



REPUBLIQUE DU BENIN

\*\*\*\*\*

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

\*\*\*\*\*

UNIVERSITE D'ABOMEY-CALAVI

\*\*\*\*\*

FACULTE DES SCIENCES ET TECHNIQUES

\*\*\*\*\*

**DEPARTEMENT DE ZOOLOGIE**

\*\*\*\*\*

**LICENCE EN HYDROBIOLOGIE APPLIQUEE**

\*\*\*\*\*

**Reproduction Artificielle et Elevage Larvaire de *Clarias gariepinus*  
(Pisces : Siluriformes : Clariidae) en système de recirculation  
d'eau.**

**Présenté par :**

**Eric FAGNON et Josué MIGAN**

**Sous la direction de :**

**Pr. Dr. Ir Alphonse ADITE**

Maître de conférences (CAMES)

Enseignant chercheur à la  
FAST/UAC

3<sup>ème</sup> PROMOTION

**Année Académique  
2014-2015**

# SOMMAIRE

CERTIFICATION.....	i
DEDICACE.....	ii
REMERCIEMENTS.....	iii
LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS.....	iv
LISTE DES FIGURES.....	v
LISTE DES PHOTOS.....	vi
LISTE DES TABLEAUX.....	vii
RESUME.....	viii
ABSTRACT.....	ix
INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : REVUE DE LITTERATURE.....	3
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES.....	12
CHAPITRE III : RESUSTATS ET DISCUSSION.....	23
CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	30
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	31
ANNEXES.....	33

## **CERTIFICATION**

Je soussigné Professeur Alphonse ADITE, Maître de Conférences des Universités du CAMES et Enseignant-Chercheur à la Faculté des Sciences et Techniques de l'Université d'Abomey-Calavi (FAST/UAC), certifie que le présent document a été réalisé sous ma supervision par les candidats Eric FAGNON et Josué MIGAN dans le cadre de leurs travaux de fin de formation en Licence Hydrobiologie Appliquée (LHBA).

En foi de quoi la présente certification leur est délivrée pour servir et valoir ce que de droit.

Fait à .....

**Prof. Dr. Ir. Alphonse ADITE**

## **DEDICACE**

A mon père Alain T. FAGNON et à ma mère Pauline FAGNON née DEDEHOU.

## REMERCIEMENTS

Selon Séidou BADIAN : « L'Homme n'est rien sans les hommes (...) ». Ce document a été réalisé grâce à la partition de plusieurs personnes à qui il convient d'exprimer toutes nos grâtes.

Nous remercions particulièrement le Professeur Docteur Ingénieur Alphonse ADITE notre maître de mémoire, qui en dépit de ses multiples occupations, s'est sacrifié pour la qualité du travail.

Nos remerciements vont également à l'endroit du Professeur Youssouf ABOU coordonnateur de la Licence Hydrobiologie Appliquée (LHA)

A l'ensemble du corps enseignant et le personnel administratif de la Faculté des Sciences et Techniques (FAST) nous leur disons au fond du cœur merci.

Merci Monsieur Stanislas SONON, notre maître de stage, pour son soutien indéfectible et les armes nécessaires qu'il nous a léguées pour la bonne gestion d'une ferme piscicole.

Puissent le doctorant Gildas GBAGUIDI et tous les autres doctorants du professeur Alphonse ADITE retrouver à travers ce travail les récompenses de leur accompagnement matériel et psychologique.

Nous n'oublions guère tous ceux qui, de près ou de loin, n'ont ménagé aucun effort pour l'aboutissement heureux de ce travail.

## LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS

°C	: Degré Celsius
<i>Al</i>	: Collaborateurs
<i>C.</i>	: <i>Clarias</i>
CF	: Circuit Fermé
FAO	: Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture
FAST	: Faculté des Sciences et Techniques
Fig.	: Figure
g/l	: gramme par litre
LHBA	: Licence Hydrobiologie Appliquée
LS	: Longueur Standard
LT	: Longueur Totale
MAEP	: Ministère de l'Agriculture de l'Elevage et de la Pêche
O <sub>2</sub>	: Oxygène dissous
P	: Poids
RAS	: Système Aquacole à Recirculation d'eau
PRODEFA	: Projet d'Appui au Développement de la Filière Aquacole
UAC	: Université d'Abomey-Calavi

## LISTE DES FIGURES

Figure1 : <i>Clarias gariepinus</i> .....	5
Figure 2 : Situation géographique des Arrondissements de la commune de Ouidah.....	13

## LISTE DES PHOTOS

Photo 1 : Vue du système larvaire du site expérimental.....	14
Photo 2 : Vue du système d'alevinage du site expérimental .....	15
Photo 3 : Identification de la femelle.....	17
Photo 4 : Identification du mâle.....	17
Photo 5 : Injection d'un géniteur femelle du site expérimental .....	18
Photo 6 : Extraction des ovules d'un <i>C. gariepinus</i> du site expérimental .....	19
Photo 7 : Extraction des testicules d'un mâle du site expérimental.....	19
Photo 8 : Fécondation des ovules.....	20
Photo 9 : Incubation des œufs.....	20
Photo 10 : Larves de <i>Clarias gariepinus</i> le deuxième jour post-éclosion.....	21

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Valeurs tailles et poids des géniteurs mâle et femelle.....	18
Tableau 2 : Paramètres physico-chimiques de l'eau des bacs d'incubation des œufs de <i>Clarias gariepinus</i> en système de recirculation d'eau.....	24
Tableau 3 : Nombre d'avortons et taux d'éclosion de <i>Clarias gariepinus</i> obtenu en système de recirculation d'eau.....	25
Tableau 4 : Valeurs moyennes journalières des paramètres physico-chimiques de l'eau du milieu d'élevage des larves de <i>Clarias gariepinus</i> en système de recirculation d'eau.....	27
Tableau 5 : Composition chimique de l'aliment coppens.....	27
Tableau 6 : Croissance en longueur (longueur totale) et en poids des larves de <i>Clarias gariepinus</i> en système de recirculation d'eau.....	28
Tableau 7 : Synthèse des paramètres de performance des larves de <i>Clarias gariepinus</i> en système de recirculation d'eau.....	29

## RESUME

La présente étude intitulée : « Reproduction artificielle et élevage larvaire de *Clarias gariepinus* (Pisces : Siluriformes : Clariidae) en système de recirculation d'eau » a été réalisée de Décembre 2015 à Mars 2016 sur la ferme Aquacole « Fish Farm » dans la commune de Ouidah au Sud-Ouest du Bénin. Le système de recirculation d'eau, est un milieu d'élevage qui offre des conditions physico-chimiques favorables à la reproduction artificielle et à l'élevage larvaire. Les résultats révèlent un taux élevé d'éclosion atteignant 78,3%. Après 67 jours d'élevage larvaire, la longueur totale moyenne initiale est passée de 6,48 mm au troisième jour post-éclosion (J3) à 126,75 mm (J69) et le poids moyen initial est passé de 0,01 g à 13,63 g, soit une croissance moyenne en tailles de 1,80mm/jour et une croissance pondérale de 0,20 g/jour avec un taux de croissance spécifique relativement élevé (10,46 %/jour) ; tout ceci par l'aliment coppens qui est utilisé durant tout l'élevage de *C. gariepinus* dans ce dispositif. Cependant, le pourcentage de survie des larves était faible et réduit (14%) à 69 jours post-éclosion (J69). L'amélioration du dispositif du système de recirculation d'eau qui actuellement se trouve dans un enclos, et la distribution d'aliments vivants permettra d'améliorer les paramètres zootechniques.

**Mots clés** : Reproduction artificielle, système de recirculation d'eau, *Clarias gariepinus*, élevage larvaire, mortalité, croissance.

## ABSTRACT

The present study entitled: “ artificial breeding and larval rearing of catfish *Clarias gariepinus* ( pisces : siluriformes : Clariidae ) in water recirculation system ” was realized from December 2015 to March 2016 the Aquacol “ Fish Farm in the town of Ouidah in southwestern Benin. The water recirculation system, is an environment of livestock that offers favorable physicochemical condition at the artificial breeding and larval rearing. The revealed a high rate of hatching reaching 78, 3 %. After 67 days of larval rearing total average initial length rose 0, 01 g from 13, 63 g has an average growth in size of 1,8 mm per day and ponderable growth of 0,20 g per day with a rate of relatively high specific growth (10,46 % per day). However, the survival rate of larval was low and reduced to 69 days post-hatching (J69). The improvement of the system water recirculation system which currently find in a pen and distribution of living food will improve the zoo technical parameters.

**Keywords:** artificial reproduction, water recirculation system, *Clarias gariepinus*, larval rearing, mortality, growth.

## INTRODUCTION

Au Bénin, les produits de la pêche jouent un rôle socio-économique important puisqu'ils fournissent plus de 65% des ressources en protéines animales dans le pays où la ration en ces éléments est assez faible 15kg de viande et poisson/habitant/an, (direction des pêches, 1996). Le poisson reste une denrée parfaitement intégrée dans l'alimentation des Béninois et se prête à des combinaisons culinaires variées depuis la préparation du poisson frais ou fumé en sauce, jusqu'à l'utilisation du poisson salé comme condiment (Pliya, 1980).

La production halieutique du Bénin, à ce jour, est essentiellement fournie par la pêche dans les cours et plans d'eau. Toutefois, depuis quelques années, les besoins en poissons des populations ont augmenté alors que les prises ont chuté d'environ 15% de 2003 à 2008 (MAEP, 2009). La promotion et le développement de la pisciculture deviennent donc une nécessité pour suppléer le déficit de jour en jour croissant. Ce développement, pour qu'il soit harmonieux, se fera avec l'intensification et la diversification de l'élevage des espèces locales (Fiogbé et al, 2002). Pour mieux réussir cette production, il importe d'inventorier les espèces présentes dans nos eaux et d'identifier celles qui sont prisées par les populations locales. Au Bénin, les familles de poissons appréciées et présentant des potentialités remarquables tant écologiques, zootechniques qu'économiques sont principalement les Cichlidés, les Clariidés, les Ostéoglossidés, les Clarotéidés (Imorou-Toko, 2007).

En effet, de nombreuses recherches ont montré un intérêt considérable pour *Clarias gariepinus* comme étant une espèce rustique, ayant une croissance rapide et une alimentation omnivore (Rukera Tabaro, 2005). C'est vers les années 1970 à 1980 que les techniques de base pour la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* (Burchell 1822), l'alevinage et le grossissement par alimentation artificielle commencent à être maîtrisées (De Kimpe & Micha, 1974 ; Hogendoorn., 1980), ce qui a permis alors le développement de la pisciculture semi intensive puis intensive de cette espèce.

Ces difficultés de production en Afrique sont dues à une faible maîtrise de son élevage larvaire, phase déterminante de la production piscicole (Ducarme. &Micha., 2003). Or *C. gariepinus*, espèce endémique Africaine, reste une des espèces les plus adaptées à l'aquaculture africaine au travers de sa large répartition géographique sur ce continent (Hecht., Oellennann. &Verheust., 1996).

Force est de remarquer qu'à nos jours, même dans certaines stations de pisciculture où l'élevage de *C. gariepinus* constitue une activité courante, l'élevage larvaire n'aboutit pas toujours aux résultats escomptés suite aux constats ci-après:

- Insuffisances dans la maîtrise de la technique de reproduction artificielle ;
- Alimentation insuffisante et inadaptée aux premiers stades de développement ;
- Manque de maîtrise des techniques d'alimentation optimale (ration, taille de l'aliment, fréquence de distribution) ;
- Manque de maîtrise des conditions environnementales (densités optimales de mise en charge, température, lumière, abris, oxygénation, pH, nitrites, ammoniacque, etc.) (Rukera Tabaro, et *al*, 2005).

Dans le but de renforcer les performances de la production de cette espèce, nous nous sommes proposé de travailler sur le thème qui s'intitule: « **reproduction artificielle et élevage larvaire de *C. gariepinus* en système de recirculation d'eau** ».

Quels sont les objectifs et hypothèse qui sous-tendent cette étude?

## **Objectif général**

La présente étude vise la maîtrise de la reproduction artificielle et de l'élevage larvaire de *C. gariepinus* en système de recirculation d'eau.

## **Objectifs spécifiques**

De façon spécifique il s'agit de :

- Reproduire artificiellement *C. gariepinus* en système de recirculation d'eau;
- Relever les paramètres de l'élevage larvaire de *C. gariepinus* en système de recirculation d'eau.


## **Hypothèses**

Ces objectifs nous ont conduits à la formulation des hypothèses suivantes :

- Le taux d'éclosion de *C. gariepinus* en système de recirculation d'eau est meilleur par rapport au taux obtenue en milieu naturel.
- Le taux de croissance des larves de *C. gariepinus* est plus important en système de recirculation d'eau que dans les systèmes d'étang et bassin.

Le présent mémoire s'articule autour des points suivants :

- Revue de littérature ;
- Matériel et méthodes ;
- Résultats et discussions ;
- Conclusions et perspectives.



CHAPITRE I : REVUE DE  
LITTÉRATURE

## 1.1. Taxonomie et traits distinctifs de *Clarias gariepinus*

Sur le plan mondial, les Siluriformes constituent l'un des groupes de poissons économiquement importants aussi bien pour la pêche que pour la pisciculture (Teugels, 1996). Leur production mondiale, plus de 420.000 tonnes/an (FAO, 2003), se situe actuellement au quatrième rang des espèces cultivées en eau douce après les carpes, les salmonidés et les tilapias.

La famille des Clariidés comprend environ douze genres et quatorze espèces en Afrique de l'Ouest (Teugels, 1996). Selon cet auteur les genres *Clarias*, *Heterobranchus*, *Gymnallabes* sont couramment rencontrés en Afrique. Ces derniers sont tous présents en Afrique de l'Ouest et quelques-uns au Bénin (Lévêque, 1992 ; Van Thielen, 1995 ; Chikou, 1997 ; Lalèyè, 1997). Les *Clarias* sont caractérisés par la présence d'une seule nageoire dorsale s'étendant jusqu'à la caudale, l'adipeuse étant absente. Le corps est plus ou moins allongé, la tête aplatie et les yeux à bord libres sont très petits. Les os céphaliques latéraux sont très contigus (Lévêque, 1992). *C. gariepinus* se distingue des autres espèces du genre *Clarias* par le nombre très élevé de 24 à 110 de branchiospines sur le premier arc branchial. La tête est longue, la fontanelle frontale est longue et étroite. La distance entre l'extrémité de la dorsale et la caudale est réduite. La taille maximale observée est de 700 mm (longueur totale), mais des spécimens de 1500 mm ont été signalé (Lévêque, 1992).

D'après ces mêmes auteurs, des exemplaires pérennisés par la reproduction artificielle et les spécimens vivant montrent deux types de coloration : une coloration marbrée et une coloration uniforme.

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

## 1.2. Position systématique de *Clarias gariepinus*

Selon (Burchell, 1822) la position systématique de *Clarias gariepinus* se présente comme suit :

Règne : Animal

Embranchement : Vertébrés

Super classe : Ostéichthyens

Classe : Actinoptérigii

Ordre : Siluriformes

Famille : Clariidés

Genre : *Clarias*

Espèce : *Clarias gariepinus*

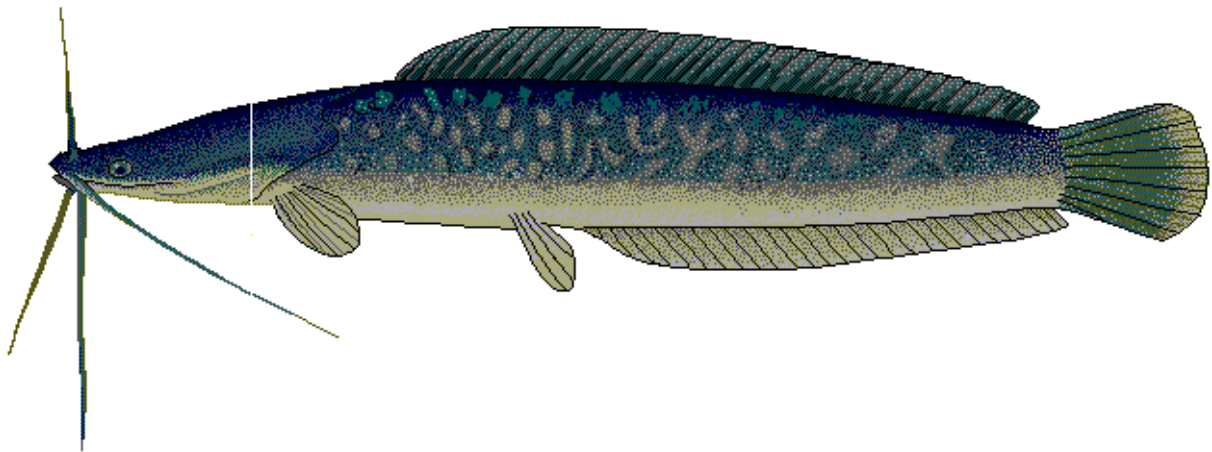


Figure1 : *Clarias gariepinus*

Source : ([www.planetcatfish.net](http://www.planetcatfish.net)).

## 1.3. Synonymies et noms locaux de *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

*Clarias gariepinus* est connu sous d'autres appellations qui sont aujourd'hui mis en synonymie :

- Silure (*Heterobranchus*) gariepinus (Burchell, 1822) ;
- Clarias lazera* (Valenciennes, 1864) ;
- Clarias orontis* (Günther, 1864) ;
- Clarias xenodon* (Günther, 1864).

Au Bénin, suivant la localité et la langue parlée, *C. gariepinus* est appelé : Aboli en fon ; Asson en Goun ; Edja-aboli en yoruba ; Dessebi en Dendi ; Souanboura en Bariba ; kouloumè en Haoussa ; Edenhoué en Xwla et Adéhoué en Mina.

## **1.4. Ecologie et élément de biologie de *Clarias gariepinus***

### **1.4.1. Habitats**

Selon (Micha et Franch, 1975), les études réalisées par (Irvine, 1947), (Daget, 1959; Blache, 1965 ; Pellegrin, 1975) révèlent que les Clarias sont des espèces ubiquistes ayant une distribution en Afrique. Ils ont des habitats variés et vivent dans les fleuves, rivières, lac naturels et artificiels, les marais et marécages. Ils tolèrent une large gamme de conditions environnementales défavorables (Légendre & Proteau, 1996). Ainsi ils peuvent vivre dans une eau peu oxygénée pendant un long moment grâce à l'organe supra-branchial (Welcomme, 1974 ; Jocque, 1977 ; & Teugels, 1986). Ils peuvent même quitter l'eau et se mouvoir sur la terre ferme sur plusieurs centaines de mètres en utilisant leur nageoires pectorales et en faisant des mouvements sinueux avec le corps (Spinal, 1970, 1971 ; Teugels, 1986). Ils sont capables de survivre dans les eaux de 10 à 15 g/l de salinité (Lévêque & Quensièrè, 1988).

### **1.4.2. Régime alimentaire**

De nombreuses études ont porté sur l'alimentation de *C. gariepinus*. Les régimes alimentaires des différentes espèces de *Clarias* sont très similaires. Ce sont des poissons qui fouillent la vase pour en extraire les débris végétaux, les larves d'insectes, les graines et détritux animaux (Lauzanne, 1998). La nourriture naturelle de *C. gariepinus* comprend le zooplancton, les insectes, les organismes benthiques ainsi que d'autres proies animales (Kanangire, 2001). Selon Bailot, (1994), en dehors du zooplancton, *Clarias gariepinus* consomme d'autres animaux aquatiques tels que les grenouilles, les gastéropodes, les crevettes, les crabes, etc... mais sa nourriture essentielle demeure le poisson.

### **1.4.3. Différents types de reproduction**

#### **1.4.3.1. Reproduction en milieu naturelle**

Dans des conditions normales, la reproduction naturelle des *Clarias* s'effectue, en saison des pluies, elle est influencée par les changements de température et de conductivité de l'eau, les changements de photopériode (durée relative du jour et de la nuit) et une montée du niveau d'eau favorisé par les crues. Ces stimuli (facteurs qui déclenchent la ponte), provoquent une réaction des différentes parties du cerveau impliquées dans le processus de reproduction

(hypothalamus, puis hypophyse) qui mènent au relâchement des hormones de maturation finale des ovules. (Marquet & Ouattara, 2013).

Toutefois, quelques femelles matures peuvent être rencontrées en dehors de cette période de reproduction (Elliot, 1975 ; Jocque, 1975 ; Olatundé, 1990). Les œufs déposés par petits groupes et fécondés par le mâle adhèrent en eau peu profonde aux plantes aquatiques, du gravier ou dans les cuvettes aménagées sur le sol (Bard, 1974). Chez *C. gariepinus* dans le lac Sibaya la ponte ne se produit que lorsque la température de l'eau est supérieure à 18°C et généralement à 22°C. Le stimulus final déclenchant la ponte paraît être associé à une montée des eaux ou à la présence des zones inondées.

De Kimp et Micha (1974) rapportent que les *Clarias* effectuent des migrations de montaison dès les premières pluies pour se reproduire dans les mares d'inondations où ils déposent leurs œufs sur les végétaux (graminées et cypéracées). La reproduction a lieu souvent à la tombée de la nuit dans les eaux peu profondes, moins de 10 Cm (Greenwood, 1956). Les géniteurs quittent ensuite les lieux de ponte pour regagner les zones plus profondes. Les ovules fécondés sont de couleur verdâtre avec une tache orange qui correspond à la partie embryonnaire. Ils adhèrent au substrat par un large disque de 0,5 mm d'épaisseur. A une température moyenne de 26°C, l'éclosion a lieu dans les 24 heures qui suivent la ponte. La métamorphose est complètement terminée à l'âge de 9 jours à cette même température ; leur taux de survie en milieu naturel est très faible et atteint seulement 5%.

Ils ne se reproduisent pas en étang, étant donné qu'ils ne sont pas soumis aux stimuli associés à la montée des eaux, d'où l'importance de leur reproduction artificielle.

#### **1.4.3.2. Reproduction en milieu artificielle**

Selon (Ducarme & Micha, 2003) la maturité des géniteurs n'est assurée qu'à partir d'un minimum de 22 °C, mais une température supérieure est toujours favorable au bon développement des gonades. Les bons résultats de reproduction vont dépendre du choix judicieux des géniteurs. On repère les bonnes femelles reproductrices les plus matures, par la rondeur du ventre bien gonflé mais mou (non ferme). Pour les mâles, il suffit de prendre les plus gros, ce qui signifie très souvent que leurs testicules sont bien développés et pleins de sperme laiteux. Suite à la pesée individuelle de chaque géniteur, on tentera d'équilibrer le poids total des mâles à celui des femelles.

Les femelles matures nécessitent une injection d'hormones pour permettre le «stripping» : libération massive des ovules par pression manuelle de l'abdomen.

Diverses solutions sont possibles:

- L'utilisation des hormones telle que Ovaprim, produite par l'industrie pharmaceutique Syndel à Vancouver (syndel@syndel.com), à injecter dans le muscle dorsal à la dose décisive de 0,5 ml/kg de femelle ou;

- La préparation d'un broyat d'hypophyses de carpe disponible dans le commerce (+/- 300 US \$/g chez Argent, USA: www.argent-labs.com) ou des *C. gariepinus* mâles sacrifiés (coût seulement main-d'œuvre locale (Micha., 2003), mis en solution physiologique (salinité 7 g/l) et à injecter de la même façon à la dose d'une hypophyse par femelle de même poids soit 4 mg d'hypophyse/kg de femelle. L'injection en soirée permet de récupérer des femelles matures, bonnes pour le «stripping» 11 h plus tard soit le lendemain matin à une température de 25 °C.

Les mâles sont pour la plupart du temps abattus afin de prélever leurs testicules qui sont ensuite broyés pour récupérer la laitance que l'on conserve à sec dans des seringues de 5 à 10 ml maintenues au froid sur un lit de glace jusqu'à la fécondation. Les femelles sont alors anesthésiées (Quinaldine), strippées et les ovules récupérés à sec (~30.000 ovules/kg de femelle) dans une bassine en plastique. On mélange ensuite la laitance aux ovules puis par addition d'eau, on provoque la fécondation. Après avoir mélangé le tout délicatement pendant 5 minutes, on rince au moins 3 fois pour éliminer l'excédent de sperme et les débris de tissus gonadiques.

## **1.5. Elevage larvaire de *Clarias gariepinus***

L'élevage larvaire est certainement la phase la plus difficile de l'élevage de *Clarias*. En effet, les œufs étant très petits, leurs réserves vitellines sont très faibles, c'est pourquoi, après l'éclosion, il faut transférer les larves dans des claies (L 40 cm x l 40 cm x h 15 cm) disposées dans des auge rectangulaires en fibre de verre de 320 cm de long et de 40 cm de large, 20 cm de haut (180 l) en circuit fermé et commencer à les nourrir le troisième jour post-éclosion. A ce stade, les larves de *Clarias* préfèrent nettement la nourriture vivante en l'occurrence des nauplii d'*Artemia* (400 à 500 µm) ou à défaut du zooplancton (taille ~200 µm) vivant ou congelé dans des bacs classiques à glaçon. Le cinquième jour après l'éclosion soit J6 après fécondation, on transfère les larves des claies dans un premier petit circuit fermé (CF1) constitué d'un bassin de 400 l pouvant contenir 400 à 600 g de larves/bassin soit 40.000 à 60.000 larves avec un maximum de 100.000 larves soit 250 larves/l (T° de 24 à 28 °C). Ce transfert doit se faire avec beaucoup d'attention notamment en ce qui concerne l'oxygène

dissous qui doit rester à saturation. A J9, on commence à distribuer le premier repas d'aliment composé sec (Nippai n° 1, 200 µm) en vue de sevrer les alevins et de les alimenter à l'avenir de granulés de dimension adéquate en fonction de leur croissance et donc de la taille de leur bouche. A partir de ce moment, il devient fondamental de calibrer la taille des alevins (PM: 0,15 g) car le cannibalisme féroce commence, les plus gros dévorant les plus petits. A J24 après la fécondation ( $T^{\circ} \sim 25^{\circ} \text{C}$ ), il faut procéder au premier tri afin d'évacuer les plus gros alevins qui ne passeront pas au travers d'une grille de 4mm. Ce tri devra être poursuivi à une fréquence de 10 à 15 jours et sera accompagné d'un traitement préventif de chaque bassin par baignade à l'oxytétracycline (50 g/m<sup>3</sup>) éventuellement additionnée en curatif de sel (NaCl: 5 à 7 kg/m<sup>3</sup>).

L'alimentation des larves de poisson-chat africain est assurée au départ essentiellement au moyen de nauplii d'*Artémia* en une ration quotidienne continue via une pompe péristaltique à partir d'un distributeur cylindro-conique de 13 l pouvant contenir 800 g de nauplii d'*Artémia* ou via un seau de 9 l alimenté au goutte-à-goutte pouvant contenir 400 g de nauplii d'*Artémia*. Le taux de conversion alimentaire (équivalent poids sec) est de l'ordre de 0,6.

Le sevrage s'effectue à partir de J9 - J11 jusqu'à J16 -J17 en deux rations quotidiennes (2 x 12 h) distribuées en continue sur nourrisseurs à tapis d'aliment sec Nippai initial n° 1 en complément d'une distribution décroissante de nauplii d'*Artémia* selon un schéma très précis lié à l'accroissement de la biomasse des larves. Après cette phase, les alevins vont recevoir uniquement de l'aliment sec dont la dimension et la quantité seront adaptées au poids moyen des alevins à croissance rapide. Après une cinquantaine de jours, une première partie des poissons (tête de lot) qui atteignent le poids moyen de 8 à 10 g sont triés et mis en grossissement, une seconde partie (milieu de lot) atteindra ce poids moyen une semaine plus tard et enfin le reste (queue de lot) n'atteindra ce même poids moyen que 3 semaines plus tard. Chaque lot fera l'objet d'une mise en charge séparée pour éviter le cannibalisme.

## **1.6. Potentialité et importance du système de recirculation d'eau**

Le système de production permet de mettre sur le marché des poissons de façon permanente et sans risque de rupture de stock.

Ce système présente les avantages suivants :

-Le contrôle des facteurs de l'environnement (température optimale et qualité de l'eau) ;

- L'absence de prédateurs ;
- Un contrôle plus aisé des maladies ;
- Une meilleure efficacité de l'alimentation ;
- Une facilitation de récolte et de tri des alevins ;
- Une économie des terres exploitées.


## **1.7. Historique du système de recirculation d'eau**

En 1975, L'Université agricole de Wageningen (rebaptisée Université de Wageningen en 1986), a commencé à mener des recherches scientifiques et à proposer des formations académiques sur la pisciculture. Initialement, la recherche s'est concentrée sur la reproduction et la culture du poisson-chat africain (*Clarias gariepinus*) ainsi que sur une pisciculture dans des systèmes à recirculation d'eau. Vers 1985, les compétences acquises sur ces sujets ont conduit à la création de fermes disposant de Systèmes Aquacoles à Recirculation d'eau (RAS) pour le poisson-chat africain et l'anguille d'Europe par des diplômés de l'Université de Wageningen entre autres. Il est communément admis que le succès néerlandais dans la culture de ces espèces dans des systèmes à recirculation d'eau peut être en partie attribué à la motivation d'un groupe de diplômés universitaires hautement qualifiés qui étaient disposés à ouvrir la voie à la pisciculture commerciale dans ces systèmes relativement complexes. Après une augmentation initiale du nombre de fermes de poisson-chat et d'anguille, le nombre de celles-ci a fluctué au fil des ans. La production totale de ces deux espèces témoigne cependant d'une croissance constante et solide. Depuis les années 1990, le nombre d'autres espèces élevées dans les RAS a augmenté régulièrement (FAO, 2015).

## **1.8. Etat des lieux de l'élevage de *C. gariepinus* en système de recirculation d'eau au Bénin**

Deux fermes piscicoles intensives à caractère commercial existent au Bénin: le Centre de Recherche et d'Incubation Aquacole du Bénin et Royal Fish Benin. L'eau usée est continuellement nettoyée par un système de filtration mécanique et biologique et réutilisée. Grâce à un investissement important, ce système permet d'augmenter les densités de stockage, d'avoir un contrôle maximum de la production mais exige un niveau de connaissance élevé pour son opération. Il dépend de l'aliment importé en grande partie des Pays-Bas et fonctionne sur l'électricité pour le pompage de l'eau, l'aération et la désinfection

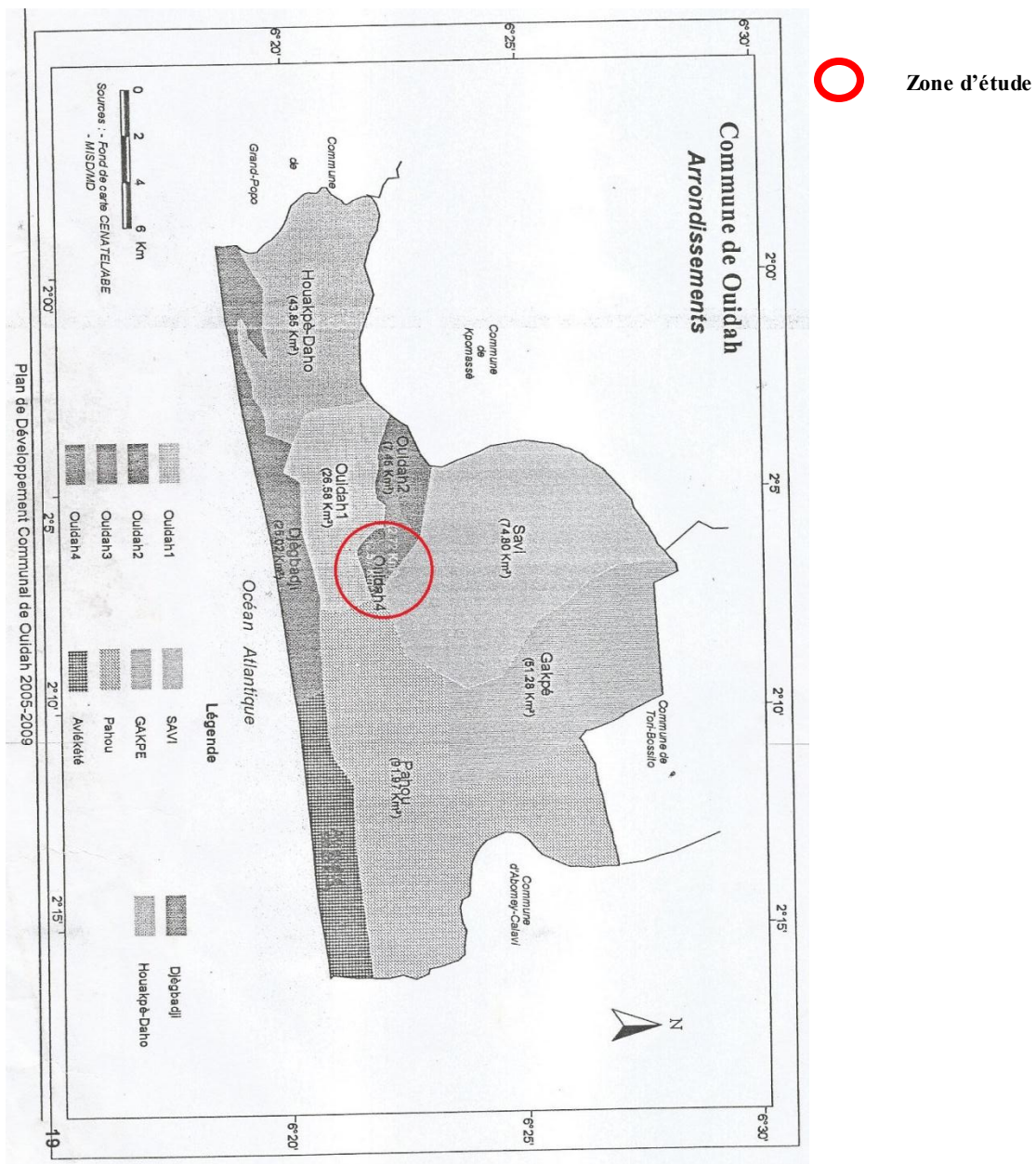
aux lampes ultraviolettes. Avec des coupures fréquentes et parfois longues d'électricité, les fermes opèrent parfois sur des générateurs d'électricité ce qui augmente les coûts de production. La technologie utilisée dans les fermes piscicoles intensives au Bénin est 100% Néerlandaise.



**CHAPITRE II : MATERIEL ET  
METHODES**

## 2.1. Présentation de la zone d'étude

La commune de Ouidah est située dans le département de l'Atlantique au sud Bénin. Cette commune est limitée au nord par les communes de Kpomassè et de Tori-Bossito, au sud par l'Océan Atlantique, à l'Est par la commune d'Abomey-Calavi et à l'Ouest par les communes de Grand-popo et de Kpomassè. Elle couvre une superficie de 364km<sup>2</sup> et comporte 10 arrondissements à savoir : Ouidah 1, 2, 3, Avlékété, Gakpé, Pahou, Houakpè-Daho, Savi, Djègbadji et notamment Ouidah 4 où se situe notre site d'expérimentation.



**Figure 2 :** Situation géographique des arrondissements de la commune de Ouidah

**Source :** Plan de développement communal de Ouidah 2005 - 2009

## 2.2. Description du milieu d'élevage : système de recirculation d'eau

Le milieu d'élevage est constitué de deux systèmes séparés, le système larvaire et le système d'alevinage.

### 2.2.1. Milieu d'élevage larvaire

Ce système est constitué de quatre bacs de forme cylindrique de dimensions (29×42 Cm), préparés à accueillir les larves. Un cinquième bac (115×98×40 Cm) contenant les filtres biologiques et dans lequel se trouvent la pompe aspirante refoulant d'eau. Ces bacs sont reliés entre eux par des tuyaux de canalisation ; les quatre premiers sont situés à un niveau plus haut que le cinquième pour permettre l'écoulement aisé de l'eau. L'eau est refoulée par la pompe dans un plastique situé à un niveau plus haut que les bacs contenant les poissons pour permettre une distribution plus aisée de l'eau. Le dispositif est doté des vannes permettant de réguler le débit d'écoulement de l'eau dans les bacs.



**Photo 1** : Vue du système larvaire

### 2.2.2. Milieu d'alevinage

Ce système est constitué de trois bacs dont deux identiques de dimensions (120×95×60 Cm) préparés pour accueillir les alevins et le troisième (115×98×40 Cm) contenant deux filtres biologiques et une pompe aspirante pour refouler l'eau. Les deux premiers sont reliés au troisième bac par un tuyau de canalisation par lequel l'eau utilisée passe. Une fois cette eau arrivée au niveau du troisième bac, elle est filtrée par les filtres biologiques et à l'aide de la

pompe cette eau filtrée remonte dans un plastique situé à un niveau plus haut que les bacs, pour être redistribuée dans ces derniers contenant les alevins par un tuyau. Pour le renouvellement partiel de l'eau, le bac trois est doté d'un robinet permettant d'expulser l'eau vers l'extérieur. Le dispositif est doté des vannes permettant de réguler le débit d'écoulement de l'eau dans les bacs.



**Photo 2** : Vue du système d'alevinage du site expérimental

- Description de matériel et application du système de recirculation d'eau  
(Source : [www.aqualog.fr](http://www.aqualog.fr))

➤ Filtration

Le filtre biologique est un filtre pression qui contient un substrat bactérien. Ce substrat se caractérise par sa surface spécifique qui offre aux populations bactériennes une grande surface d'accrochage et qui permet d'obtenir de très bons rendements dans les processus de nitrification. Le filtre utilisé pour notre expérimentation a un volume de  $85500 \text{ cm}^3$  et sont au nombre de deux, identiques et disposés côte à côte dans le bac. Il faut  $400 \text{ cm}^2$  de bio-filtre pour  $1 \text{ g}$  de nourriture distribué par jour (Bovendeur j. et *al*, 1987). Ce rôle de nitrification est à la base du renouvellement de l'eau qui se fait chaque deux jours au lieu de chaque jour.

➤ Pompe

La pompe permet d'aspirer l'eau du bac contenant les filtres et de la refouler pour la distribuer dans les autres bacs. Elle est dotée d'un système de pré-filtre avec un panier en plastique facilement démontable qui filtre les grosses particules.

➤ Distribution de l'eau

L'eau refoulée par la pompe est presque à saturation en  $O_2$  en quittant les filtres biologiques permettant ainsi d'amener l'oxygène dissous dans les autres bacs contenant les larves et/les alevins.

### 2.3. Matériel physique

- Un appareil photo numérique pour les prises de vue ;
- L'oxytétracycline;
- Une seringue ;
- Une balance analogique de portée maximale 24000g de précision 50g pour peser les géniteurs ;
- Une balance électronique de portée maximale 500g, de précision 0,1g pour la pesée des ovules ;
- Un flacon d'ovaprim pour l'injection hormonale des géniteurs femelles ;
- Deux bassines en plastique pour garder les géniteurs ;
- Une lame pour la dissection du géniteur mâle ;
- Deux plastiques pour recueillir les ovules ;
- Une table de dissection ;
- Une cuillère en plastique pour remuer le mélange (œuf plus eau) ;
- Une épuisette pour la capture des géniteurs (mâle et femelles) ;
- Une serviette pour couvrir les yeux des géniteurs pour les stabiliser ;
- Un Ph-mètre de marque commerciale HANNA<sup>R</sup> de précision 0,01 pour mesurer le Ph de l'eau ;
- Un oxymètre de marque commerciale HANNA<sup>R</sup> de précision 0,01mg/l, muni d'un thermomètre de précision 0,01°C pour mesurer respectivement l'oxygène dissous et la température de l'eau;
- Un carnet de notes

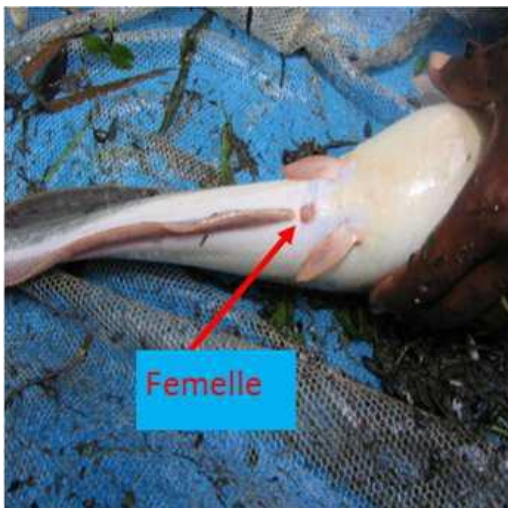
## 2.4. Matériel biologique

### 2.4.1. Différentes étapes de la reproduction artificielle

#### 2.4.1.1. Sélection et sexage des géniteurs

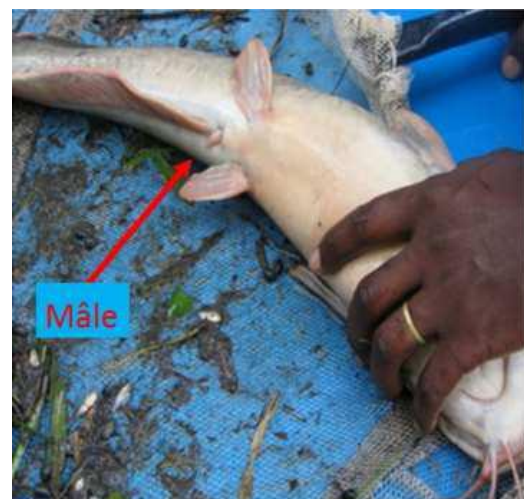
Le choix des géniteurs mâles et femelles pour l'expérimentation est porté sur des spécimens de grande taille et qui physiquement (à vue d'œil) paraient bien portant.

Pour l'identification des sexes chez *Clarias gariepinus*, on reconnaît les mâles par leurs papilles uro-génitales qui est allongée et les femelles par une fente longitudinale au milieu de leurs papilles uro-génitales ovale. On repère les bonnes femelles reproductrices les plus matures par la rondeur du ventre bien gonflé mais mou (non ferme). Pour les mâles, le choix est porté sur le plus gros ce qui signifie que les testicules seraient bien développés et plein de sperme laiteux.



**Photo 3** : Identification de la femelle

**Source** : PRODEFA



**Photo 4** : Identification du mâle

**Source** : PRODEFA

#### 2.4.1.2. Approvisionnement et caractéristiques des géniteurs

Les géniteurs ont été achetés à la fondation TONON et transportés la veille de l'expérimentation à la ferme Aquacole «Fish farm». Sur place, ils ont été mis en stabulation dans des bacs séparés. Leurs caractéristiques sont résumées dans le tableau ci-après.

**Tableau 1** : Valeurs tailles et poids des géniteurs mâle et femelle.

Géniteurs	LT(Cm)	LS(Cm)	P(Kg)	longueur des gonades(mm)	Largeur des gonades(mm)	poids des gonades(g)
Mâle	46,7	43,7	1,2	48-45	15-15	2,5-2
Femelle1	52	46	1	–	–	–
Femelle2	52	47	1,4	–	–	–

### 2.4.1.3. Induction hormonale des géniteurs

L'hormone utilisée pour l'induction de la ponte est l'Ovaprim. L'ovaprim est une hormone de synthèse mise au point et commercialisée par la société canadienne SYNDEL international In Canada(info@ syndel.com). L'hormone a été administrée en une seule injection dans le muscle dorsale à 1cm de la nageoire dorsale en dose décisive de 0.5mm/kg de femelle. L'injection de l'hormone aux femelles a été faite à l'aide d'une seringue inclinée d'un angle de 30°C de la queue vers la tête. Une dose de 0,5 ml a été administrée à la Femelle 1 et 0,75 ml à la Femelle 2. Après l'injection l'endroit de la pique est massé avec les doigts pour bien distribué l'hormone dans les muscles (Coche & Muir, 1999). Les géniteurs ont été placés en stabulation dans des bacs séparés à une température de 31°C pendant 08h d'horloge (de 23h15min à 07h15min).



**Photo 5** : Injection d'un géniteur femelle du site expérimental

### 2.4.1.4. Récolte des gamètes mâles et femelles

Pour la récolte des ovules, (gamètes femelles) les femelles ont été pêchés des bacs à l'aide d'une épuisette dans des bassines en plastique puis leur abdomen a été légèrement

pressé pour voir si elles laissent tomber des ovules. Cette ponte spontanée est un bon signe pour la récolte des ovules, ce qui fût le cas. Ensuite, elles ont été transportées à la table de dissection les yeux couverts par une serviette préalablement mouiller. Par pression manuelle abdominale les ovules de chaque femelle sont recueillis dans deux bols secs différents. Après extraction, les ovules de chaque femelle sont pesés. Un échantillon de 1g est prélevé et conservé dans de l'alcool à 90% pendant 4h pour faciliter le comptage. Après comptage le résultat obtenu est extrapolé par rapport au poids total des ovules pour donner le nombre total d'ovule.



**Photo 6** : Extraction des ovules d'un *C. gariepinus* du site expérimental

Pour la récolte de la laitance, composée de spermatozoïde (gamète mâle) le mâle a été pêché à l'aide d'une époussette du bac dans une bassine en plastique et transporté à la table de dissection. Déposé sur la table de dissection les yeux couverts par une serviette et disséquer par une lame de l'orifice uro-génitale jusqu'au scrotum puis les testicules ont été extraits.



**Photo 7** : Extraction des testicules d'un mâle du site expérimental

#### **2.4.1.5. Fécondation et conditionnement des larves après éclosion**

Grâce à une lame, la laitance est obtenue par incision des testicules. Pendant une à deux minutes la laitance et les ovules ont été soigneusement mélangés à l'aide d'une cuillère en plastique. Ensuite un volume d'eau égal à celui des ovules a été ajouté au mélange pour provoquer l'activation des spermatozoïdes. Une fois les ovules et la laitance mis ensemble

débutent alors le phénomène de la fécondation qui ne dure que 30 à 60 secondes. Puis nous ajoutons de l'eau deux à trois fois la quantité du mélange pour une bonne oxygénation des œufs et pour éliminer l'excédent de sperme et des débris gonadiques. Ensuite ces derniers sont transportés à l'écloserie sur des filets.



**Photo 8** : Fécondation des ovules



**Photo 9** : Incubation des œufs

Après l'éclosion, les filets ayant servi à l'incubation des œufs sont délicatement enlevés avec les œufs non éclos qui s'y trouvent afin d'éviter des infestations des larves par ces avortons.

## **2.5. Méthodes d'estimation de quelques paramètres de la reproduction**

### **2.5.1. Détermination du nombre d'œufs non éclos et ovules non fécondés**

Après vingt heures d'incubation à 30°C, les premiers œufs ont commencé à éclore et ont pris fin trois heures après. Les filets sur lesquels l'incubation est réalisée sont ensuite délicatement retirés. Ces derniers sont au nombre de quatre dont trois ont une forme circulaire et le quatrième une forme carrée. Pour les trois premiers, leurs rayons ont été mesurés dans le but de calculer leurs surfaces par la formule  $S = \pi r^2$ . Une pièce de monnaie de 25 FCFA ayant pour rayon 1,3 Cm est placée sous chaque filet à des endroits où les œufs non éclos et ovules non fécondés sont uniformément répartis. Le nombre d'œufs non éclos et ovules non fécondés couverts par la surface de la pièce a été dénombré. Quant au filet de forme carrée, une portion de 1Cm<sup>2</sup> contenant les œufs non éclos et ovules non fécondés a été délimitée et dénombrée. Les surfaces libres sont comptées à l'aide de la pièce de monnaie.

En connaissant le nombre d'œufs non éclos et ovules non fécondés pour chaque portion des deux formes de filet ; par une règle de trois on a extrapolé pour pouvoir déterminer leur

nombre total. Ce nombre est extrait de celui des ovules du départ pour nous donner le nombre d'œufs éclos. Le taux d'éclosion est le quotient du nombre d'œufs éclos par rapport au nombre total d'œufs mis en incubation.

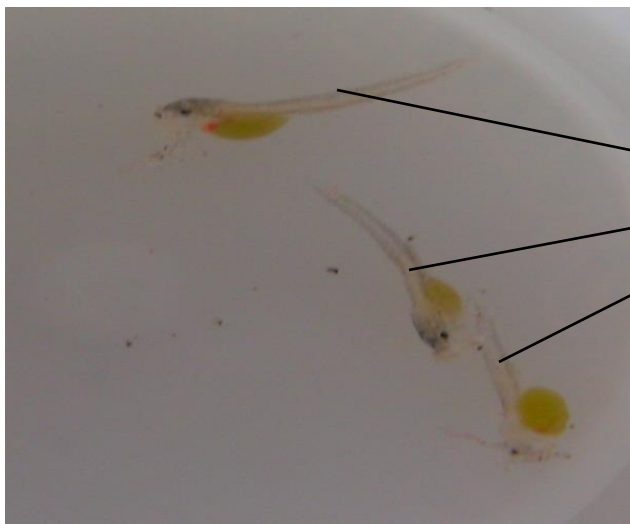
### 2.5.2. Détermination du taux d'éclosion et mise en culture des larves

Soit  $R$  les rayons des filets en forme circulaire ;  $r$  celui de la pièce de monnaie ;  $N$  le nombre d'œufs non éclos et ovules non fécondés ;  $N_p$  : nombre d'œufs non éclos et ovules non fécondés comptés sur la pièce de monnaie ;  $N$  : nombre d'œufs non éclos et ovules non fécondés estimés sur les filets ;  $N_s$  : surface libre se trouvant sur le filet ;  $S$  : surface totale des filets  $S_p = \pi r^2$ .

$$S_p \rightarrow N_p$$

$$S \rightarrow N$$

La mise en charge des larves est effectuée après la détermination du poids moyen des larves et de leur nombre total.



Larves de *Clarias gariepinus*

**Photo 10** : Larves de *Clarias gariepinus*

**Source** : PRODEFA

### 2.5.3. Contrôle de la qualité de l'eau et siphonnage

Le contrôle de la qualité de l'eau a été effectué chaque deux semaines et pour chaque mesure, les paramètres comme le pH ;  $O_2$  dissous, la température ont été mesurés. Pour chaque jour de prélèvements, un intervalle de trois heures a été observé entre chaque prise de mesure (07h, 10h, 13h, 16h, 19h). Les premiers jours après l'éclosion, les avortons et œufs non éclos déposés au fond des bacs d'écloserie ainsi que les dépôts d'aliments et les déjections sont siphonnés grâce à un raccord de diamètre 0,8 Cm et de longueur 2m.

#### **2.5.4. Alimentation**

A partir du troisième jour post-éclosion (après résorption de la vésicule vitelline) les larves sont nourries au coppers (0,2 mm) jusqu'au quatorzième jour avec une taille de (0,2 à 0,3 mm) les sept jours qui ont suivi. Les deux semaines qui ont succédé cette phase, les alevins sont toujours nourris au coppers, mais avec une variation de taille de (0,3 à 0,5mm). Les quatre dernières semaines qui ont suivi ; les alevins sont nourris avec l'aliment coppers (0,5 à 0,8 mm ; 0,8 à 1,2 mm ; 1,2 à 1,5 mm ; 1,5 à 1,8 mm) respectivement chaque semaine.

Durant toute l'expérimentation, les larves et alevins sont nourris manuellement. La phase larvaire a durée quatorze jours, au cours de cette phase elles sont alimentées à satiété en quatre repas quotidiens (08h, 13h, 17h, 22h). Après leur transfert le quinzième jour des bacs d'écloserie vers ceux d'alevinage ; débute la phase d'alevinage. L'aliment est distribué en trois repas quotidiens (08h, 13h, 17h).

#### **2.6. Mesures périodiques des paramètres de performance**

Au cours de ces mesures, seul le poids et les longueurs totales sont mesurés et ceci s'explique par le fait que la balance électronique utilisée au cours de l'expérimentation est d'une précision de 0,1g.


Au cours de ces mesures, le poids ainsi que la longueur totale de chaque individu sont mesurés pour nous donner une base de données qui nous a ainsi permis de suivre l'évolution de la croissance staturo-pondérale des alevins.

Les pêches de contrôle sont réalisées chaque deux semaines. Durant cette opération un échantillon de vingt spécimens est prélevé, pesé, et la longueur totale de chaque spécimen est mesurée.

Le renouvellement de l'eau est effectué partiellement chaque deux jours. L'eau utilisée provient d'un puits.

Le tri est effectué chaque fois qu'on identifie des alevins qui ont une taille nettement différente des autres alevins. Vingt-quatre heures avant cette opération, les alevins sont laissés à jeun dans le but de faciliter les manipulations.

Pour éviter les maladies et autres infections, deux semaines avant la mise en culture des larves et alevins on procède à la désinfection du système avec du chlore ( $3 \cdot 10^{-2}$ g/l d'eau). De même ( $30 \text{g/m}^3$  d'eau) est utilisé après chaque manipulation pour le traitement préventif et curatif des infections respiratoires et digestives des germes sensible à l'oxytétracycline (Ducarme & Micha, 2003).



**CHAPITRE III : RESULTATS ET  
DISCUSSIONS**

### 3.1. Reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* en système de recirculation d'eau

#### 3.1.1. Qualité de l'eau du milieu d'incubation

Après fécondation, les œufs ont été incubés dans de l'eau constamment renouvelée suivant le système de recirculation d'eau décrit précédemment dans matériel et méthodes. Le tableau 2 présente les données des paramètres physico-chimiques de l'eau d'incubation des œufs de *Clarias gariepinus*. En générale, ces paramètres physico-chimiques de l'eau des bacs d'incubation sont favorables à l'éclosion massive des œufs de *Clarias gariepinus*. Ces résultats sont comparables à ceux de Medjigbodo et Akouete (2004) qui ont obtenu des taux d'éclosion relativement élevés et atteignant 72% pour des températures de l'eau variant entre 27,2°C et 29,7°C et des concentrations d'oxygène dissous variant entre 3,38 mg/l et 5,11 mg/l.

Avant l'incubation les paramètres prélevés nous donne : T= 29°C, Ph= 7,2 et O<sub>2</sub>= 5,2mg/l ; De même le tableau 2 présente les prélèvements pendant l'incubation.

**Tableau 2** : Paramètres physico-chimiques de l'eau des bacs d'incubation des œufs de *Clarias gariepinus* en système de recirculation d'eau.

Date et heures de mesures	Numéro des bacs	Température (°C)	Ph	Oxygène dissous (mg/l)	Pourcentage de saturation en O <sub>2</sub> (%)
26/12/2015 à 7h	bac 1	29,2	7,2	5,27	71,4
26/12/2015 à 7h 3 mn	bac 2	29,2	7,4	5,25	69,7
26/12/2015 à 7h 6 mn	bac 3	28,1	7,3	5,28	71,4
26/12/2015 à 7h 10 mn	bac 4	28,9	7,4	4,97	67,1

#### 3.1.2. Taux d'éclosion des œufs et tailles des larves

##### 3.1.2.1. Taux d'éclosion des œufs

Après le stripping, le nombre total d'œufs incubés a été estimé à 177888,4. Le taux d'éclosion des œufs a été apprécié en évaluant le nombre d'avortons dans chaque bac d'incubation. Le

tableau 3 indique le nombre d'avortons par bac d'incubation. Les résultats enregistrés révèlent que le taux global d'éclosion des 177888 œufs incubés et provenant des deux femelles, est de 78,30 %. Ce taux d'éclosion relativement élevé est probablement dû à un certain nombre de conditions favorables que sont :

- **La grande taille des géniteurs** : En effet, les deux femelles utilisées pèsent respectivement 1,4 kg et 1kg avec des longueurs totales respectives de 52 cm et 52 cm. Ces grandes tailles vont probablement conférer aux œufs une vitalité élevée et par conséquent, un fort potentiel d'éclosion. De plus, le spécimen mâle utilisé pour l'extraction des testicules est également robuste avec un poids élevé de 1,2 kg et une longueur totale de 46,7 cm;
- **Le dispositif d'incubation** : Le dispositif d'incubation, le système de recirculation d'eau, comporte des bacs d'incubation munis d'un système permanent de renouvellement d'eau favorable à l'oxygénation permanente de l'eau, laquelle accroît la vitalité des œufs en incubation ;
- **La qualité physico-chimique de l'eau des bacs** : Cette qualité est une conséquence des conditions favorables qu'engendre le dispositif d'incubation, c'est-à-dire le système de recirculation d'eau. En effet, les paramètres physico-chimiques telles que la température constante (29°C) ; le pH alcalins (7,2 - 7,4) et présentant de faibles variations, ainsi que les concentrations modestes et stables de l'oxygène dissous (4,97 – 5,28) sont des facteurs favorables au maintien de la vitalité des œufs et par conséquent à leur éclosion.

**Tableau 3** : Nombre d'avortons et taux d'éclosion de *Clarias gariepinus* obtenu en système de recirculation d'eau

Numéro des bacs	Numéro de filet	Nombre d'avortons	Taux d'éclosion
Bac1	Filet1	5621,99	<b>78,30%</b>
Bac2	Filet2	7627,49	
Bac3	Filet3	12368,47	
Bac4	Filet4	12986,89	
<b>Total</b>		<b>38604,84</b>	

### 3.1.2.2. Tailles des larves à l'éclosion

Au jour trois (J<sub>3</sub>) après éclosion, l'échantillonnage au hasard de vingt (20) larves suivi de leur mensuration a révélé que la longueur totale moyenne des larves est de 6,48±0,58mm correspondant à un poids de 0,01 g.

## 3.2. Elevage larvaire de *Clarias gariepinus* en système de recirculation d'eau

### 3.2.1. Qualité de l'eau pendant l'élevage larvaire

Pendant cette phase plusieurs paramètres tels que l'Oxygène dissous ( $O_2$ ), la Température ( $T^\circ C$ ) et le pH sont prélevés pour connaître dans quelles conditions se déroulent les opérations.

Au cours de notre expérimentation les températures mesurées varient entre  $28,9^\circ C$  et  $32^\circ C$  et nous donne une moyenne de  $29^\circ C$ . Les valeurs les plus élevées de la température ( $32^\circ C$ ) sont enregistrées vers la fin de l'expérimentation avec les plus faibles au cours de l'élevage larvaire à  $28^\circ C$ . Ces derniers corroborent les résultats de Verreth et Den Bieman (1987) cité par Leprieur Fabien Rubin Alex, 2011 qui ont trouvé  $28^\circ C$  comme optimum de température pour les larves de *Clarias gariepinus*.

En ce qui concerne les valeurs du pH, pendant l'expérimentation elles sont situées entre 6,7 et 7,3 avec une moyenne de 7,1. Le pH devient de plus en plus acide au cours de l'expérimentation. Ces résultats sont comparables à ceux rapportés par Boyd (1990) cité par Kanangire (2001) : « Les meilleures valeurs de pH en aquaculture sont celles situées entre 6,5 et 9 ».

Durant l'élevage, la valeur moyenne en  $O_2$  dissous est restée supérieure à 5 mg/l avec le taux d'Oxygène qui varie entre 5,19 et 6,92 mg/l. Ces résultats vérifient ce qu'affirme Janssen (1985) : « Durant les deux premières semaines de l'élevage des larves, il faut veiller à ce que la teneur en Oxygène ne tombe pas en dessous de 5mg/l ». Il faut noter également qu'ils sont meilleurs à ceux obtenus par Rukera-Tabaro et Micha en étang simulé ( $5,3 \pm 1,3$  mg/l).

La synthèse de ces paramètres physico-chimiques est consignée dans le tableau 4.

**Tableau 4** : Valeurs moyennes journalières des paramètres physico-chimiques de l'eau du milieu d'élevage des larves de *Clarias gariepinus* en système de recirculation d'eau.

Date	Température (°C)	Ph	Oxygène dissous (mg/)	Pourcentage de saturation en O2 (%)
29/12/2015	28,9±0,52	7,3±0,1	5,19±0,15	69,9±2,03
09/01/2016	29,56±0,79	7,3±0,08	6,05±1,55	68,06±2,50
18/01/2016	31,52±0,35	6,97±0,05	5,94±1,15	80,02±1,90
05/02/2016	32,00±0,53	6,7±0,05	6,92±1,09	102,4±2,70

### 3.2.2. Alimentation des larves

Du début jusqu'à la fin de l'expérimentation, l'aliment coppens a été utilisé et a permis d'obtenir les résultats consignés dans les tableaux 6 et 7. En effet selon S. Rukera-Tabaro & Micha (2005) «l'absence de proies vivantes (*Artemia* ou zooplancton) à partir du troisième jour jusqu'au neuvième jour post-éclosion ne devrait pas être un frein à la production d'alevins de *Clarias gariepinus* en milieu rural, si un aliment adéquat est disponible».

**Tableau 5** : Composition chimique de l'aliment coppens

Dates	Compositions en nutriment	Quantités
1	Protéines brutes	45 (%)
2	Lipides bruts	10,4 (%)
3	Fibres	1,3 (%)
4	Cendres	7,3 (%)
5	Calcium	0,7 (%)
6	Phosphore	1,3 (%)
7	Vitamine E	200 (mg / kg)
8	Vitamine C	300 (mg / kg)
9	Taille	200-300 (µm)

**Source** : Coppens International (2005)

### 3.2.3. Croissance périodique des larves

En générale deux paramètres biométriques ont permis d'évaluer la croissance périodique des larves de *Clarias gariepinus*, en système de recirculation d'eau durant toute l'expérimentation. En effet les résultats obtenus au jour quatorze (J14) après éclosion ( $P_m = 0,04g$ ) sont meilleurs à ceux obtenus par A.V. Tosse 2010 dans l'ordre de  $P_m = 0,03g$  en bac pendant la même période.

**Tableau 6** : Croissance en longueur (longueur totale) et en poids des larves de *Clarias gariepinus*, en système de recirculation d'eau.

Date	Longueur totale moyenne (mm)	Intervalle LT (mm)	Poids moyen (g)	Intervalle de poids (g)
29/12/2015	6,48±0,58	5,0 – 7,1	0,01	-*
09/01/2016	12,96±1,17	10 -14,2	0,04	-*
18/01/2016	26,75±7,75	18 – 48	0,08	-*
05/02/2016	49,5±14,06	29 – 80	1,3±1,05	0,2 – 4,0
27/02/2016	101,05±25,04	71 – 160	9,35±8,06	2,5 – 30
04/03/2016	126,75±27,56	76 – 195	13,63±6,53	3,4 – 32

La présente expérimentation a consisté d'une part à la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus* et d'autre part à son élevage larvaire, en système de recirculation d'eau. Dans les conditions expérimentales du système, un taux élevé d'éclosion (78%) a été enregistré. Par ailleurs, au terme des 67 jours d'élevage larvaire de *Clarias gariepinus* dans ce système, les résultats suivants ont été obtenus en fin d'élevage (tableau 7) :

- Un pourcentage de survie de 14% a été enregistré en fin d'élevage. Ce faible taux peut être dû au développement insuffisant du tractus digestif.
- Les résultats indiquent que la longueur totale moyenne est passée de 6,48 mm à l'éclosion à 126,75 mm après 67 jours d'élevage.

La croissance pondérale était de 0,141 mg/jour avec un taux de croissance spécifique atteignant 10,46 %/jour. La croissance moyenne en taille étant de 1,80 mm/jour.

**Tableau 7** : Synthèse des paramètres de performance des larves de *Clarias gariepinus*, en système de recirculation d'eau

Paramètres	Moyennes	Intervalles	Erreur standard (ES)
Nombre initial de larves	139283,62	-	-
Nombre final de larves	19500	-	-
Longueur corporelle initiale (mm)	6,48	5,0 – 7,1	0,58
Longueur corporelle finale (mm)	126,75	76 – 195	27,56
Poids corporel initial (g)	0,01	-	-
Poids corporel final (g)	13,63 g	3,4 – 32	6,53
Biomasse initiale (g)	1392,83	-	-
Biomasse finale (g)	265785	-	-
Survie (%)	14	-	-
Taux de croissance spécifique (%/j)	10,46	-	-
Croissance moyenne journalière (g/j)	0,141	-	-

### 3.3. Influence du système de recirculation d'eau sur la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*

A partir des résultats issus de l'expérimentation (élevage des larves en système de recirculation d'eau) le taux d'éclosion obtenu est de l'ordre de 78,3%. Ce dernier serait dû à l'efficacité du système. En effet le système réunit presque toutes les conditions notamment l'Oxygène dissous pour une meilleure éclosion des œufs fécondés de *Clarias gariepinus*. Ces résultats sont meilleurs à ceux obtenus par Rukera Tabaro et *al* (2005) dans un dispositif en Cadre (44 %), l'autre sur Jacinthe (39,10 %) et en fin bouteille Zoug (66,77 %).

## CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Au regard de tout ce qui précède, il ressort que ce travail nous a permis d'avoir une meilleure connaissance du fonctionnement du système de recirculation d'eau qui est un nouveau milieu d'élevage de poisson-chat d'une part, et aussi d'évaluer les paramètres de performances des larves de *Clarias gariepinus* dans ce milieu d'autre part.

En générale, le système de recirculation d'eau a contribué à une qualité de l'eau favorable à l'élevage notamment l'oxygène dissous et le pH, même si la température était relativement élevée. Ces conditions ont permis d'enregistrer de meilleurs taux d'éclosion à l'issu de la reproduction artificielle. De même, la croissance en taille et en poids des larves de *Clarias gariepinus* était relativement élevée dans ce système de recirculation d'eau. Cependant, le taux de survie était relativement faible. Ce faible taux serait dû à l'aliment sec et aux températures enregistrées au cours de l'élevage mais aussi pourrait être dû aux avortons qui les deux premiers jours ne sont pas totalement enlever des bacs et peuvent infecter les larves.

Dans le but de rendre le système de recirculation d'eau plus performant, il est indispensable que:

- le dispositif du système de recirculation d'eau soit ouvert et non dans un enclos qui, éventuellement, emmagasine de la chaleur ;
- les techniques de correction des paramètres physico-chimiques de l'eau d'élevage soient maîtrisées;
- l'énergie électrique soit disponible 24h/24 donc la nécessité de disposer d'un générateur de relais en cas de délestage;
- les filtres biologiques et mécaniques soient bien entretenus ;
- les paramètres physico-chimiques tels que les nitrites, l'ammoniac, etc. soient contrôlés.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Bard J., De kimp P., Lemassone J. & Lessent P., 1974** Manuel de pisciculture  
Chapitre1 Les Poissons-chats : Synthèse et intérêt faunistique 10p
2. **Coche A. G & Muir J.F, 1999** Méthodes simple pour l'aquaculture, pisciculture continentale : la gestion, la ferme et les stocks. Rome 341p
3. **De Kimp & Micha J.-C., 1974.** First guidelines for the culture of *Clarias lazera* in Central Africa, *Aquaculture*, 4, 227-248.
4. **Direction des Etudes Démographiques** Cotonou, Mai 2004 2p
5. **Ducarme C. & Micha J.-C., 2003.** Techniques de production intensive du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*. *Tropical cultural*, 21, 4, pp189-198-194
6. **FAO 2003** Statistique sur les prévisions d'évolution démographique, de croissance et de consommation par individu de produits animaux d'ici 2020 14p
7. **Hecht T., Oellemann L. & Verheust L., 1996.** Perspectives on *Clariidae* catfish culture in Africa. *Aquatic Living Ressources*, 9 Hors-série, 197- 206.
8. **Hogendoorn H., 1980.** Controlled propagation of the African catfish, *Clarias lazera*(C. & V.). Feeding and growth of fry. *Aquaculture*, 21, 233- 241.
9. **Imorou-Toko, 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*.8pp
10. **Janssen J A L, 1985** Elevage du poisson-chat africain *Clarias lazera* en RCA 1. Reproduction artificiel. Bangui, FAO, FAO /GCP/CAF/007NET, Doc. Tech N°21, 100p.
11. **Kanangire C. K, 2001** Effet de l'alimentation des poissons avec azolla sur l'écosystème agro-piscicole au Rwanda. Dissertation présentée en vue de l'obtention de grade de Docteur en Science. Faculté Universitaire Notre-Dame de la paix. Namur Belgique, 220p
12. **Lauzanne L., 1988** les habitudes alimentaires des poissons d'eau douce africains. Pp 153-187. Dans *biologie et écologie des poissons d'eau douce africains*.
13. **Leprieur Fabien Rubin Alex, 2011** INVAQUA : Prédiction de l'établissement des espèces exotiques dans les milieux aquatiques : vers une anticipation des invasions biologiques 18p

14. **Lévêque C, Paugy D, & Teugels GG, 1992** Faune des poissons d'eau douce et saumâtre de l'Afrique de l'Ouest. 526p Paris : Orstom/MRAC. Tome 2
15. **MAEP, 2009.** Partage d'expérience sur la pisciculture au Bénin. 3p
16. **Pliya, J. 1980** La pêche dans le sud-ouest du Bénin. Etude de géographie appliquée sur la pêche continentale et maritime. AGECCOOP. ISBN. 269p.
17. **RukeraTabaro S. Micha J-c. & Ducarme C., 2005.** Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales, 23, 24, 231, 244.
18. **S. RukeraTabaro, J.-C. Micha, C. Ducarme., 2005.** Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. 8, 232pp
19. **V. A. Tosse 2010** Reproduction artificielle et élevage du poisson-chat Africain *Clarias gariepinus*, contribution à l'amélioration de la production d'alevins : Cas de la ferme piscicole Sèna dans la commune d'Avrankou. Couverture.
20. **Welcomme, 1974** Ecologie des plaines d'inondation Africaines. In : Consultation sur les problèmes des pêches dans le Sahel, Bamako, Mali, 13-20 Nov, 1994. CIFA/OPK. Rome 1975. 39,87p

## ANNEXE

### Annexe1 : Calcul des paramètres de performance

#### Taux d'éclosion

Pour le filet1 on a :  $R=11,5\text{Cm}$  ;  $r=1,3\text{Cm}$  ;

$$S_p = \pi r^2 = \frac{22 \times 1,3^2}{7} = 5,31 \text{Cm}^2$$

$$S_p \rightarrow N_p$$

$$S \rightarrow N$$

$$N = 373,16 \times \frac{80}{5,31} = 5621,99$$

Filet2,  $R=11,5 \text{ Cm}$  ;  $N_s=2$  ;  $S=405$  ;  $N=7627,49$

Filet3 ;  $R=14,5\text{Cm}$  ;  $N_s=12$ ,  $S=597\text{Cm}^2$  ;  $N=12368,47$

Filet4 ;  $\text{Côté}=21,73\text{Cm}$  ;  $S=472,25\text{Cm}^2$  ;  $N=12986,89$

Le total des N donne : 38604,77, ce dernier soustraire du nombre d'œufs du départ donne : 139283,62.

Le taux d'éclosion =  $(139283,62/177888,4) \times 100 = 78,3\%$

#### Taux de croissance spécifique TCS (%/j) :

$$\text{TCS} = [(\ln P_{mf} - \ln P_{mi})/T(j)] \times 100$$

Avec  $P_{mf}$  : poids moyen final ;

$P_{mi}$  : Poids moyen initial ;

T : Durée de l'expérimentation.

$$\text{TCS} = [(\ln 13,63 - \ln 0,01)/69] \times 100$$

$$\text{TCS} = 10,46 \text{ \%/j}$$

#### Taux de survie S(%) :

$$S = N_f/N_i \times 100$$

$$= 19500/139283,62 \times 100$$

$$S = 14 \%$$

**Croissance moyenne journalière CMJ (g/j) :**

$$\text{CMJ} = (\text{Pmf} - \text{Pmi}) / T$$

$$= (13,63 - 0,01) / 69$$

$$\text{CMJ} = 0,20 \text{ g/j}$$

## Annexe 2 : Données brutes sur la croissance des larves de *Clarias gariepinus*

LT 29/12/15	LT 09/01/16	LT 18/01/16	LT 05/ 02/16	P 05/ 02/16	LT 27/ 02/16	LS 27/ 02/16	P 27/ 02/16	LT 04/ 03/16	LS 04/ 03/16	P 04/ 03/16
5,2	10,4	26	61	2,1	135	128	20	76	63	3,4
5	10	20	55	1,5	117	102	13,5	130	115	16
6,5	13	21	50	1,2	105	92	8,2	125	110	13,1
6,5	13	32	46	0,6	106	92	9,6	119	103	11,4
6,9	13,8	24	46	0,9	90	79	5,4	115	104	11,4
7	14	20	29	0,2	82	71	4,1	126	110	12,3
6,1	12,2	31	41	0,6	71	61	2,6	117	103	11,6
6,7	13,4	26	30	0,2	74	64	2,9	130	115	13,2
7	14	23	47	1	107	93	9,6	109	97	8,9
6	12	21	65	2,1	98	86	6,3	115	100	11,1
6,3	12,6	26	66	2,4	92	80	6,2	89	77	5,3
7	14	28	47	0,8	83	73	4,5	133	118	16,8
7,1	14,2	31	32	0,4	87	77	5,3	117	113	10,5
6,7	13,4	26	40	0,8	107	94	9,6	133	115	16,7
6,9	13,8	28	51	1,1	105	92	8	168	120	19,7
6,7	13,4	20	37	0,5	85	75	4,7	195	145	32
6,1	12,2	18	37	0,5	91	77	4,8	160	123	20
6,2	12,4	48	60	1,6	71	61	2,5	121	107	11,3
6,7	13,4	44	80	4	155	131	30	97	90	5,7
7	14	22	70	3,5	160	137	29,2	160	130	22,2

## TABLE DES MATIERES

CERTIFICATION.....	i
DEDICACE.....	ii
REMERCIEMENTS.....	iii
LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS.....	iv
LISTE DES FIGURES.....	v
LISTE DES PHOTOS.....	vi
LISTE DES TABLEAUX.....	vii
RESUME.....	viii
ABSTRACT.....	ix
TABLE DES MATIERES.....	x
INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE I : REVUE DE LITTERATURE.....	3
1.1. Taxonomie et traits distinctifs de <i>Clarias gariepinus</i> .....	4
1.2. Position systématique de <i>Clarias gariepinus</i> .....	5
1.3. Synonymies et noms locaux de <i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822).....	5
1.4. Ecologie et élément de biologie de <i>Clarias gariepinus</i> .....	6
1.4.1. Habitats.....	6
1.4.2. Régime alimentaire.....	6
1.4.3. Différents types de reproduction .....	6
1.4.3.1. Reproduction en milieu naturelle.....	6
1.4.3.2. Reproduction en milieu artificielle.....	7
1.5. Elevage larvaire de <i>Clarias gariepinus</i> .....	8
1.6. Potentialité et importance du système de recirculation d'eau .....	9
1.7. Historique du système de recirculation d'eau .....	10
1.10. Etat des lieux de l'élevage de <i>C. gariepinus</i> en système de recirculation d'eau au Bénin .....	10
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES.....	12

2.1. Présentation de la zone d'étude.....	13
2.2. Description du milieu d'élevage : système de recirculation d'eau.....	14
2.2.1. Milieu d'élevage larvaire.....	14
2.2.2. Milieu d'alevinage.....	14
2.3. Matériel physique.....	16
2.4. Matériel biologique.....	17
2.4.1. Différentes étapes de la reproduction artificielle.....	17
2.4.1.1. Sélection et sexage des géniteurs.....	17
2.4.1.2. Approvisionnement et caractéristiques des géniteurs.....	17
2.4.1.3. Induction hormonale des géniteurs .....	18
2.4.1.4. Récolte des gamètes mâles et femelles .....	18
2.4.1.5. Fécondation et conditionnement des larves après éclosion .....	19
2.5. Méthodes d'estimation de quelques paramètres de la reproduction.....	20
2.5.1. Détermination du nombre d'œufs non éclos et ovules non fécondés.....	20
2.5.2. Détermination du taux d'éclosion et mise en culture des larves .....	21
2.5.3. Contrôle de la qualité de l'eau et siphonnage .....	21
2.5.4. Alimentation.....	22
2.6. Mesure périodique des paramètres de performance.....	22
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSIONS.....	23
3.1. Reproduction artificielle de <i>Clarias gariepinus</i> en système de recirculation d'eau.....	24
3.1.1. Qualité de l'eau du milieu d'incubation.....	24
3.1.2. Taux d'éclosion des œufs et tailles des larves.....	24
3.1.2.1. Taux d'éclosion des œufs.....	24
3.1.2.2. Tailles des larves à l'éclosion.....	25
3.2. Elevage larvaire de <i>Clarias gariepinus</i> en système de recirculation d'eau .....	26
3.2.1. Qualité de l'eau pendant l'élevage larvaire.....	26
3.2.2. Alimentation des larves.....	27
3.2.3. Croissance périodique des larves.....	28

3.3. Influence du système de recirculation d'eau sur la reproduction artificielle de <i>Clarias gariepinus</i> .....	29
CONCLUSION ET PERSPECTIVES .....	30
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	31
ANNEXES.....	33