température de l'eau dans laquelle sont stockées les femelles ; plus elle sera basse, plus le temps de latence sera long **(Gilles, 2001**).

Pour cela, nous avons pris des mesures systématiques de la température de l'eau juste après l'injection à l'aide d'un analyseur multi-paramètre afin de calculer la température moyenne selon la formule suivante :

$$\text{Température moyenne de l'eau} = \frac{T1+T2+T3+\cdots....Tn}{n}$$

Avec la température moyenne de l'eau calculée, nous avons pu estimer le temps de latence en se référant à la bibliographie (tab. 3).

L'injection en soirée permet de récupérer des femelles matures, prêtes pour le « stripping » le lendemain matin, soit 11 h plus tard à une température de 25 °C **(Ducarme et Micha, 2003)** 12,5 heures (à 25,5 °C) après l'injection **(Rukera Tabaro et *al.*, 2005).**

Tableau 3 : Relation entre le temps de latence et la température (Hogendoorn et Vismans *in* De Graaf et Janssen, 1996)

Température (°C)	Temps de latence (h)
20	21
21	18
22	15.5
23	13.5
24	12
25	11
26	10
27	9
28	8
29	7.5
30	7

3.7-Prélèvement des testicules

Le sperme de *Clarias* ne peut être obtenu que par le sacrifice du mâle **(De graaf et Janssen, 1996)**. La phase délicate de cette opération est de disséquer le mâle afin de recueillir les testicules sans les perforer accidentellement, ce qui aurait pour conséquence une perte de sperme dans la cavité générale du poisson **(Gilles, 2001).**

Pour la première expérience et pour la première fois en Algérie, nous avons tenté le prélèvement d'une partie de la gonade et de suturer le mâle sans le sacrifier. A cet effet, nous avons anesthésié le mâle, puis nous l'avons déposé sur la paillasse dans une serpillière mouillée, le ventre vers le haut et nous avons procédé à son opération (fig. 17). En l'incisant avec un scalpel stérilisé au préalable, on prend le soin de ne pas perforer les organes et surtout les testicules en épongeant le sang avec des compresses stériles.

Après l'identification et l'ablation d'une partie de la gonade, s'en suit alors la suture de son abdomen et la désinfection à l'éosine aqueuse à 2 % (fig. 18).

Pour la deuxième expérience, nous avons réalisé la même opération d'ablation sur un mâle en plus du sacrifice d'un autre.

Les gonades sont séchées et nettoyées avec du papier absorbant et conservées séparément (fig. 19).

Figure 17 : Incision de l'abdomen

Figure 18 : Suture de l'abdomen

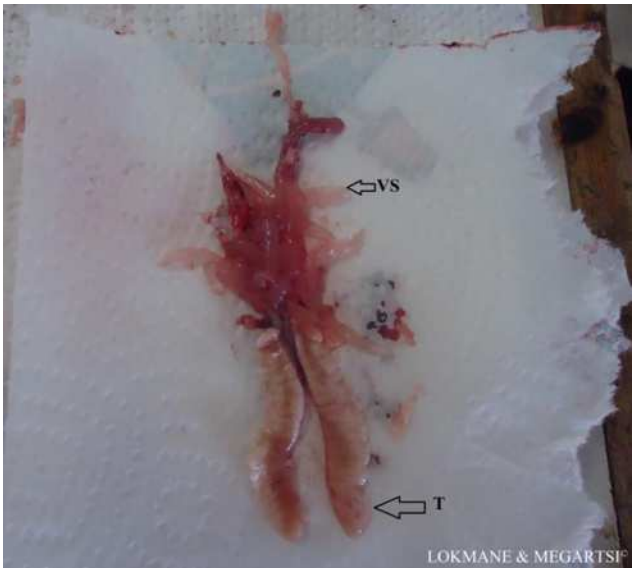


Figure 19 : Organe génital interne ; T : testicule, VS : vésicules séminales

3.8-Prélèvement du sperme

- Chaque testicule est saisi à l'aide d'une pince par son extrémité et maintenu au-dessus d'une boite de pétri que l'on a préalablement séché pour éviter que les spermatozoïdes ne soient activés au contact de l'eau. Sans eau, les spermatozoïdes demeurent inactifs et peuvent être conservés dans un réfrigérateur pendant au moins 24 heures sans perdre leur capacité de fécondité **(Janseen, 1985).**
- Des incisions transversales, rapprochées les unes des autres, sont alors pratiquées sur le testicule en progressant du haut vers le bas, le sperme s'écoulera ainsi librement dans la boite.
- À l'aide d'une autre 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 d'un volume pour neuf volumes d'eau physiologique (fig. 20).
- Pour une meilleure conservation, cette solution est maintenue au froid au réfrigérateur.

Figure 20 : Prélèvement du sperme

3.9-Prélèvement des ovules

- Le prélèvement des ovules se fait par massage abdominal de la femelle, c'est le "stripping", on veillera à effectuer cette opération exactement à l'heure déterminée par le temps de latence que l'on a déjà calculé **(Gilles et *al*., 2001).**
- Nous avons anesthésié les femelles dans un bain d'Eugénol à une concentration de 0,05 ml/l. Cette opération nécessite l'intervention de deux manipulateurs.

- 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.
- Le massage doit être doux, surtout dans la partie antérieure du poisson, car il y a risque d'éclatement du foie et de l'ovaire (fig. 21).
- À la fin du stripping, les deux ovaires doivent être vides.
- À la fin de l'opération, les femelles rejoignent les bacs de stabulation et le poids de chaque ponte et femelle après ponte est noté dans le cahier de suivi.

Figure 21 : Prélèvement des ovules par stripping

3.10-Fécondation

Nous avons mis chaque ponte à part, nous avons ajouté un volume suffisant de sperme que l'on a mélangé à sec pendant 2 mn, puis nous avons ajouté un volume d'eau pour activer le sperme et les ovules ensuite nous avons mélangé pendant 1 mn (fig. 22 et 23). Nous avons rincé avec de l'eau pour éliminer l'excès de sperme, à la fin de la fécondation nous avons déposé les œufs fécondés dans un bac d'élevage larvaire.

Figure 22 : Incorporation du sperme et des œufs

Figure 23 : Activation des spermatozoïdes avec de l'eau

3.11-Incubation des œufs

Pour la première expérience, l'incubation des œufs est réalisée dans des bouteilles de Zoug de 10 l (fig. 24) et 3 claies déposées dans des bacs de 5 l remplis d'eau de forage saumâtre et équipés d'un diffuseur d'air (fig. 25). L'incubation a duré du 17/05/2012 à 19h 00 au 18/05/2012 à 12 h 45.

Pour la deuxième expérience, l'incubation est réalisée dans 2 bouteilles de Zoug de 40 l chacune munie chacune d'un diffuseur d'air et deux claies de (0,75 x 0,40 m) placées dans un raceway rempli à moitié d'eau de robinet. L'incubation s'est déroulée du 24/05/2012 à 11h 34 au 25/05/2012 à 9 h 30. Nous avons reparti les œufs d'une manière homogène sur les claies.

- **Calcul du taux de fécondation**

Nous avons calculé la fécondité pour les 4 pontes en dénombrant les œufs dans 1 g de ponte après 6 h d'incubation en visualisant à l'œil nu les œufs tout en faisant la distinction des œufs fécondés et non fécondés par leur coloration. Les œufs fécondés sont de couleur marron et les non fécondés sont blanchâtres (fig. 26).

Le calcul du taux de fécondité se fait selon la formule suivante :

$$\text{Taux de fécondation} = \frac{\text{Nombre d'œufs fécondés X100}}{\text{Nombre d'œufs mis en incubation}}$$

Figure 24 : Mise en incubation dans les bouteilles de Zoug

Figure 25 : Mise en incubation dans les claies

Figure 26 : Œufs non fécondés

3.12-Développement embryonnaire

Cette étape consiste à vérifier l'état des œufs et le développement des embryons en fonction du temps afin d'identifier les différents stades de ce développement. L'opération a été réalisée à l'aide du microscope optique (G10 x10).

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

3.13-Elevage larvaire

L'élevage larvaire est certainement la phase la plus difficile de l'élevage de *Clarias* **(Ducarme et Micha, 2003).** Pendant l'élevage larvaire, nous avons recouvert les bacs qui contiennent les larves afin d'assurer une certaine obscurité. **Gilles et *al.* (2001)** ont recouvert leurs bacs avec un couvercle en contre-plaqué résiné.

Des mesures de paramètres physico-chimiques ont été effectuées pendant le début de l'élevage larvaire (annexe 6).

Afin d'estimer le nombre total des larves, nous avons prélevé un volume connu de larves dont on a effectué la pesée et le calcul de leur nombre, puis nous avons pris des volumes équivalents à celui du premier et nous avons estimé le nombre total des larves.

- **Éclosion (J_0)**

  Après 22h heures d'incubation, nous avons remarqué le début de l'éclosion, nous avons ensuite estimé le taux d'éclosion de chaque ponte grâce au prélèvement effectué dans chaque incubateur selon la formule :

$$\text{Taux d'éclosion} = \frac{\text{Nombre des larves vivantes x 100}}{\text{Nombre d'oeufs mis en incubation}}$$

- **Résorption vitelline (J_1)**

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

  Nous avons enlevé les claies délicatement du raceway en veillant qu'aucune larve ne reste piégée aux parois des claies.

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

- **Première alimentation (J_2)**

  Ce stade commence après la fin de la résorption vitelline. Nous avons réparti 300 larves sur 6 bacs en alimentant trois bacs avec de l'artémia décapsulée et les trois autres avec de l'aliment artificiel.

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

- **Premiers nettoyages (J_3 et J_4)**

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

- **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 9ème jour, nous avons commencé à nourrir les larves des 3 bacs qui se nourrissaient de l'artémia avec de l'aliment artificiel fabriqué par le CNRDPA.

3.14-Transport des alevins

Nous avons transporté les alevins de l'annexe du CNRDPA (Ouargla) jusqu'à l'École Nationale Supérieure des Sciences de la Mer et l'Aménagement du Littoral (ENSSMAL) dans des bacs remplis à moitié d'eau neuve et oxygénée.

Le voyage s'est effectué la nuit (afin d'éviter les températures extrêmes) et a duré 12 h en s'arrêtant chaque 2 h pour vérifier l'état des alevins.

Dès notre arrivée à l'ENSSMAL, les larves étaient en bon état et sont ensuite transférées dans des bacs équipés de diffuseurs d'air et couvert à cause de leur sensibilité à la lumière.

3.15-Suivi de la croissance

Après la mise des larves dans les bacs, celles-ci sont nourries de façon journalière à raison de 4 fois par jour. Des mensurations et des pesées sont effectuées tous les 10 jours.

Chapitre III

Résultats et discussions

Résultats et discussions

1-Stockage des géniteurs

Nous avons remarqué lors du stockage des géniteurs un comportement différent d'un sexe à l'autre. Les mâles fuient et préfèrent rester à l'obscurité, tandis que les femelles avaient un comportement dynamique, curieux et joueur. Nous avons constaté par exemple que lors de la prise des paramètres de l'eau, les femelles venaient mordiller la sonde et rester tout autour. Nous avons remarqué aussi leur attirance envers les courants lors de la vidange des raceways et leur remplissage.

Le traitement de la saprolignose s'est fait par application de l'éosine aqueuse (2 %) sur toutes les parties atteintes.

La maladie des trous a été traitée avec 1 g de Flagyl® (Metronidazole) dans 100 g de nourriture pendant 5 jours. À signaler que cette maladie est rencontrée particulièrement chez *C. gariepinus*.

2-Alimentation des géniteurs

Lors de l'alimentation des géniteurs, nous avons remarqué que l'aliment pollue le milieu d'élevage en le rendant opaque et dégageant une odeur nauséabonde. Après deux jours d'alimentation, l'aliment est mal assimilé par les géniteurs puisque les restes jonchent le fond des raceways sachant que la ration alimentaire a été calculée selon les exigences des poissons.

À titre comparatif, **Rukera Tabaro (2005)** a nourri les géniteurs régulièrement avec des granulés deux fois par jour au taux journalier de 3 % de la biomasse.

Conclusion

- *Le calcul de la ration alimentaire exacte s'avère primordial pour éviter le gaspillage de l'aliment ainsi que la pollution du milieu d'élevage.*
- *La formulation de l'aliment doit être effectuée selon une composition idéale qui concorde avec les exigences des géniteurs et du milieu d'élevage.*

3-Contrôle de l'état de maturité des femelles

Les œufs observés sous loupe binoculaire avec un grossissement 10x2x2 avaient un diamètre moyen de 1,44 mm (fig. 27), ce qui correspond aux critères de sélection de **Gilles (2001)** qui a choisi des femelles dont le diamètre de leurs ovules est compris entre 1,4 et 1,6 mm.

La sélection des femelles à induire est faite sur la base de l'homogénéité de la taille des ovules et de leur diamètre, généralement entre 1,4 et 1,6 mm (**Viveen et *al.*, *in* Imorou toko, 2007**)

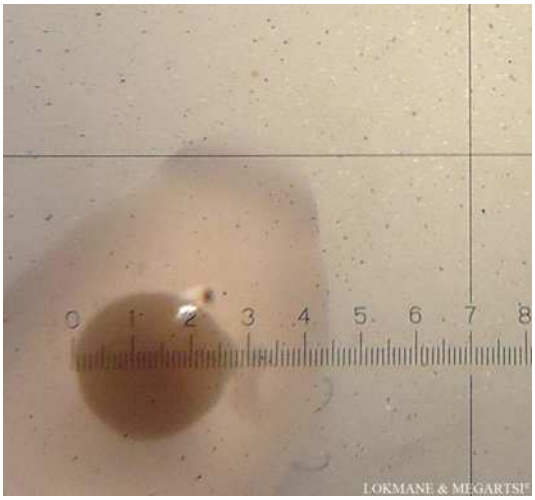


Figure 27 : Ovule observé sous loupe binoculaire (G 10X2X2)

4-Prélèvement et conservation du sperme

- La première expérience nous a permis de savoir opérer un mâle, qui est par la suite mort. Les mâles dont nous disposions n'étaient pas de grande taille ce qui explique la taille réduite de leurs gonades.
- Le mâle opéré lors de la deuxième expérience a résisté et se trouve en bonne condition physique.
- La quantité de sperme obtenue était suffisante pour la fécondation des femelles. Hogendoorn *in* (Janseen, 1985) a estimé qu'un millilitre de laitance est suffisant pour féconder 50 kg d'œufs (sachant qu'un millilitre de laitance contient entre 10 et 20 milliards de spermatozoïdes).

5-Prélèvement des ovules

- Pour la première expérience, le prélèvement des ovules s'est effectué à différents temps de latence. Le calcul de temps de latence est basé sur 11 h 30 mn à 12 h à 26 °C **(Janseen, 1985)**. Le tableau ci-dessous représente les résultats du prélèvement des ovules à ces différents temps de latence.

Tableau 4 : Résultats des prélèvements d'ovules à différents temps de latence

Géniteur	Température moyenne (°C)	Temps de latence	Résultat
1	27,3	7 : 50	Pas d'ovulation
		9 : 30	
		11 : 00	
		12 : 30	
		15 : 00	
		17 : 15	Ovulation
2	27,3	8 : 15	Pas d'ovulation
		9 : 30	
		11 : 00	
		12 : 30	
		15 : 00	
		17 : 45	

- La femelle qui a été injectée à une dose de 4UI/kg a libéré des ovules contrairement à l'autre femelle qui n'a rien donné. D'après **Janseen (1985)**, il est préférable d'administrer trop d'hormones que trop peu.
- Le temps de latence a été raté, cela est dû à la mauvaise conservation de l'hormone.
- Pour la deuxième expérience, lors de l'atteinte du temps de latence décrit précédemment dans le tableau 3, nous avons effectué un essai de stripping qui a été fructueux.
- Nous avons remarqué que les femelles injectées avec de l'Ovaprim ont donné une quantité d'œufs plus importante que celles injectées avec de l'Ovopel.

Le nombre d'ovules prélevés est représenté dans le tableau ci-dessous

Tableau 5 : Nombre d'ovules

Femelle	Poids de la ponte (g)	Nombre des ovules/kg	Poids femelle après la ponte (g)
1	68,5	901 000	399,3
2	22,2	782 000	260,4
3	43,3	812 000	374,3
4	40	789 000	281,1

Rukera Tabaro et *al.* (2005) ont obtenu 99 897 ovules environ par kg de femelle, alors que **Ducarme et Micha (2003)** ont obtenu 30 000 ovules environ par kg de femelle. **Chebel et Khouas (2009)** ont obtenu 260 ovules par kg de femelle.

6-Fécondation et mise en incubation des œufs

Après la fécondation des œufs, nous avons calculé le taux de fécondation pour les 4 femelles. Les résultats obtenus sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 6 : Taux de fécondation

Femelle	Taux de fécondation (%)
1	**91**
2	**96**
3	**96**
4	**98**

Chebel et Khouas (2009) ont obtenu un taux de fécondation de 27 %.

Ces résultats probants peuvent être attribués à :

- La bonne maîtrise des conditions d'élevage des géniteurs ;
- Une bonne manipulation lors de l'opération de stripping et de fécondation.

Conclusion

- *Les bouteilles de Zoug ont un avantage que les claies n'ont pas ; c'est la possibilité du renouvellement d'eau, ce qui permet de supprimer les effets du pourrissement des œufs non éclos et de pouvoir procurer un traitement préventif contre les maladies aux œufs incubés et les larves fraichement écloses contre divers germes et ainsi augmenter nos chances de réussite*
- *Les claies sont des incubateurs faciles à fabriquer (peux onéreux) et à utiliser et ne nécessitent aucun traitement contre l'adhésivité*

7-Développement embryonnaire

Les différents stades du développement embryonnaire observés sont représentés dans la figure 28.

A Œuf fécondé
B Stade deux cellules
C Stade morula
D Gastrulation
E Fermeture du blastopore
F Formation des premiers somites
G Battement du cœur
H Éclosion
I Larve éclose

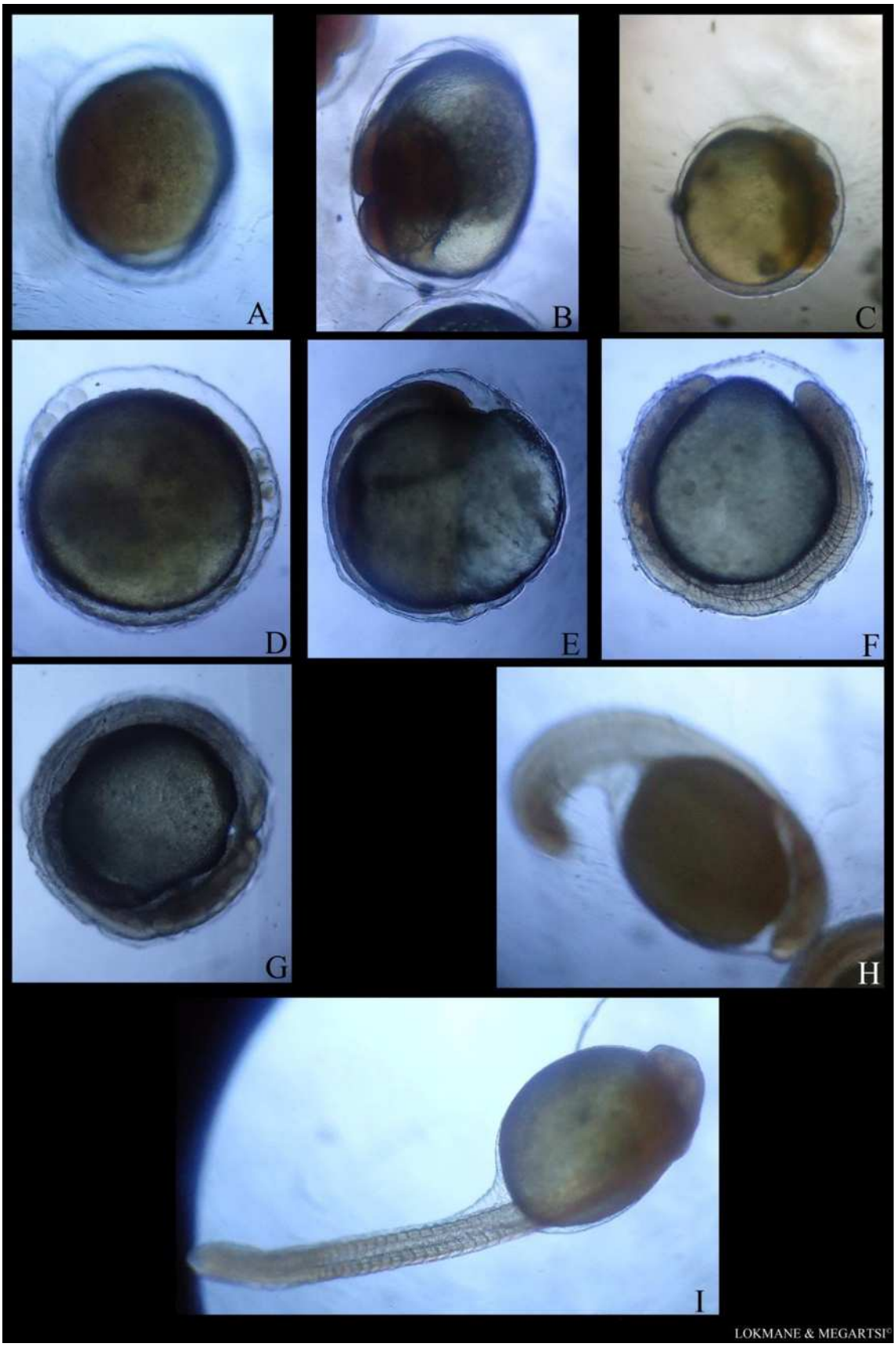


Figure 28 : Différents stades du développement embryonnaire

8-Éclosion (J_0)

- Pour la première expérience (19/05/2012 à 12 h 45) donc à **18 h d'incubation**, le début d'éclosion a eu lieu dans le dispositif des bouteilles de Zoug à une température moyenne de 30,5 °C et une concentration d'oxygène dissous moyenne de 4,45 mg/l.
- Dans les claies, l'éclosion a eu lieu en même temps que dans les bouteilles de Zoug à une température moyenne de 29 °C et une concentration d'oxygène de 3,99 mg/l et une salinité de 3,3 ‰.
- Nous avons enregistré une mortalité totale des individus dans les bouteilles de Zoug, ceci étant dû à l'élévation brusque de la température à 14 h 30 le même jour à cause de l'exposition prolongée de la tuyauterie d'alimentation en eau au soleil.
- Nous avons remarqué qu'un nombre élevé de larves issues des œufs incubés dans des claies présentaient des malformations ; ces larves sont reconnaissables par leur nage en spirale causée par une déformation de leur colonne vertébrale visible à l'œil nu (fig. 29). Une forte occurrence de difformités larvaires peut donc aussi bien résulter d'une médiocre qualité initiale des ovules que des conditions environnementales d'incubation défavorables **(Legendre et *al.*, 1991).**

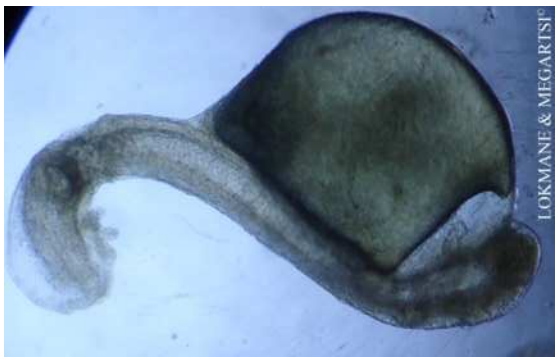


Figure 29 : Larve malformée

- Pour la deuxième expérience du 25/05/2012 à 9 h 30 donc à **22 h d'incubation**, le début de l'éclosion a eu lieu dans le dispositif des claies à une température moyenne de 25 °C et une concentration d'oxygène dissous moyenne de 3,74 mg/l et une salinité de 1,2 ‰.
- Dans les bouteilles de Zoug, l'éclosion a eu lieu en même temps que dans les claies à une température moyenne de 26 °C et une concentration d'oxygène de 4,16 mg/l et une salinité de 3,3 ‰. Selon **Ducarme et Micha (2003),** l'éclosion a lieu après 27 h à une température de 25 °C.

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

Tableau 7 : Taux d'éclosion

	L'échantillon	Taux d'éclosion (%)
Zoug	1	89,7
	2	91,6
Claies	3	87,8
	4	85,2

Nos résultats sont supérieurs à ceux obtenus par **Rukera Tabaro et *al.*** (2005) qui sont respectivement de 44 % pour les cadres et 66 % dans les bouteilles de Zoug.

9-Élevage larvaire

– Au lendemain de l'éclosion, nous avons constaté une mortalité de la totalité des individus issus des œufs incubés dans les bouteilles de Zoug ainsi qu'une mousse blanchâtre importante à la surface de l'eau qui tient son origine du pourrissement des œufs non éclos et c'est ce qui a vraisemblablement causé leur mortalité. En effet, **Gilles et *al*. (2001)** signalent qu'il faut vérifier rapidement les œufs blancs dans les incubateurs. Leur pourrissement peut provoquer une pollution importante de l'eau.

– Nous avons remarqué un « effet de groupe » (fig. 30) chez les larves, c'est-à-dire un comportement d'entassement en nombre important dans les coins les plus sombres. Selon **Gilles et *al.* (2001),** les larves sont photophobes, c'est-à-dire qu'elles fuient la lumière. Cette caractéristique les pousse à se regrouper et à former de véritables paquets très denses dans les parties les moins éclairées des bacs.

– Au 17^{éme} jour de l'élevage larvaire, nous avons remarqué une mortalité totale d'un lot de larves alimentées à l'aliment artificiel cela peut s'expliquer au pic inopiné de la température qu'a vécu la région.

– Au 25ème jour de l'élevage, nous avons constaté une autre mortalité d'un autre lot de larves nourries à l'artémia. Nous attribuons cette mortalité au stress provoqué par la manipulation des larves.

– Pour le calcul du nombre total des larves au j_7 nous avons trouvé dans le volume pris comme référence un poids de 8,7 g pour un nombre de 1713 larves.

– Le nombre total des larves est de 1713 X 9 = 15 417. Le chiffre 9 correspond aux nombres de prises de volumes équivalents au volume de référence.

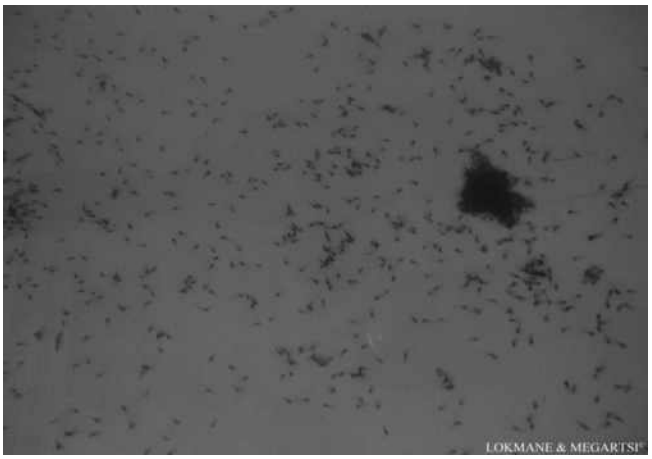


Figure 30 : Effet de groupe chez les larves de *C. gariepinus*

10-Alimentation des larves

- Nous avons remarqué que les larves nourries à l'artémia pendant les 7 premiers jours avaient une croissance plus élevée que celles nourries à de l'alimentation artificielle. En effet, **Verreth et *al*. *in* Vandecan (2011)** signalent que le remplacement total de l'aliment vivant par un aliment artificiel mène à une mauvaise croissance et un mauvais pouvoir de survie.
- Pendant la distribution de l'aliment, nous avons remarqué que certaines larves les plus vivaces montaient à la surface de l'eau et s'alimentent en premier. Même constat chez **Kadri et *al.* (in Martins et al. 2005)** qui ont remarqué que certaines larves dominantes s'alimentent en premier près de la surface et le même comportement a été remarqué chez **(Chebel et khouas, 2009).**

Conclusion

L'artémia décapsulée est plus efficace durant les premiers jours de l'élevage larvaire que l'aliment artificiel.

11-Sevrage

Lors du sevrage, les larves n'ont montré aucun refus de l'aliment artificiel et aucune mortalité, cela peut être expliqué par la facilité d'adoption de l'aliment par les larves.

12-Transport des alevins

Pendant le transport des larves de l'annexe du CNRDPA de Ouargla jusqu'à l'ENSSMAL, nous avons noté la mortalité de 2 larves sur 170, ce qui peut expliquer les bonnes conditions de transport (température, oxygène dissous) de ces larves.

13-Suivi de la croissance

Pendant cette étape nous avons relevé des mortalités qui ont commencé dès les premiers jours et ont continué tout au long de notre suivi de l'élevage. Nous avons remarqué l'apparition d'une couleur blanchâtre chez des larves qui ne tarderont pas à mourir. Ce phénomène pourrait s'expliquer par :

- le stress provoqué par la manipulation des larves et le changement de l'eau périodique obligatoire ainsi qu'aux séquelles du transport

Les taux de mortalité sont représentés dans le tableau 8

Tableau 8 : Taux de survie et taux de mortalité des larves

	Bac	Nb de larves de départ	Nb de larves en vie	Taux de survie (%)	Taux de mortalité (%)
Ali. Artémia	1	50	11	22	78
	2	50	26	52	48
	3	50	19	38	62
Ali. Artificiel	4	50	13	26	74
	5	50	19	38	62
	6	50	00	00	100

Durant ce suivi larvaire, nous avons relevé les poids et tailles des larves. Les résultats sont consignés dans le tableau 9.

Tableau 9 : Tailles et poids moyen des larves durant le suivi

	J15	J25
Larve	Taille (cm)	Taille (cm)
1	0,8	1,2
2	0,8	1.4
3	1	1.3
4	0,9	1.4
5	0,8	1.2
6	1	1.2
7	1,1	1.2
8	1	1.4
9	0,9	1.2
10	0,9	1.3
11	1,2	1.7
12	1,2	1.5
13	1	1.6
14	0,9	1.7
15	1	1.6
16	1	1.6
17	1,1	1.3
18	1,1	1.6
19	0,9	1.5
20	0,9	1.6
21	0,9	1.1
22	0,9	1.4
23	0,9	1.4
24	0,9	1.5
25	0,9	1.3

Poids moyen J15 = 0,045 g

Taille moyenne J15 = 0,96 mm

Poids moyen J25 = 0,1 g

Taille moyenne J25 = 1,40 mm

Conclusion

Pendant l'élevage larvaire, il est important de manipuler les larves avec précaution, de les garder à une température idéale dans un emplacement dont la lumière est tamisée à faible éclairage loin de toute source de stress, de préférence dans un système ouvert afin d'éviter la manipulation des larves pendant le nettoyage.

Conclusion

Conclusion

Au terme de notre travail, nous pouvons conclure que la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* n'est plus au stade expérimental.

Nos résultats confortent ce raisonnement, car les nous estimons que les différents aspects de cette reproduction sont maîtrisés, qu'il s'agisse de fécondité ou des taux de fécondation et d'éclosion ainsi que le nombre de larves viables obtenues et du faible taux de malformation.

D'autre part, la réussite de l'obtention de la semence du mâle sans pour autant le sacrifier nous encourage à entrevoir la possibilité de la réalisation d'une écloserie à grande échelle.

Pour ce qui est des moyens d'incubation utilisés, nous avons constaté la facilite d'incubation dans les claies, ce qui n'est pas le cas des bouteilles Zoug. Cela est dû à l'adhésivité des œufs à la paroi des bouteilles ce qui les empêche de rester en suspension. Donc le rôle des bouteilles de Zoug n'est plus avéré, sauf si des œufs subissent un traitement préalable au tanin.

Par contre, l'avantage des bouteilles de Zoug est qu'elles permettent le renouvellement d'eau, ce qui a permet de supprimer les effets du pourrissement des œufs non éclos et de pouvoir procurer un traitement préventif des œufs incubés et les larves fraichement écloses contre divers germes ce qui aura pour conséquence d'augmenter nos chances de réussite.

Aussi, nous pouvons préconiser l'utilisation de l'Ovaprim et l'Ovopel avec un léger avantage pour l'Ovaprim qui donne des résultats légèrement meilleurs et par sa facilité d'utilisation comparativement à l'Ovopel. Nous pouvons noter aussi que l'utilisation de l'HCG dépourvue d'antidopamine donne des résultats qui peuvent ne pas satisfaire les exigences d'une production à grande échelle.

Il est important de signaler que des géniteurs matures, non stressés et bien nourris constituent un facteur essentiel de la réussite de la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*.

Nous avons pu réaliser un résultat encourageant lors de l'ablation d'une partie de la gonade d'un mâle et avons remarqué sa bonne santé après l'opération (testiculoctomie), mais cette expérience mérite une étude plus poussée pour savoir si le testicule partiellement enlevé s'est régénéré ou pas.

Conclusion

Pendant l'élevage larvaire, nous n'avons pas remarqué de cannibalisme cela est du vraisemblablement à l'alimentation quotidienne et rationnée le long de la journée.

Enfin, nous pouvons préconiser quelques recommandations aux aquaculteurs intéressés :

- Il faut disposer de géniteurs nourris avec une alimentation fortement riche en protéines et aussi les stocker dans les meilleures conditions possible (température optimale de 28 °C, oxygénation optimale de 3mg/l, bassin ombragé, faible densité de stockage).
- Suivre le protocole de reproduction ainsi que l'utilisation préférentielle de l'Ovaprim.
- Utilisation préférentielle des bouteilles de Zoug avec traitement préalable obligatoire des œufs fécondés contre l'adhésivité.
- Réalisation d'un traitement préventif pendant l'incubation et pendant les premières heures qui suivent l'éclosion pour un rendement maximal. Le choix du traitement parait impératif, car un mauvais traitement peut rendre le poisson impropre à la consommation humaine comme l'utilisation du bleu de méthylène qui est interdite dans les pratiques de l'aquaculture européenne.
- Réalisation d'un tri en populations homogènes afin d'éviter tout cannibalisme.
- Nourrir les larves avec un aliment de type proie vivante (*Artémia)* semble être un des meilleurs moyens pour obtenir une croissance rapide et la réalisation d'un sevrage avec une alimentation de qualité riche en farine de poisson de préférence.

Bibliographie

Bibliographie

Arrignon J., 2002. L'aquaculture de A à Z. Ed. Lavoisier, Paris, 439 p.

Barnabé G., 1991. Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. Ed. Lavoisier, Paris, 520 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 adaptifs. Ed. Lavoisier, Paris, 1522 p.

Chanseau M., Bosc S., Galiay E., Oules G., 2002. L'utilisation de l'huile de clou de girofle comme anesthésique pour les smolts de saumon atlantique (*Salmo salar* L.) et comparaison de ses effets avec ceux du 2-phenoxyethanol. *Bull. Fr. Pêche Piscic*. **365/366** : 579-589

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

Chikou A., 2006. Étude de la démographie et de l'exploitation halieutique de six espèces de poissons-chats (Teleostei, Siluriformes) dans le delta de l'Ouémé au Bénin. Thèse de doctorat, université de Liège, 459 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.

Ducarme C., Micha J.C., 2003. Technique de production intensive du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*. *Tropicultura*, **21, 4** : 189-198.

FAO, 2010. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2010, FAO, Rome, 224 p.

Gilles S., Dugué R., Slembrouck J., 2001. Manuel de production d'alevins du silure africain, *Heterobranchus longifilis*. Ed. Maison neuve et Larose, Paris, 128 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** : 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/GCP/CAF/007/NET, Document technique No. 20,100 p.

Karami A., Christianus A., Zokaeifar H., Saad K. Z., T. J. Imraan F., Shakibazadeh S., Negarestan H., C. Courtenay S., 2011. Ovaprim treatment promotes oocyte development and milt fertilization rate in diploid and triploid African catfish (*Clarias gariepinus*). *Aquacult Int* **19** : 1025–1034

Lacroix E., 2004. Pisciculture En Zone Tropicale. Ed. GFA Terra Systems, Hamburg, 225 p.

Le berre M. 1989 - Faune du Sahara, vol. 1. Editions Lechevalier – R. Chabaud, Paris.

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 *Glanas gariepinus* (Teleostei, Clariidae). *Aquatic Living Resources*, **4** : 227-240.

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., 2006. Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme.4ème édition, Ed. IRD, Paris, 564 p.

Lévêque C., Paugy D., Teugels G. G., 1990. Faune des poissons d'eau douce et saumâtre 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** : 300-307.

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** : 231-244.

Sanogo S., 2012. Étude comparative des macroinvertébrés et leur impact sur le régime alimentaire de *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) de deux cours d'eau permanents de la région ouest du Burkina Faso. Thèse de master, Université Polytechnique de Bobo Dioulasso (Burkina Faso), 46 p.

Schlumberger O., 2002. Mémento de pisciculture d'étang. 4ème édition, Ed. Cemagref, Montpellier, 238 p.

Skelton P., 1993. A complete guide to the freshwater fishes of southern Africa. Ed. Halfway House Southern Book Publishers, 388 p.

Targońska K., Kucharczyk D., Kujawa R., Mamcarz A., Żarski D., 2012. Controlled reproduction of asp, *Aspius aspius* (L.) using luteinizing hormone releasing hormone (LHRH) analogues with dopamine inhibitors. *Aquaculture* **306** : 407–410

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

Teugels G., Melanie L., Stiassny J., 2007. Poissons d'eaux douces et saumâtres de basse Guinée, ouest de l'Afrique centrale. Volume 1.Ed. IRD, Paris, 800 p.

Vandecan M., Diallo A., Melard C., 2011. Effect of feeding regimes on growth and survival of *Clarias gariepinus* larvae: replacement of Artemia by a commercial feed. *Aquaculture Research*, **42** : 733 – 736.

van Eer A., van Schie T., Hilbrands A., 2004. La pisciculture en eau douce à petite échelle. Deuxième édition, Ed. Fondation Agromisa, Wageningen, 85 p.

Yalçin S., Solak K., Akyurt I., 2002. Growth of the catfish *Clarias gariepinus* (clariidae) in the river Asi (Orontes), Turkey. *Cybium*, **26** : 163-172.

Références internet

Discover life, 2012 :

http://www.discoverlife.org/20/q?search=Clarias+gariepinus

FAO, 2012a :

http://www.fao.org/fishery/species/2982/en

FAO, 2012b :

http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Clarias_gariepinus/en

FDA, 2012 :

http://www.fda.gov/AnimalVeterinary/DevelopmentApprovalProcess/MinorUseMinorSpecies/ucm125478.htm

ITIS Report, 2011 :

http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=164125

Annexes

Annexe 1 : Matériel expérimental

- **Stockage des géniteurs**
  - Bassins de stockage des géniteurs
  - Filet
- **Pêche**
  - Salabre
- **Préparation des bacs de stabulation**
  - Deux bacs (1,2 m x 1 m x 0,8 m) chacun à son couvercle
  - Deux thermostats
  - Diffuseurs
  - Salabre
- **Marquage**
  - Salabre
  - Balance électronique de marque KERN® type 440-49N (4000 g max. d = 0.1 g)
  - Fils de marquage
  - Ichtyomètre
  - Anesthésiant : Eugénol (0,5 ml)
  - Bassine de 20 l
- **Induction des femelles**
  - Une table de travail
  - Anesthésiant : Eugénol
  - Bassine de 20 l
  - Seringues jetables de 5 ml
  - HCG (hormone chorionique gonadotrope)
  - Ovaprim
  - Ovopel
  - Sérum physiologique 0,9 %
  - Papier absorbant
  - Deux serpillières
  - Thermomètre
- **Prélèvement et conservation du sperme**
  - Matériel de dissection : ciseaux, grande pince, petite pince
  - Papier absorbant
  - Bécher de 500 ml
  - Sérum physiologique
  - Réfrigérateur
  - Microscope optique (OPTECH® Type B3)
  - Lames
  - Lamelles
  - Pipettes jetables
  - Fil de suture
  - Iosine
- **Contrôle de maturité**
  - Serpillière
  - Papier absorbant
  - Loupe binoculaire (OPTECH® Type LFZ)
  - Micromètre
  - Cathéter

- **Prélèvement des ovules**
  - Bassine
  - Serpillière
  - Papier absorbant
- **Fécondation et mise en incubation**
  - Bassine
  - Un bac
  - Spatule
  - Pompe d'aération
  - Cadres grillagés
  - Multi-paramètres
  - 3 bouteilles de Zoug de 10 l
  - 2 bouteilles de Zoug de 40 l
- **Élevage larvaire**
  - Un raceway
  - Tuyau plastique souple
  - 6 petits bacs de 20 l
  - Un pinceau pour la distribution d'aliment
  - Multi-paramètre
  - Pompe d'aération
  - Aquarium (107 cm x 41,5 cm x 40,5 cm)
  - Bassine de 25 1
- **Transport**
  - Bac en polyester
  - Sachet de congélation
  - Véhicule
- **Suivi de la croissance**
  - Balance électronique de marque KERN® Type EW220-3NM (220 g max. d = 0.001g)
  - Tasse en plastique d'un litre
  - Ichtyomètre
  - Petite épuisette

Annexe 2 : Décapsulation de l'artémia

- Verser 200 g d'artémia dans un bac cylindro-conique.
- Ajouter 3 l d'eau douce.
- Introduire un tuyau d'aération et un diffuseur et laisser pendant 1 h.
- Ajouter 2 l d'eau de Javel (12°) et 1 l d'eau et laisser pendant 15 min.
- Ouvrir le robinet du bac cylindro-conique et filtrer le contenu avec un tamis de 0,1 mm et rincer bien pour éliminer l'eau de javel et les déchets des coquilles.
- Mettre le contenu dans une saumure d'une concentration de 250 g\l muni d'un diffuseur d'air.
- Laisser pendant 4h ensuite filtrer et laisser sécher puis congeler pour le stocker.

Annexe 3 : Mesures des tailles et poids des géniteurs

- **Mâles :**

N°	Wt	Lt
1	239.70	33.00
2	198.10	31.50
3	268.90	34.50
4	238.50	34.00
5	436.70	41.50
6	171.20	31.50
7	190.10	31.50
8	304.20	36.10

- **Femelles :**

N°	Wt	Lt
1	174.60	28.00
2	173.60	28.00
3	131.60	26.50
4	252.30	31.50
5	255.70	31.50
6	137.80	26.50
7	345.30	35.50
8	172.60	28.00
9	335.60	34.50
10	158.40	27.50
11	245.80	31.20
12	134.50	26.50
13	301.40	36.50
14	259.80	32.50
15	154.30	27.00
16	347.00	35.50
17	338.00	35.00
18	233.30	31.50
19	226.20	30.50
20	122.50	26.50
21	474.60	39.50
22	143.20	26.00
23	438.70	37.50
24	305.40	33.00
25	323.00	34.50
26	186.50	29.00
27	187.00	29.20
28	196.30	28.00
29	262.70	31.50
30	161.30	27.00
31	381.10	35.50

Annexe 4 : Mesures des diamètres des ovules

Ovule	Diamètre (mm)	Ovule	Diamètre (mm)	Ovule	Diamètre (mm)
01	1,2	**34**	1,25	**67**	1,5
02	1,2	**35**	1,5	**68**	1
03	1,2	**36**	1,5	**69**	1,5
04	1	**37**	1,15	**70**	1,5
05	1,2	**38**	1,4	**71**	1,75
06	1,1	**39**	1,35	**72**	1,5
07	1	**40**	1,35	**73**	1,5
08	1,1	**41**	1,25	**74**	1
09	0,9	**42**	1,2	**75**	1,5
10	1,2	**43**	1,5	**76**	1,75
11	1,1	**44**	1,1	**77**	1,5
12	1,3	**45**	1,4	**78**	1,5
13	1,3	**46**	1,35	**79**	1,75
14	1,7	**47**	1,25	**80**	1,75
15	1,5	**48**	1,1	**81**	1,75
16	1,75	**49**	1,3	**82**	1,5
17	1,6	**50**	1,25	**83**	1
18	1,55	**51**	1,1	**84**	1,75
19	1,6	**52**	1,3	**85**	1,5
20	1,35	**53**	1,5	**86**	1,75
21	1,65	**54**	1,1	**87**	1,75
22	1,45	**55**	1,35	**88**	1,5
23	1,65	**56**	1,75	**89**	1,75
24	1,65	**57**	1,5	**90**	1,5
25	1,5	**58**	1,45	**91**	1,5
26	1,65	**59**	1,7	**92**	1,75
27	1,75	**60**	1,5	**93**	1,5
28	1,5	**61**	1,75		
29	1,7	**62**	1,75		
30	1,5	**63**	1,5		
31	1,45	**64**	1,5		
32	1,4	**65**	1,75		
33	1,5	**66**	1,5		

Annexe 5 : Mesure de paramètres physicochimiques des géniteurs

- **Mâles :**

Jour	Température (°C)		Oxygène dissous (mg/l)		pH		Salinité	
	Matin	Soir	Matin	Soir	Matin	Soir	Matin	Soir
1	22	25	1,61	3,94	7,25	7,40	3,2	3,2
2	25	25	0,31	2,09	7,14	7,28	3,2	3,2
3	22,3	25	4,85	1,36	7,5	7,19	3,2	3,2
4	21,9	25,5	7,43	7,19	3,25	0,90	3,2	3,2
5	24,6	27,7	0,07	3,99	7,20	7,40	3,3	3,1
6	25	28,3	1,87	0,07	7,28	7,11	3,1	3,1
7	25	25	0,13	0,10	7,26	7,17	3,1	3,2

- **Femelles :**

Jour	Température (°C)		Oxygène dissous (mg/l)		pH		Salinité	
	Matin	Soir	Matin	Soir	Matin	Soir	Matin	Soir
1	24,5	25	2,37	1,36	7,17	7,06	3,2	3,2
2	25	25	0,14	0,05	7,07	6,95	3,2	3,2
3	24,8	25	4,81	0,80	7,52	7,03	3,2	3,2
4	24,9	28	1,99	0,89	7,26	7,09	3,3	3,2
5	24,8	27,8	0,99	3,71	7,37	7,30	3,2	3,1
6	25	28,7	0,38	2,55	7,03	7,21	3,1	3,1
7	25	25	1,88	0,17	7,32	7,14	3,1	3,1

Annexe 6 : Mesure de température et oxygène des larves

	Bac	Température (°C)		Oxygène dissous (mg/l)	
		Matin	Soir	Matin	Soir
J_2	1	25	27,4	5,55	5,16
	2	24,6	28,8	4,75	4,92
	3	24,6	26,6	4,31	4,72
	4	24,5	26,7	4,32	4,86
	5	25	26,4	4,14	3,93
	6	26,6	26,5	4,96	4,93
	Bac	Température (°C)		Oxygène dissous (mg/l)	
		Matin	Soir	Matin	Soir
J_3	1	27,2	29	4,33	4,48
	2	27,1	28,5	5,50	4,57
	3	26,7	28,1	4,93	4,22
	4	26,6	28,8	5,80	4,13
	5	26,3	27,7	4,13	3,09
	6	26,6	28,4	4,96	5,26
	Bac	Température (°C)		Oxygène dissous (mg/l)	
		Matin	Soir	Matin	Soir
J_4	1	27,8	29	4,63	4,61
	2	27,1	28,7	4,80	4,52
	3	26,6	28,4	4,19	4,37
	4	27,7	29,2	4,47	3,95
	5	25,5	28	4,95	4,36
	6	26,8	29,9	4,92	4,34
	Bac	Température (°C)		Oxygène dissous (mg/l)	
		Matin	Soir	Matin	Soir
J_5	1	28,4	30	5,58	5,53
	2	27,7	29,9	5,20	4,30
	3	27,9	29,6	4,80	4,18
	4	27,6	30	5,41	4,11
	5	26,7	28,1	5,51	4,82
	6	27,8	29	4,77	3,80

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

Matériel utilisé

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

Protocole

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

- Injecter la femelle entre la nageoire dorsale et la ligne latérale dans la partie la plus charnue sous un angle de 30°.
- Remettre les femelles injectées dans les bacs de stabulation.
- Calculer la température moyenne des bacs de stabulation afin de déduire le temps de latence (ex: 11 h à une température de 25 °C).
- Réaliser le prélèvement des testicules par le sacrifice du mâle 1 h avant la collecte des œufs par pression abdominale (le stripping).
- Faire couler le sperme par des incisions verticales sur le testicule dans un petit récipient.
- Éviter tout contact avec l'eau.
- Conserver le sperme dans une glacière à une température entre 4-6 °C.
- Réaliser un stripping au terme du temps de latence pour collecter les ovules dans un récipient propre et sec.
- Incorporer les ovules avec le sperme et touiller avec une plume d'oie à sec.
- Ajouter de l'eau pour la fécondation tout en faisant un mouvement circulaire.
- Rincer convenablement les œufs jusqu'à l'obtention d'une eau claire.
- Verser les œufs dans des claies légèrement immergées dans des bacs remplis d'eau au quart.
- Attendre l'éclosion en contrôlant la température et la bonne qualité de l'eau.
- Éliminer la mousse blanchâtre qui apparait en surface.
- Transférer les larves dans un bassin nettoyé et désinfecté dans une eau de température similaire à celle de l'incubation.

Remarque :

- ❖ Durant toute l'opération, l'utilisation d'une eau douce claire non javellisée est obligatoire.
- ❖ L'utilisation d'anesthésiant est obligatoire avant toute opération de pesée, de marquage, d'injection, de stripping (ex : Eugénol 0,4 ml/10 l d'eau).

Résumé

Afin d'améliorer la production d'alevins du Poisson-chat africain *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) par le biais de la reproduction artificielle et de passer du stade de production expérimentale à un stade de production à grande échelle, nous avons eu recours à l'induction hormonale de la ponte en administrant aux femelles trois types d'hormones : Ovaprim® (LHRHa du saumon), Ovopel® (LHRHa de la carpe), Ovitrelle® (HCG).

D'autre part, des essais concluants de testiculoctomie ont été réalisés afin d'éviter le sacrifice de mâles à chaque opération de reproduction artificielle et de préserver ainsi nos stocks de géniteurs.

Nous avons utilisé deux systèmes d'incubation afin de les comparer et de mettre en évidence les avantages et les inconvénients de chacun d'eux. Au cours de l'incubation, nous avons identifié les différents stades du développement embryonnaire, puis nous avons suivi le développement larvaire afin d'estimer le taux de croissance à deux régimes alimentaires différents.

Enfin et au terme de ce travail, nous proposons un guide pratique pour la reproduction de *Clarias gariepinus* dédié à tout aquaculteur intéressé par la production d'alevins de cette espèce.

Mots clés : *Clarias gariepinus*, reproduction artificielle, HCG, cLHRHa, sLHRHa, développement larvaire.