

Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales

S. Rukera Tabaro ¹, J.-C. Micha ², C. Ducarme ³

Keywords: Intensive fish culture- Larval production- *Clarias gariepinus*' fingerlings- Rural conditions

Résumé

Afin d'améliorer les productions d'alevins de *Clarias gariepinus* (Burchell 1822) en conditions rurales africaines, divers essais d'adaptation des techniques de production industrielle d'alevins ont été réalisés à Aquafarm à Tihange dans le cadre d'un diplôme d'études spécialisées en Aquaculture (DES).

Nos résultats indiquent qu'après 50 jours post éclosion (J50 PE) :

- la fécondité des femelles induites à l'ovaprim (105.541 ± 3.644 ovules/kg♀) ne diffère pas de celle des femelles traitées aux extraits hypophysaires (99.897 ± 7.551 ovules/kg♀). Par ailleurs, le nombre total et la taille des œufs ne sont pas significativement différents pour les deux inducteurs de pontes ($P= 0,1213$),
- le taux d'éclosion des oeufs obtenu sur cadres grillagés et sur jacinthes d'eau (respectivement 44 et 39%) est inférieur à celui obtenu dans les bouteilles de Zoug (67%),
- le taux de croissance spécifique (TCS= SGR) des larves ne semblent pas dépendre de la densité de mise en charge dans les limites de notre expérience mais est significativement plus élevé ($P> 0,05$) en étangs simulés ($18,34\%.j^{-1}$) qu'en bassins ($16,81\%.j^{-1}$). Par ailleurs, ces juvéniles ont évolué avec un meilleur taux de conversion alimentaire à fortes densités de mise en charge,
- les bassins avec mise en charge de 3.200 à 6.400 larves/m³ produisent respectivement 100 à 150 juvéniles.m⁻³.j⁻¹ et sont significativement plus productifs ($P> 0,05$) que les étangs simulés avec mise en charge de 833 à 1.666 larves/m³ qui produisent 56 à 112 juvéniles.m⁻³.j⁻¹. Ceci se traduit par de bonnes récoltes variant de 307 à 494 juvéniles.m⁻³ en étangs simulés et de 845 à 1.581 juvéniles.m⁻³ en bassins après 50 jours. Ces juvéniles présentent toutefois, dans les deux cas, une importante hétérogénéité de taille qui nécessiterait des tris réguliers à intervalle de six jours afin d'élever des lots de taille homogène pour limiter le cannibalisme,
- ces conditions d'élevage moins intensives et moins contrôlées qu'en production industrielle ont conduit à des productions d'alevins très satisfaisantes dont le coût des aliments n'était que de 0,0124 € soit 9,13 francs rwandais.

Summary

Adaptive Trials for Intensive *Clarias gariepinus* Fingerling to Rural Conditions

Artificial reproduction and fingerling production of the African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell 1822) have been tested under less controlled conditions to adapt the intensive technology used by Aquafarm (Tihange, Belgium) to rural conditions present in developing countries. The main aim was to compare the efficiency of ovaprim a synthesised hormone with catfish pituitary extracts. Fecundity and quality of eggs (egg weight) were not significantly different.

Incubation results on water hyacinth and on mosquito mesh frames were compared to those obtained in Zoug jars; the latter showed a higher hatching rate (67%) than water hyacinth (39%) and mosquito mesh frames (44%).

Larvae were stocked at different stocking rates in ponds (T_1 : 800 larvae.m⁻³ and T_2 : 1600 larvae.m⁻³) and in tanks (T_3 : 3200 larvae.m⁻³ et T_4 : 6400 larvae.m⁻³). After a 50-day nursing period, no significant difference ($P> 0.05$) was observed for specific growth rate (SGR) and survival rate, but better SGR were observed in ponds ($18.34\%.d^{-1}$) than in tanks ($16.81\%.d^{-1}$).

In general, production was slightly higher in tanks than in ponds being related to a higher stocking density. Significantly higher harvests were obtained from tanks with higher stocking densities but the sizes of the larvae were very heterogeneous. In such case, it is recommended to grade the larvae at 6 or 7 days intervals using different mesh sizes (from 3 to 5 mm). These less intensive rearing conditions gave nevertheless good fingerling productions.

¹ Station Piscicole de Rwasave, Facagro / UNR, B.P 629, Butare, Rwanda.

² URBO, FUNDP Namur, rue de Bruxelles 61, B.5000 Namur, Belgique.

³ Aquafarm s.a. chemin de la justice 8b, B 4500, Tihange, Belgique.

Reçu le 28.01.05. et accepté pour publication le 02.02.05.

Introduction

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 (9,18), ce qui permet alors le développement de la pisciculture semi-intensive puis intensive de cette espèce.

Sur 51,4 millions de tonnes de production aquacole mondiale en 2002 (10), la production de *Clarias* spp. se chiffre à 199.129 tonnes dont 86.011 t d'un hybride afro-asiatique (*C. gariepinus* x *C. macrocephalus*) rien qu'en Thaïlande. Les deux seuls pays africains qui présentent une production significative de *Clarias gariepinus* sont le Nigeria (2.874 t) et le Ghana (1.510 t) bien que cette espèce soit en forte demande sur les marchés de nombreux pays africains (3 à 5 US \$/kg au détail à Kinshasa, RD Congo).

Ces difficultés de production en Afrique sont dues à une faible maîtrise de l'élevage larvaire, phase déterminante de la production piscicole (10). Or *Clarias gariepinus*, espèce endémique à l'Afrique, reste une des espèces les plus adaptées à l'aquaculture africaine au travers de sa large répartition géographique sur ce continent (16). Force est de remarquer qu'à nos jours, même dans certaines stations de pisciculture où l'élevage de *Clarias gariepinus* constitue une activité courante, l'élevage larvaire n'aboutit pas toujours aux résultats escomptés suite à :

- des insuffisances dans la maîtrise de la technique de reproduction artificielle,
- une alimentation insuffisante et inadaptée aux premiers stades de développement,
- au manque de maîtrise des techniques d'alimentation optimale (ration, taille de l'aliment, fréquence de distribution),
- ainsi que par manque de maîtrise des conditions environnementales (densités optimales de mise en charge, température, lumière, abris, oxygénation, pH, nitrites, ammoniacque, etc.).

La question du taux de mise en charge adéquat reste discutée en pisciculture semi-intensive en étangs mais les auteurs semblent s'accorder sur un nombre de 100 larves.m⁻² pour récolter 30 à 40 juvéniles.m⁻² après 5 semaines, chaque juvénile pesant 2 g; les taux les plus élevés qui ont été utilisés au Nigeria, soit 250 larves.m⁻², ont permis d'obtenir une récolte de 85 juvéniles.m⁻² (7).

La majorité des producteurs aquacoles africains sont des paysans. Ils élèvent des alevins de *Clarias* pêchés dans les rivières ou produits dans de rares stations de pisciculture qui pratiquent la reproduction artificielle et l'élevage larvaire en étangs fertilisés. Ces stations restent incapables de satisfaire la demande en juvéniles pour l'élevage et le repeuplement car en plus des étangs de pisciculture plusieurs projets de relance de la production piscicole dans les lacs de plaines peu profonds formulent la même demande auprès de ces stations.

A l'occasion d'un diplôme interuniversitaire (Université de Liège – Facultés universitaires Notre-Dame de la Paix à Namur) spécialisé en aquaculture (DES), nous avons abordé cette problématique par un travail effectué au sein de l'entreprise de production intensive de poissons tropicaux, Aquafarm s.a. à Tihange, en Belgique.

Ce travail a pour objectif d'adapter la technologie intensive de production de juvéniles de *Clarias gariepinus* (10) en utilisant du matériel local disponible, accessible à tout pisciculteur africain soucieux d'accroître sa production. Il cherche à répondre aux trois questions suivantes :

- Est-il indispensable d'utiliser de l'hormone de synthèse à acheter dans le commerce à l'étranger pour une meilleure induction de la ponte ou peut-on se contenter d'utiliser les hypophysés de mâles de poisson chat à sacrifier?
- L'incubation des oeufs sur des cadres grillagés et/ou fixés sur les racines de jacinthes d'eau flottantes ou d'autres plantes aquatiques similaires est-elle aussi efficace que l'incubation en bouteilles de Zoug?
- Quelle densité de mise en charge conduit aux meilleures survies, croissance et production dans les deux systèmes (étangs simulés et bassins) d'élevage larvaire?

Matériel et techniques

1. Stockage des géniteurs

Le choix des géniteurs à stocker se fait selon leur poids corporel. Des *Clarias gariepinus* mâles et femelles en nombre égal, de poids moyen de plus ou moins 1 kg sont stockés dans un même bassin au taux de 2 ou 3 ind./m²; ils sont nourris régulièrement avec des granulés (par exemple: granulés Veronesi à 48% de protéines) au taux journalier de 3% de la biomasse, distribués manuellement deux fois par jour. C'est dans ce bassin de stockage que seront choisis les géniteurs pour la reproduction artificielle.

2. Reproduction artificielle

2.1. Choix des géniteurs

La sélection des géniteurs mâles et femelles se fait exclusivement sur base de critères externes :

- Chez la femelle, il s'agit d'une papille génitale protubérante, d'un abdomen bien dilaté qui sous légère pression émet quelques ovules.
- Chez les mâles, il s'agit d'une bonne corpulence (7).

Après sélection, nous avons placé les géniteurs individuellement en stabulation, chacun dans son hapa, de 9h 00 à 20h 00, heure à laquelle nous avons injecté les femelles avec les inducteurs de ponte. L'extraction des ovules a été faite par légère pression abdominale (stripping), 12,5 heures (à 25,5 °C) après l'injection des inducteurs de ponte.

Au cours de ce travail, la reproduction a été réalisée avec quatre femelles (poids moyen: $4,5 \pm 0,8$ kg) et 6 mâles (poids moyen: $4,5 \pm 0,5$ kg).

2.2. Induction hormonale de ponte

a. Utilisation des hypophyses

On extrait l'hypophyse des mâles (Figure 1) chez lesquels on prélèvera les testicules pour la fécondation des ovules. Deux hypophyses pour deux femelles sont broyées, à l'aide d'un pilon et d'un mortier en porcelaine, dans 4 ml de solution physiologique (salinité: 9 ‰). On administre une injection d'extraits hypophysaires de 0,5 à 1 ml/kg de femelle puis on place les femelles en stabulation dans un bassin où l'eau ($24-26$ °C) circule en permanence.

b. Utilisation de l'ovaprim

L'ovaprim SYNDEL International Inc. Canada (info@syndel.com) est une hormone de synthèse,

vendue sous forme liquide au prix de 25,50 euro (2004) pour 10 ml. Elle est composée de GnRH analogue de saumon et d'un inhibiteur de la dopamine.

Nous l'avons administrée en une injection de 0,5 ml/kg de femelle. Les femelles ont ensuite été placées en stabulation dans un bassin à une température variant de 24 à 26 °C.

Les mâles n'ont pas reçu d'injection d'hormone de synthèse, ni d'extraits hypophysaires car généralement les testicules des poissons matures ont de la laitance en suffisance.

2.3. Incubation

a. Préparation de la laitance et fécondation des ovules

Les mâles ayant été sacrifiés, nous avons extrait les testicules (Figure 2a) que nous avons ensuite conservés dans de la glace dans un pot placé au réfrigérateur (2 à 4 °C). Le lendemain, juste avant

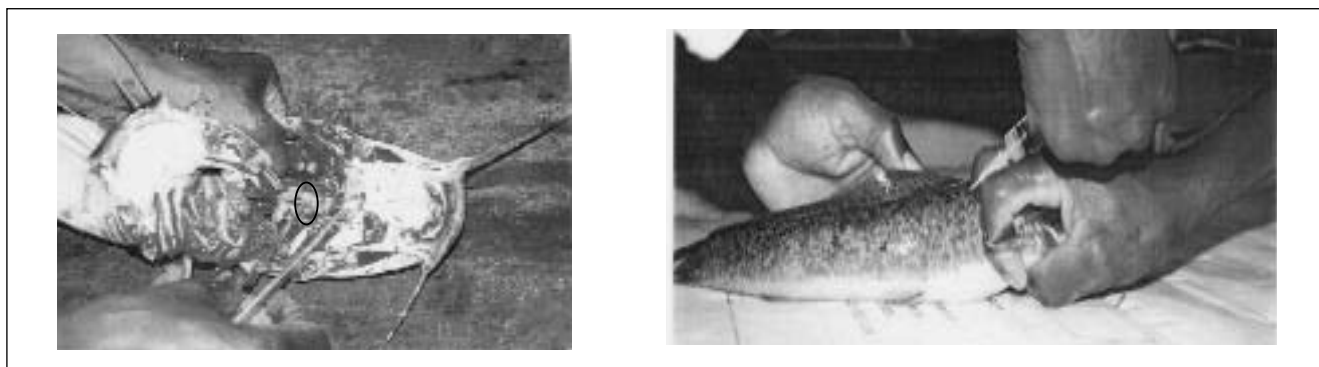


Figure 1 : Extraction de l'hypophyse (a) et injection de la solution hypophysaire dans le muscles dorsaux de la femelle (b).

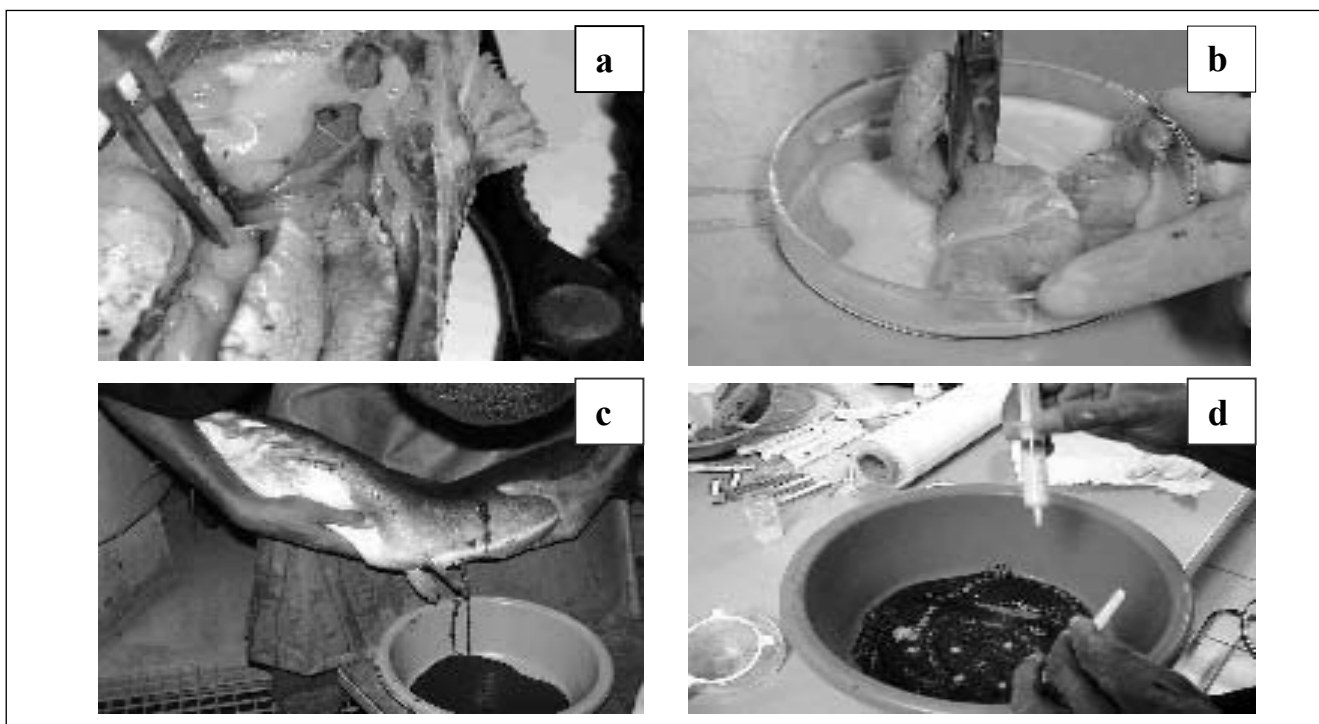


Figure 2 : Extraction des testicules et obtention de la laitance (a & b), stripping (c) et fécondation des œufs (d) durant la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*.

l'extraction des ovules, nous avons broyé les testicules; ensuite, la laitance a été épandue sur les ovules (Figure 2d) auxquels nous avons ajouté de l'eau de l'écloserie en volume égal aux œufs pour l'activation des spermatozoïdes. Après 3 à 5 minutes pour être certain que la fécondation (1 minute) soit terminée, nous avons ajouté de l'eau en quantité importante pour une bonne oxygénation et un rinçage parfait des ovules.

b. Incubation des œufs fécondés

Après fécondation, l'incubation est effectuée dans trois types d'incubateurs différents en vue d'en comparer les performances basées sur trois paramètres: taux de fécondation, taux d'éclosion et survie larvaire après résorption de la vésicule vitelline, soit le troisième jour post éclosion (J3 PE) ou 5 jours après la fécondation.

Ces incubateurs sont:

1. Cadre grillagé en hapa: un cadre flottant en bois avec toile moustiquaire en plastique (35 x 20 cm à mailles de 1 mm) pour l'incubation de 50 g d'œufs (Figure 3a).
2. Jacinthe d'eau «*Eichornia crassipes*»: 3 plantes par hapa pour 50 g d'œufs (Figure 3b)
3. Bouteille de Zoug (10l): système d'incubation conçu pour de grandes quantités d'œufs (50 g.l⁻¹ au maximum), où l'eau circule en permanence permettant d'éviter que les œufs ne s'agglutinent (Figure 3c).

Après éclosion, les larves sont placées en aquarium de 30 x 40 x 20 cm soit ~20 litres.

Analyses statistiques

L'analyse de la variance ANOVA à 1 critère d'évaluation avec test F de Scheffé a été réalisée pour comparer les taux de croissance spécifique (SGR), le gain de poids, le poids moyen, la survie, les récoltes et productions des juvéniles élevés à différentes densités en étangs simulés et en bassins. Fécondité, taux d'éclosion, temps de stabulation et d'incubation ont été testés par le test non paramétrique de Mann Whitney. Les coefficients de variation des poids moyens ont été comparés deux à deux par le «Equality of variance F-test » (3, 4).

Pour les paramètres qui évoluent dans le temps, en plus du traitement, l'ANOVA II a été utilisée. Ces analyses et tests ont été réalisés à l'aide du logiciel statistique Statview. L'hypothèse nulle était chaque fois rejetée au seuil de 5%.

Résultats

1. Phase de reproduction artificielle

La comparaison des performances de reproduction des femelles à ponte induite par hypophyse de *Clarias* mâle et par ovaprim qui ont répondu à 100% dans les deux cas, ne montre pas de différence significative pour les paramètres mesurés (Tableau 1): nombre d'œufs/ponte, nombre d'œufs/g, taux d'éclosion, etc.

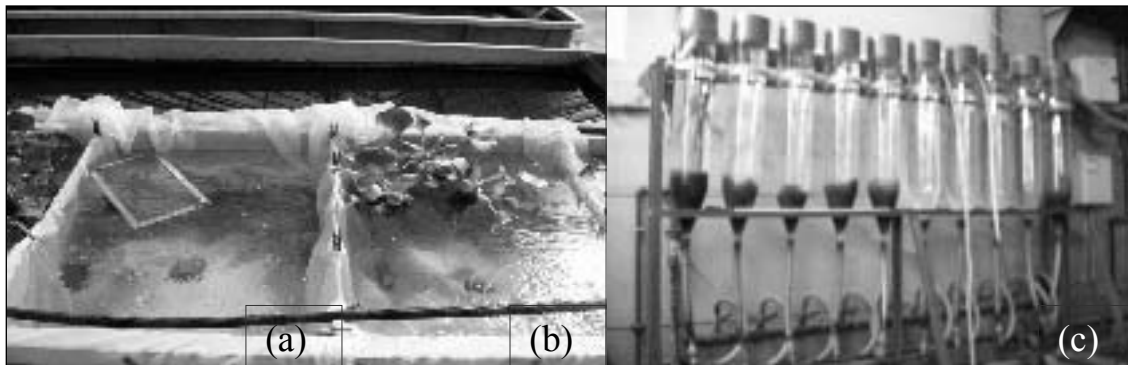


Figure 3 : Dispositif expérimental d'incubation des œufs fécondés de *Clarias gariepinus* sur cadre (a), sur jacinthes d'eau (b) et en bouteilles de Zoug (c).

Dispositif expérimental

- Deux bouteilles de Zoug ont reçu chacune 50 g d'œufs pondus par les femelles traitées à l'ovaprim,
- Deux bouteilles de Zoug ont reçu chacune 50 g d'œufs pondus par les femelles traitées aux extraits hypophysaires,
- Trois hapas ont reçu chacun un cadre portant 50 g d'œufs pondus par des femelles injectées aux extraits hypophysaires, et
- Trois hapas ont reçu chacun 50 g d'œufs de femelles traitées également aux extraits hypophysaires et portés par les racines de trois jacinthes d'eau.

La comparaison des performances de survie des trois systèmes d'incubation testés (Tableau 2) montre également que les résultats des paramètres mesurés sont fort semblables si ce n'est que le taux d'éclosion est significativement plus élevé en bouteille de Zoug que sur cadre et sur racines de jacinthes d'eau.

2. Synthèse chronologique des phases de la reproduction artificielle

La production de larves de *Clarias* nécessite un certain nombre de manipulations dont la chronologie est la suivante:

Tableau 1
Comparaison des effets de l'hormone du commerce «ovaprim» et des extraits hypophysaires de mâles de *Clarias gariepinus* sur l'induction de la ponte et l'éclosion chez *Clarias gariepinus*

Traitement	Extraits hypophysaires	Ovaprim
Poids moyen des femelles (kg)	4,02 ± 0,68 ^a	5,15 ± 0,64 ^a
Réponse à l'injection (%)	100	100
Poids total de la ponte (g)	633 ± 70,71 ^a	852,5 ± 153,44 ^a
Nbre total œufs par ponte	399.023 ± 37457 ^a	542.376 ± 48400 ^a
Nbre d'œufs / g de ponte	631 ± 11,31	642 ± 58,7
Nbre d'œufs / 50 g d'œufs	31.550 ± 566 ^a	32.075 ± 2.935 ^a
Fécondité (œufs/kg de femelle)	99.897 ± 7551 ^a	105.541 ± 3.644 ^a
Temps d'incubation (degrés – heures)	687,61 ± 0,00 ^a	740,25 ± 0,00 ^a
Nbre de larves / 50 g d'œufs	21.060 ± 310	20.514 ± 450
Taux d'éclosion (%)	66,77 ± 2,18 ^a	64,16 ± 4,47 ^a
Poids moyen d'une larve (mg)	2,15 ± 0,32 ^a	1,88 ± 0,20 ^a

N.B.: Le taux d'éclosion est calculé sur base du nombre d'œufs incubé (50 g).

Les valeurs affectées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil 5%.

Tableau 2
Comparaison des performances de survie, à partir de 50 g d'œufs, de trois systèmes d'incubation de pontes de *Clarias gariepinus*

	Cadre	Jacinthe	Bouteille Zoug
Nombre d'œufs / 50 g incubés	27.224 ± 1038 ^a	28.398 ± 2437 ^a	31.813 ± 1752 ^a
Nombre d'œufs embryonnés	17.873 ± 414 ^a	19.945 ± 3420 ^a	---
Taux de fécondation (%)	65,67 ± 1,00 ^a	61 ± 14,9 ^a	---
Taux d'éclosion (%)	44,00 ± 13,6 ^a	39,10 ± 8,4 ^a	66,77 ± 2,18 ^b
Survie post-résorption vésiculaire (%)	27,23 ± 11,8 ^a	32,13 ± 11,6 ^a	45,10 ± 10,96 ^a

(Les valeurs présentées sont des moyennes issues de triplicats pour les cadres et les jacinthes et de duplicats pour les bouteilles de Zoug (moyenne ± écart-type).

(---) manque de données par retard de prise d'échantillon.

Les chiffres affectés d'une même lettre ne sont pas significativement différents au seuil de confiance de 5%.

J1: Induction de la ponte par injection d'extraits hypophysaires et mise en stabulation des femelles à une température de ± 25 °C.

J2: Stripping, fécondation des œufs par laitance de testicules et incubation des œufs sur cadres grillagés, jacinthes ou bouteilles de Zoug (température de préférence supérieure à 25 °C).

J3: Eclosion des œufs, retrait des cadres grillagés et jacinthes des hapas, évacuation des œufs non éclos.

J5: Résorption de la vésicule vitelline.

J7: Premier nourrissage avec *Artemia* ou zooplancton ou encore directement à l'aliment sec (Nippai I larval feed n°1).

Élevage larvaire

L'étude des caractéristiques de l'élevage larvaire a été abordée en comparant différents taux de mises en charge en bassins et en étangs. Six aspects principaux de la croissance des larves ont été suivis, à savoir: la vitesse de croissance spécifique, le gain quotidien de poids, le poids moyen individuel et l'hétérogénéité des tailles des juvéniles, les taux de conversion alimentaire et la survie des larves ont été suivis.

1. Démarrage des larves par nourrissage à l'aliment sec

L'aliment vivant, *Artemia salina* étant cher, exigeant

(cf. techniques de décapsulation et d'incubation) et difficilement accessible aux pisciculteurs africains, nous avons testé le démarrage des larves directement à l'aliment sec. Ce premier nourrissage larvaire à l'aliment sec s'est effectué avec des larves dont les œufs avaient été incubés sur cadres grillagés et jacinthes d'eau posés dans des hapas, l'induction de la ponte ayant été faite avec les extraits hypophysaires. Un essai similaire, effectué en conditions contrôlées, indique que les larves sentent les aliments à partir de 100 heures post-éclosion (100 h PE) par les barbillons sensoriels circum oraux (13).

Après la résorption de la vésicule vitelline dans les hapas à J3 PE, toutes les larves ont été mélangées et mises en bassin dans un circuit fermé où elles ont été nourries, *ad libitum*, pendant deux semaines, au début avec Nippai initial feed (200-250 µm; 54,7% de protéines brutes) pendant 6 jours et ensuite avec Nutra HP (300 µm) pendant 9 jours. Les résultats du contrôle de survie (Tableau 3) effectué au 15^{ème} jour de nourrissage (J19 PE) sont bons (42,7%) et le poids des alevins est tout à fait acceptable (0,5 g). En conséquence, l'absence de proies vivantes (*Artemia* ou zooplancton) ne devrait pas être un frein à la production d'alevins de *Clarias gariepinus* en milieu rural, si un aliment adéquat est disponible.

Tableau 3
Survie des larves de *Clarias gariepinus* nourries directement d'aliment sec (J: jour, PE: post éclosion)

	Mise en charge à J3 PE	Contrôle à J19 PE
Poids total des larves (g)	78	4003
Poids moyen (g)	0,00386	0,466
Nombre total de larves	20124	8590
Survie (%)		42,68

2. Effet de la densité sur la croissance et la production de *Clarias gariepinus* en étangs simulés et en bassins en polyester

2.1. Milieu d'élevage

2.1.1. Méthodes et matériel

Pour étudier l'effet des densités de mise en charge dans deux systèmes d'élevage larvaire, quatre étangs simulés et six bassins en polyester ont été répartis en duplicats pour trois différentes mises en charge dans chaque système (Figure 4 et Tableau 4).

Les étangs simulés et bassins sous ombrage ont été mis sous eau avec de l'eau de puits réchauffée

par l'eau chaude de la centrale nucléaire circulant dans des serpentins en plastique. Ils ont ensuite été fertilisés 15 jours avant la mise en charge aux engrais chimiques et organiques suivants:

- Fumier organique sec à base de fumure de volaille et bovin : 20 kg.are⁻¹
- Urée : 1,0 kg.are⁻¹
- Nitrates d'ammonium : 1,0 kg.are⁻¹
- Superphosphate : 1,5 kg.are⁻¹

Un inoculum (5 litres de concentré) de zooplancton filtré dans les étangs à carpes à l'aide d'un filet à zooplancton de mailles 63 µm (Figure 6) a été ajouté dans les étangs une semaine après la fertilisation.

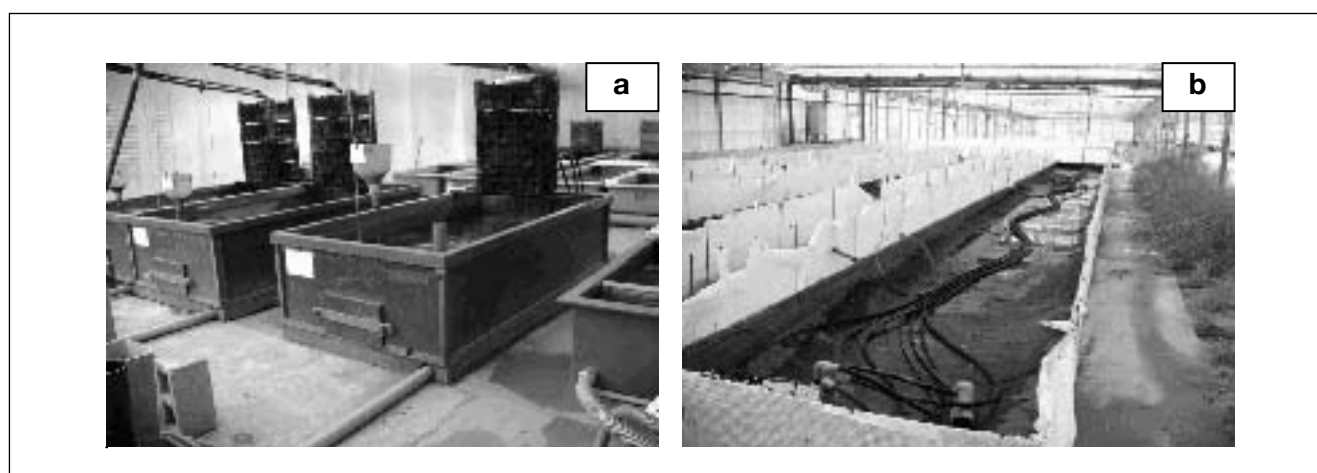


Figure 4 : Bassins (a) et étangs simulés (b) dans lesquels s'est fait l'élevage larvaire de *Clarias gariepinus* pour la production des juvéniles.

Tableau 4
Répartition des densités de mise en charge selon les différents types d'élevage (étangs simulés E et bassins en polyester B)

Dimensions	Densité de mise en charge		
	(larves.m ⁻³)	(larves.l ⁻¹)	(larves.m ⁻²)
Etangs (20 x 1,8 x 0,3 m)			
T1: E1 & E3	10,8 m ³ d'eau	833	0,8
T2: E2 & E4	10,8 m ³ d'eau	1666	1,6
Bassins 1, 2, 3 (2,5 x 1,2 x 0,5) m			
Bassins 4, 5, 6 (3,95 x 1,25 x 0,5) m			
T3: B1 & B5	1,5 & 2,4 m ³ d'eau	3200	3,2
T4: B2 & B3	1,5 m ³ d'eau	6400	6,4
T5: B4 & B6	2,4 m ³ d'eau	1600	1,6

Constitution des lots expérimentaux

Au 11^{ème} jour post éclosion (J11 PE), dix échantillons d'une centaine de larves ont été prélevés dans différentes claies afin de calculer le poids moyen (balance OHAUS, précision 0,1 mg) sur base desquels les lots expérimentaux ont été constitués.

Le nombre de larves par lot a alors été estimé selon la densité de mise en charge (Tableau 4).

L'empoissonnement des étangs a eu lieu le 26 avril 2004 pour une éclosion du 15 avril soit J11 PE afin que les larves soient capables de résister aux nouvelles conditions d'élevage (s'adapter aux fluctuations de température, être apte à se chercher des abris et se nourrir facilement d'aliments secs tout en chassant des proies zooplanctoniques dans les étangs simulés).

Les taux d'empoissonnement choisis (250, 500, 1000 larves.m⁻²) sont supérieurs à ceux utilisés en élevages semi-intensifs (50, 100 et 150 larves.m⁻²) (7) car nous voulons étudier l'impact d'une alimentation performante. Cet élevage larvaire a duré 38 jours, soit de J11 à J50 PE.

Le nourrissage s'est fait d'abord au taux de 10% de la biomasse, puis 9%, puis 8% (chaque fois pendant 5 jours) et enfin 7% de la biomasse durant le reste des 38 jours d'élevage larvaire.

2.1.2. Variation des paramètres physico-chimiques importants

Pour caractériser notre milieu expérimental nous avons analysé régulièrement cinq paramètres physico-chimiques: température, oxygène dissous et saturation en oxygène, pH, nitrites, ammoniacque.

L'évolution de la température au cours de l'expérience n'a pas marqué beaucoup de fluctuations. La moyenne des températures de tous les étangs et bassins a été de $26,4 \pm 2,5$ °C, avec de plus faibles températures observées le matin et de plus hautes en fin d'après-midi. Les valeurs extrêmes ont été de 21,6 °C et 31,5 °C.

Les concentrations moyennes journalières d'oxygène

dissous ont varié autour de $5,3 \pm 1,3$ mg O₂.l⁻¹ dans les étangs (E1 à E4) et de $6,6 \pm 1,2$ mg O₂.l⁻¹ dans les bassins (B1 à B6); les plus faibles valeurs étant observées dans les bassins à plus forte densité de mise en charge (B2 et B3). Les concentrations extrêmes enregistrées ont été 1,3 et 9,3 mg.l⁻¹. A noter que des cas de sursaturation en oxygène se sont produits allant jusqu'à 113% dans les étangs et cela, indépendamment de la densité. Cette situation de sursaturation serait la cause de certaines mortalités observées au cours des 15 premiers jours d'élevage. L'ammoniacque est essentiellement toxique sous sa forme non ionique (NH₃) dont la proportion augmente avec la température et le pH. Les teneurs (NH₄⁺) ont varié entre $0,65 \pm 0,60$ et $0,84 \pm 0,13$ mg.l⁻¹ dans les bassins et entre $0,44 \pm 0,32$ et $0,57 \pm 0,4$ mg.l⁻¹ dans les étangs.

De même les teneurs moyennes en nitrites ont varié entre $0,26 \pm 0,24$ et $0,37 \pm 0,18$ mg.l⁻¹ dans les bassins et $0,28 \pm 0,17$ et $0,51 \pm 0,31$ mg.l⁻¹ dans les étangs mais des valeurs ponctuelles très élevées ont été enregistrées dans les étangs à plus fortes densités de mise en charge (i.e. E 4 avec $1,75$ mg NO₂.l⁻¹). Aucune différence significative ($P > 0,05$) pour l'ammoniacque et les nitrites n'a été décelée par le test F de Scheffé dans l'analyse de la variance, ni entre traitements, ni entre systèmes.

La valeur moyenne de pH de l'eau dans les étangs ($8,14 \pm 0,19$) a été légèrement différente de celle ($7,83 \pm 0,14$) observée dans les bassins ($P > 0,001$).

2.1.3. Variation de quelques paramètres biologiques

Chlorophylle a et biomasse algale

Dans l'ensemble, les concentrations en Chl a ont évolué de la même façon du début à la fin de l'expérience. Elles ont varié entre 2,1 et 54,98 µg Chl a.l⁻¹ dans les étangs et de 0,46 à 7,11 µg Chl a.l⁻¹ dans les bassins.

La biomasse algale estimée est plus élevée dans les étangs que dans les bassins. Les valeurs moyennes par traitement (Figure 5) varient entre $202,17 \pm 164,05$

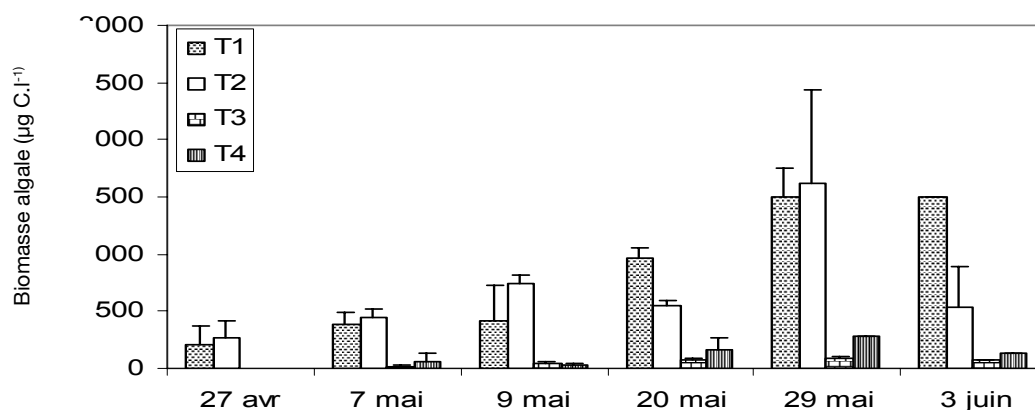


Figure 5: Variation de la biomasse phytoplanctonique estimée dans l'eau des étangs simulés et bassins où sont élevées les larves de *Clarias gariepinus* à différentes densités de mise en charge (Traitement 1= E1 et E3: 0,8 larves/l; T2= E2 et E4: 1,6 larves/l) (T3= B1 et B5: 3,2 larves/l; T4= B2 et B3: 6,4 larves/l).

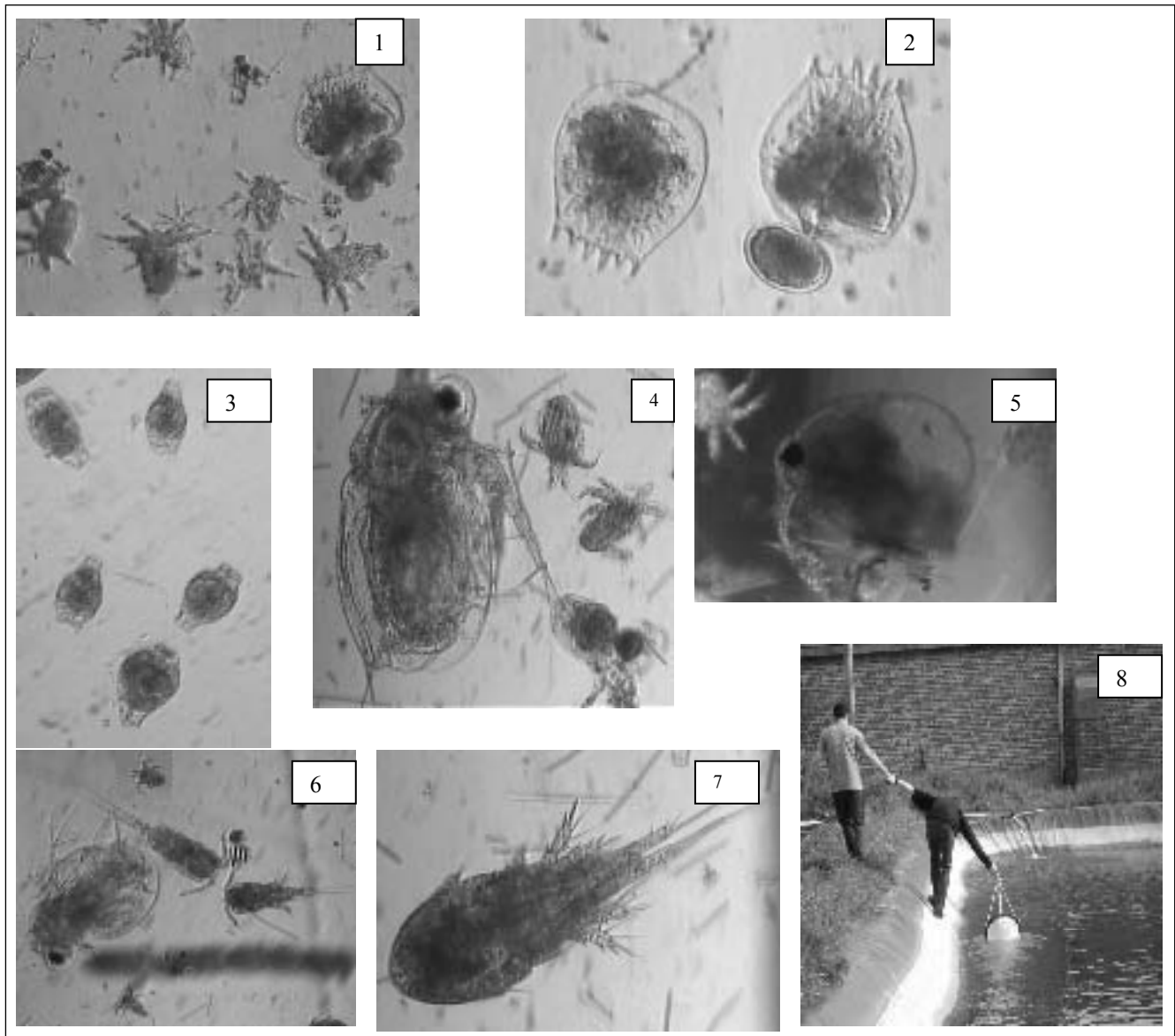


Figure 6: Principaux taxa zooplanctoniques développés dans les étangs simulés fertilisés, au départ d'un inoculum provenant des étangs à carpes: 1- larves nauplii, 2- Rotifère *Brachionus calyciflorus*, 3- *Brachionus angularis*, 4- Cladocère *Moina* sp, 5- Cladocère *Bosmina* sp, 6- Copépode *Cyclopoida*, 7- Copépode copépodite, 8- Prélèvement de plancton.

et $1622,45 \pm 815,87 \mu\text{g C.l}^{-1}$ dans les étangs et entre $18,56$ et $284,59 \mu\text{g C.l}^{-1}$ dans les bassins.

Abondance du zooplancton

Les rotifères ont constitué le groupe le plus représenté dans tous les étangs mais il y a des copépodes, cladocères et quelques vers. En début d'expérience les larves nauplii, cyclopoïdes et copépodites étaient les plus représentés; par la suite les nauplii ont disparu complètement et ont été remplacés en abondance par les petits rotifères *Brachionus angularis* et *Lecane* sp. (Figure 6).

Pathologies et techno-pathologies

Les premières mortalités massives, qui sont fréquentes (Ducarme, comm. pers.), surviennent déjà dès le 3^{ème} jour après l'empeisonnement. Elles seraient causées par les manipulations qui raclent la muqueuse cutanée

et ouvrent des voies d'infestation aux parasites et bactéries. Un traitement préventif à l'oxytétracycline et au sel est conseillé après chaque manipulation des larves.

Les attaques bactériennes (espèces non déterminées) ont été observées à J29 PE sur un très grand nombre de larves élevées en bassins à plus faible densité de mise en charge (B4 & B6) si bien que ces bassins ont été éliminés du dispositif expérimental. Les bactéries soupçonnées d'être les agents causaux sont *Aeromonas* et *Citrobacter* (Baras, comm. pers.). Le traitement thérapeutique efficace utilise oxytétracycline (50 ppm) et NaCl (3 kg.m^{-3}) par baignation pendant 3 à 4 heures.

La sursaturation en oxygène observée surtout dans les étangs E1 et E3 ($250 \text{ larves.m}^{-2}$) a été une cause de mortalités massives. Ces étangs se sont caractérisés

Tableau 5
Caractéristiques générales de croissance et de production des larves de *Clarias gariepinus* en étangs simulés (T1= E1 et E3: 0,8 larves.l⁻¹; T2= E2 et E4: 1,6 larves.l⁻¹) et en bassins en polyester (T3= B1 et B5: 3,2 larves.l⁻¹; T4= B2 et B3: 6,4 larves.l⁻¹), 38 jours après leur mise en charge

Traitement Unité élevage	T1		T2		T3		T4	
	E1	E3	E2	E4	B1	B5	B2	B3
V eau (m ³)	10,8	10,8	10,8	10,8	1,5	2,37	1,5	1,5
Durée (j)	38	38	38	38	38	38	38	38
T.E (N.l ⁻¹)	0,8	0,8	1,6	1,6	3,2	3,2	6,4	6,4
Pmi (g)	0,0073	0,0073	0,0073	0,0073	0,0068	0,0068	0,0068	0,0068
Pmf (g)	6,72	7,28	8,44	8,77	4,55	4,44	3,26	4,03
C.V (%)	85,20	78,17	53,05	92,71	160,21	68,51	77,01	96,38
Bi (g)	66	66	132	132	32	50	64	64
Bf (g)	23805	41702	22401	50305	6802,3	8101,1	9099,7	7299,4
Ni	9041	9041	17984	17984	4706	7353	9412	9412
Nf	3547	3077	4941	5736	1495	1644	2485	2258
Aliment (g)	10595,9	10595,9	28732,8	28732,8	4880,6	7068	13546,1	13546,1
FCR	0,45	0,47	0,69	0,57	0,72	0,97	1,69	1,50
K (traitement)	0,80		0,82		0,83		0,79	
SGR (%/j)	17,96	18,17	18,56	18,66	17,12	17,06	16,24	16,80
Gw (g/ind/j)	0,20	0,24	0,23	0,28	0,19	0,14	0,11	0,14
Survie (%)	39,23	34,03	27,47	31,90	31,77	21,67	26,40	23,99
P (g.m ⁻³ .j ⁻¹)	58,08	54,42	101,29	122,24	118,74	80,50	140,98	158,53
R (N.m ⁻³)	329	285	457	531	996	694	1656	1505

T.E (N.l⁻¹): taux d'empoisonnement en nombre de larves par litre, Pmi et Pmf: Poids moyen initial et final, C.V: coefficient de variation, Bi et Bf: biomasses initial et final, Ni et Nf: Nombre à la mise en charge et à la récolte, FCR: food conversion rate (taux de conversion alimentaire), K: coefficient de condition par traitement, SGR: specific growth rate (taux de croissance spécifique en % par jour), Gw: gain weight (gain quotidien de poids en gramme par larve par jour), P: production par unité de volume par jour, R: récolte par unité de volume.

par une prolifération rapide d'algues filamenteuses et une saturation en oxygène allant jusqu'à 113%. L'intervention a consisté à augmenter le nombre d'aérateurs bulleurs dans les étangs pour faciliter le dégazage de l'eau.

2.2. Effet de la densité sur la croissance en étangs et en bassins

Le tableau 5 présente les caractéristiques générales de croissance, de survie et de production des juvéniles de *Clarias gariepinus* dans chaque type d'élevage en étangs simulés (traitement T₁ et T₂) et en bassins en polyester (T₃ et T₄).

A l'évidence, les poids moyens finaux les plus élevés sont atteints en étangs simulés (7 à 9 g) et les plus faibles en bassins en polyester (3 à 4 g).

Les taux de croissance spécifique obtenus par traitement en fin d'expérience ont été comparés graphiquement (Figure 7) et statistiquement par ANOVA 1 afin de dégager l'effet des densités de mise en charge.

Le taux de croissance spécifique (Figure 7) varie dans l'ensemble entre 17,1 ± 0,4 et 18,9 ± 0,1 %/j¹, mais est significativement plus élevé en étangs (T₁, T₂) qu'en bassins (T₃, T₄).

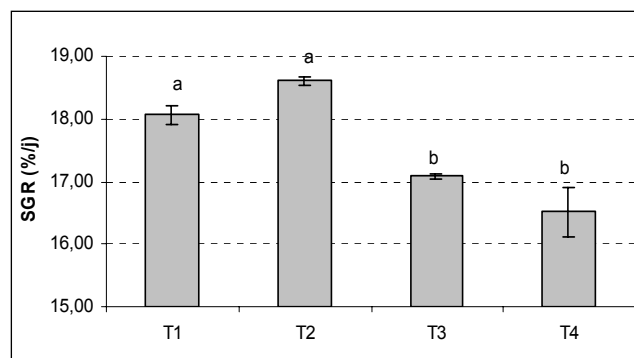


Figure 7: Variation du taux de croissance spécifique (SGR) en fonction des traitements, dans les étangs simulés (T1= E1 et E3: 0,8 larves/l; T2= E2 et E4: 1,6 larves/l) et bassins (T3= B1 et B5: 3,2 larves/l; T4= B2 et B3: 6,4 larves/l) de production des juvéniles de *Clarias gariepinus* (valeurs moyennes de traitements). (Les barres portant la même lettre ne sont pas significativement différentes entre-elles).

Les poissons auraient évolué avec un taux de croissance spécifique qui diminue du début à la fin de l'expérience mais nous pensons que le facteur temps n'explique pas seul cette tendance car les taux de croissance spécifique obtenus ont évolué positivement alors que la température a fluctué.

2.3. Effet de la densité sur l'évolution du poids moyen et l'hétérogénéité des tailles

Le poids moyen des larves était comparable à l'intérieur d'un même traitement ($P > 0,05$) en début d'expérience; après 38 jours d'élevage le poids moyen global était de 8,95 ± 6,97 g dans les étangs et de 6,03 ± 5,88 g dans les bassins soit un poids moyen général de 7,25 g. Remarquons que ces poids moyens sont affectés de très grands écarts-types (Tableau 6), signe

Tableau 6
Evolution du poids moyen individuel (Pm) et du coefficient de variation de poids moyen (CV) en fonction des différents traitements
T1= E1 et E3: 0,8 larves/l ; T2= E2 et E4: 1,6 larves/l (étangs simulés) et T3= B1 et B5: 3,2 larves/l; T4= B2 et B3: 6,4 larves/l
(bassins) lors de l'élevage larvaire de *Clarias gariepinus* (sd: écart type)

		T1	T2	T3	T4	Moy. gén.
26-avr J 11 PE	Pm (g)	0,0073	0,0073	0,0068	0,0068	0,007
	sd	0,004	0,004	0,003	0,003	0,003
	CV (%)	48,90	48,90	48,90	48,90	45,37
4-mai J 19 PE	Pm (g)	0,074	0,061	0,037	0,037	0,05
	sd	0,05	0,03	0,02	0,01	0,03
	CV (%)	62,78	54,72	45,28	30,21	48,25
11-mai J 26 PE	Pm (g)	0,33	0,31	0,27	0,23	0,28
	sd	0,23	0,16	0,19	0,13	0,18
	CV (%)	70,41	50,50	68,71	59,47	62,27
19-mai J 34 PE	Pm (g)	0,59	0,86	0,55	0,45	0,61
	sd	-	-	-	-	-
	CV (%)	-	-	-	-	-
26-mai J41 PE	-	-	-	-	-	-
3-juin J50 PE	Pm (g)	8,27	9,63	6,27	4,81	7,24
	sd	6,73	7,21	7,54	4,23	6,43
	CV (%)	81,69	72,88	114,36	86,69	88,91

d'une grande hétérogénéité de croissance qui s'est développée dans notre élevage. Cette hétérogénéité est plus marquée dans les bassins (CV maximal de 114,36%) que dans les étangs (CV maximal de 81,69%). L'ANOVA 2 avec le test PLSD de Fischer sur la densité de mise en charge et le temps montrent que les larves élevées à 500 larves.m⁻² (soit 1,6 larves.l⁻¹) ont une évolution de poids moyen significativement supérieur (P= 0,0001) à celle des larves élevées à 250 larves.m⁻² soit 0,8 larves.l⁻¹.

Etant donné que l'hétérogénéité de taille pourrait être modulée par la température de l'eau et vu l'influence de cette dernière sur la consommation d'aliments, l'efficacité de transformation énergétique et la croissance (8, 23), nous avons comparé poids moyen,

coefficient de variation et température de tous les traitements.

2.4. Effet de la densité de mise en charge sur l'alimentation, la production et la récolte

2.4.1. Taux de conversion alimentaire et survie des juvéniles

Les taux de conversion alimentaire (FCR) des juvéniles obtenus au bout de 38 jours de nourrissage varient entre 0,45 et 1,69 (Tableau 5), soit entre $0,46 \pm 0,02$ et $1,60 \pm 0,13$ si on considère les traitements. Les meilleurs taux de conversion alimentaire sont obtenus chez des juvéniles élevés en étangs et diffèrent significativement (P= 0,0032) de ceux obtenus en bassins (Figure 8A).

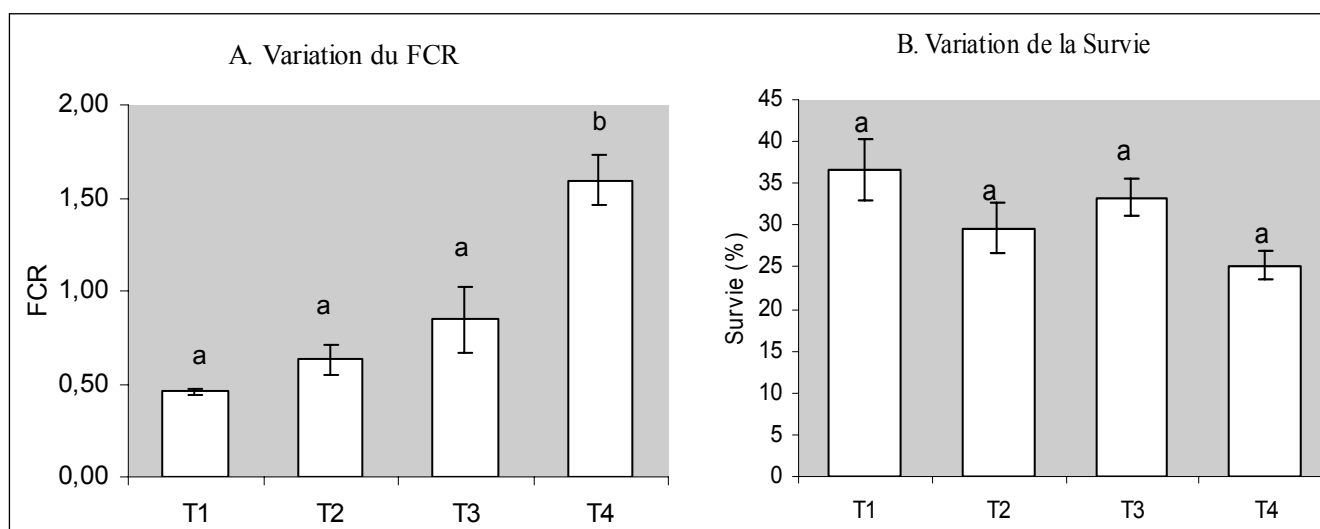


Figure 8: Variation du taux de conversion alimentaire (A) et de la survie (B) des larves de *Clarias gariepinus* élevées en étangs et en bassins à différentes densités de mise en charge (T1= E1 et E3: 0,8 larves/l; T2= E2 et E4: 1,6 larves/l (étangs simulés) et T3= B1 et B5: 3,2 larves/l; T4= B2 et B3: 6,4 larves/l (bassins)).

Les résultats obtenus sur la survie n'ont pas mis en évidence une quelconque dépendance à la densité de mise en charge. Ils varient entre 24 et 39% sans différences significatives ($P > 0,05$) ni entre les traitements, ni entre les systèmes (Figure 8B); cependant, ils restent proches des survies suggérées par d'autres auteurs (7) qui ont étudié le développement larvaire en étangs (32,2 à 38,7 %).

2.4.2. Récolte et production

Après 50 jours post éclosion, la récolte totale (Tableau 7, Figure 10) se chiffre à 25.183 juvéniles d'un poids moyen de 7,2 g. Cette récolte suffit pour l'empoissonnement de 1,25 ha d'eau au taux de 2 juvéniles par m^2 . Elle paraît dépendante de la densité de mise en charge en bassins comme en étangs bien que les bassins (T3: 845 juvéniles par m^3 et T4: 1580 juvéniles par m^3) soient nettement plus productifs que les étangs (T1: 306 juvéniles par m^3 et T2: 494 juvéniles par m^3).

Sur base des récoltes (Tableau 7), on calcule une production moyenne de $56,3 \text{ g.m}^{-3}.\text{j}^{-1}$ pour les étangs à faible densité de mise en charge (Figure 9) et de $111,8 \text{ g.m}^{-3}.\text{j}^{-1}$ dans les étangs à forte densité. Dans les bassins à faible densité, la production a été de $99,6 \text{ g.m}^{-3}.\text{j}^{-1}$ alors qu'à forte densité elle a été de $149,8 \text{ g.m}^{-3}.\text{j}^{-1}$. La production est plus grande pour

des densités de mise en charge plus élevées, en étangs comme en bassins, ainsi que le confirme le test PLSD de Fischer avec $P = 0,0291$ (T1 et T2) et $P = 0,0396$ (T3 et T4).

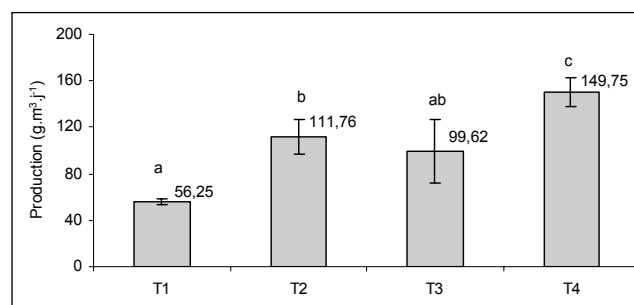


Figure 9 : Variation de la production ($\text{g}/\text{m}^3/\text{j}$) de juvéniles de *Clarias gariepinus* selon les traitements en étangs simulés (T1= E1 et E3: 0,8 larves/l; T2= E2 et E4: 1,6 larves/l) et en bassins (T3= B1 et B5: 3,2 larves/l; T4= B2 et B3: 6,4 larves/l).

Coûts directs de la production de juvéniles

Cette évaluation de la rentabilité économique de la production de juvéniles reste difficile à saisir étant donné que certaines charges (matériel, produits vétérinaires, main-d'œuvre, etc.) ont été partagées avec d'autres activités d'élevage au sein de l'entreprise Aquafarm.

En conséquence, l'estimation des coûts de production de nos juvéniles de *Clarias gariepinus* est faite sur

Tableau 7

Variation de la récolte d'alevins de *Clarias gariepinus* en étangs simulés (T1= E1 et E3: 0,8 larves/l; T2= E2 et E4: 1,6 larves/l) et en bassins en polyester (T3= B1 et B5: 3,2 larves/l; T4= B2 et B3: 6,4 larves/l)

Traitement Unité élevage	T1		T2		T3		T4	
	E1	E3	E2	E4	B1	B5	B2	B3
Effectif brut	3555	3077	4941	5736	1495	1644	2485	2258
Juvéniles. m^{-3}								
Etang et bassin	329	285	457	531	996	685	1656	1505
Moyenne/traitement		307 ^a		494 ^a		841 ^a		1581 ^b

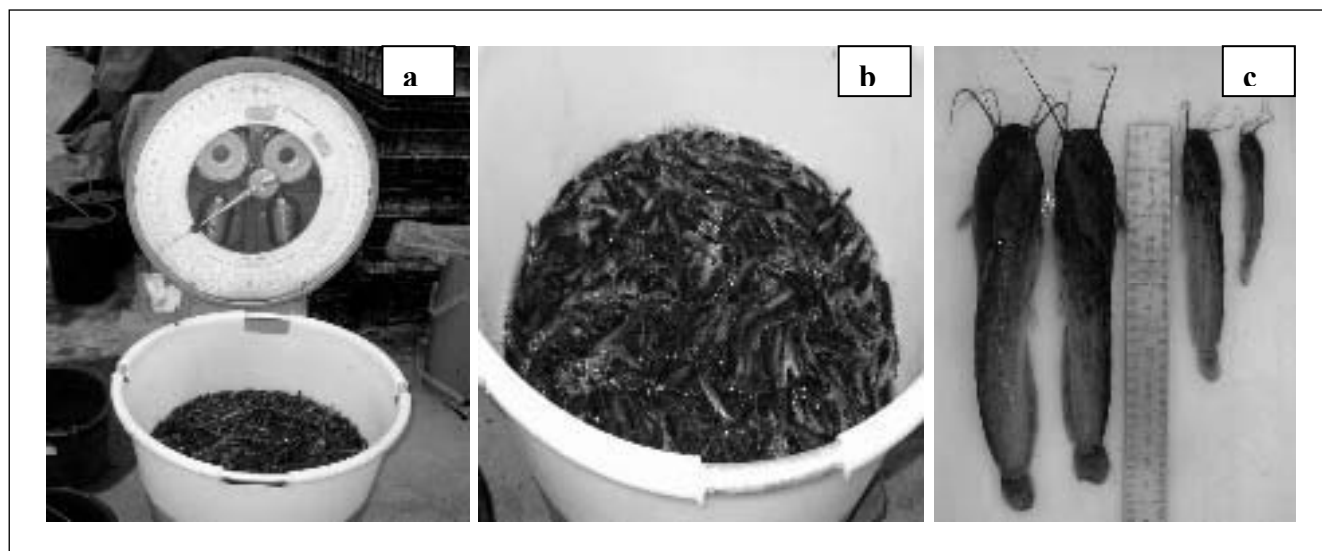


Figure 8: Variation du taux de conversion alimentaire (A) et de la survie (B) des larves de *Clarias gariepinus* élevées en étangs et en bassins à différentes densités de mise en charge (T1= E1 et E3: 0,8 larves/l; T2= E2 et E4: 1,6 larves/l (étangs simulés) et T3= B1 et B5: 3,2 larves/l; T4= B2 et B3: 6,4 larves/l (bassins)).

Tableau 8

Coût de production d'un juvénile estimé à partir des aliments distribués aux larves de *Clarias gariepinus* pendant J50 PE en étangs simulés (T1= E1 et E3: 0,8 larves/l; T2= E2 et E4: 1,6 larves/l) et en bassins (T3= B1 et B5: 3,2 larves/l et T4= B2 et B3: 6,4 larves/l)

Période Aliments (j)	T.N (% biomasse)	T1 (g)	T2 (g)	T3 (g)	T4 (g)	Total (kg)	C.U (€/kg)	C.T (€)	
J0	-								
J3	Artemia					0,34	25	8,5	
J7	Artemia +Nippaï 0.2					0,04	15,38	0,62	
J11	Nutra HP0.3	10	120	240	52	110	0,52	4,5	
J17	Nutra HP0.5	9	284	724	83	180	1,27	2,55	
J23	Nutra HP0.75	8	780	1690	336	316	3,12	2,35	
J31	Nutra HP1.0	7	14592	42720	8881	10600	76,79	2,15	
J39	Coppens 1.5	7	9120	26701	13321	15900	65,04	1,15	
J44	Veronesi 2.0	7	12768	37381	0	0	50,15	0,86	
	Total aliment		37664	109456	22673	27103			
Juvéniles récoltés (nombre)			6632	10677	3139	4743	25191		
Coût de production (euro/juvénile)								0,0124 €	9,13 RWF

T.N: taux de nourrissage, C.U: coût unitaire, C.T: coût total, €, euro, RWF: Rwanda francs.

base des seuls coûts directs se référant aux dépenses alimentaires.

Le type et la quantité d'aliments distribués par taux de nourrissage et leurs coûts (Tableau 8), nous ont permis d'estimer le coût alimentaire de production d'un juvénile de *Clarias gariepinus* d'environ 7,2 g de poids moyen et de 50 jours d'âge.

Le coût de production du juvénile de *Clarias gariepinus* estimé en référence aux dépenses alimentaires après J50 PE est de 0,0124 € et le coût lié à l'utilisation éventuelle d'Artemia est de 0,0004 € par alevin de 7 g.

Discussion et conclusions

Il est intéressant de constater qu'après stimulation par hormone de synthèse à efficacité garantie, le taux de réponse, la fécondité des femelles, la taille des œufs et leur qualité ne diffèrent pas significativement de celles obtenues de femelles dont la ponte est induite par des extraits hypophysaires fraîchement recueillis de poissons mâles. L'hormone de synthèse n'est donc pas indispensable pour la reproduction artificielle de *Clarias gariepinus*.

Les taux d'éclosion obtenus au cours de ce travail ne montrent aucun effet dû aux inducteurs de ponte que nous avons utilisés. Etant donné que l'incubation des œufs a évolué dans les mêmes conditions de température ($23,5 \pm 2,3$ °C), d'oxygénation ($8,6 \pm 0,3$ mg O₂.l⁻¹) et dans un système identique (bouteille de Zoug), toute autre hétérogénéité d'éclosion ne proviendrait que des différences dans les manipulations en cours d'hypophysation, d'incubation et de stripping. Néanmoins, on peut remarquer que la température d'incubation est restée inférieure à 25 °C rapportée (18) comme garantissant l'obtention de meilleurs taux d'éclosion et une meilleure qualité des

œufs pondus. L'éclosion a eu lieu après 687 à 740 degrés-heures, ce qui la situe bien dans l'intervalle connu (17) tenant compte de la température de l'eau.

La croissance spécifique, dans cet élevage, n'est pas liée à la densité de mise en charge; cependant les résultats montrent qu'à la fin de l'élevage les traitements à faibles densités de mise en charge présentent une plus grande hétérogénéité en bassins qu'en étangs mais toujours élevée dans les deux cas. Ces résultats ne peuvent s'expliquer que par le comportement d'agressivité très connu chez *Clarias gariepinus* (4, 11, 14, 20, 22). En effet la faible hauteur d'eau (0,30 m) et le plus grand volume d'eau des étangs simulés (10,8 m³) ne permettent pas l'installation d'une hiérarchie liée au comportement d'agressivité qui cependant se développe dans les bassins plus profonds. Toutefois aucune différence significative n'a été détectée statistiquement ($P > 0,05$). Ce comportement d'agressivité est vite observé dans les bassins (0,50 m de hauteur d'eau) où les poissons les plus dominants se nourrissent dans la zone supérieure du bassin, réduisant ainsi l'accès à la nourriture aux plus faibles. Cette hétérogénéité de taille va par la suite entraîner le cannibalisme, ce qui affecte considérablement la survie des juvéniles.

Les larves de *Clarias gariepinus* élevées en système semi-intensif (étangs simulés) ont, au terme de 50 jours post éclosion, atteint près du double du poids de celles produites en bassins. Certes, la densité utilisée dans les bassins ne reflète pas l'optimum mais des densités proches (20) ont été utilisées et ont permis de dégager l'effet de la densité sur les performances de croissance. Cette différence de croissance entre étangs simulés et bassins peut trouver également son explication dans les ressources alimentaires (6). Les larves en étangs ont continuellement bénéficié de zooplancton.

Les productions obtenues semblent dépendre de la densité de mise en charge. La production est presque le double à plus forte densité de mise en charge en étangs (0,8 à 1,6 larves.l⁻¹) comme en bassins (3,2 à 6,4 larves.l⁻¹). Pareilles observations sont présentées par plusieurs auteurs qui stipulent que la biomasse des larves par unité de volume augmente clairement avec l'augmentation de la densité de stockage bien que la croissance individuelle diminue (7, 11, 14, 20).

Enfin, on a pu constater que le coût alimentaire de production des alevins (0,0124 €/pièce) est relativement faible alors que la forte demande des producteurs africains en manque d'alevins induit des prix de vente intéressants (~0,04 à 0,2 €/alevin selon leur poids: 2 à 10 g et selon les pays). Cela devrait induire l'émergence de producteurs d'alevins de *Clarias gariepinus* et permettre ainsi l'augmentation de la production de cet excellent poisson très apprécié sur les marchés africains (2 à 5 US\$/kg selon la taille et le lieu)

Perspectives d'amélioration de la production en conditions rurales

Au terme de ce travail qui trace la voie pour une amélioration de la croissance, de la survie et donc de la production des juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales, nous recommandons aux pisciculteurs d'utiliser:

- des extraits hypophysaires à partir de mâles sacrifiés pour la fécondation artificielle des ovules pondus;
 - comme systèmes d'incubations: des cadres grillagés flottants et ou des plantes aquatiques flottantes (racines nettoyées au préalable), vu les bons rendements obtenus avec ce matériel très simple.
- Toutefois, une forte hétérogénéité de taille s'installe très tôt dans cet élevage larvaire, ce qui conduit au cannibalisme. Il faut dès lors pratiquer des tris réguliers à intervalles de 5 à 7 jours à l'aide de trieurs de

2, 3 et 4 mm de vide de mailles, fabriqués localement en bois et tuyaux PVC ou grillage en polyester afin d'élever des lots de taille homogène.

Par ailleurs, comme beaucoup de chercheurs ont mis en évidence l'intérêt d'un faible éclairage, d'abris divers et d'une forte densité de mise en charge, il y a lieu d'en tenir compte pour diminuer l'agressivité et améliorer la production des juvéniles de *Clarias gariepinus*. En ce qui concerne la densité, une mise en charge de 500 larves.m⁻² (1,6 larves.l⁻¹) serait mieux indiquée en élevage semi-intensif en étangs alors qu'en bassins en polyester on peut atteindre 6,4 larves.l⁻¹.

Cette expérience a été réalisée avec un aliment industriel disponible en Europe et devrait être répétée dans les centres d'alevinage afin de maîtriser cette technique de production intensive. Pour l'avenir, il y a lieu de s'investir principalement dans la mise au point d'un aliment riche en protéines et énergie, de dimension adéquate (d'abord très fin : 200 µm, puis de plus en plus grand à mesure que les larves croissent), localement disponible à un prix économiquement acceptable et de le distribuer fréquemment (au moins 4 fois par jour).

En conséquence, nous constatons qu'il est tout à fait possible d'intensifier la production d'alevins de *Clarias gariepinus* en conditions rurales avec des techniques simples adaptées du système très intensif pratiqué dans des piscicultures industrielles telles que celle d'Aquafarm à Tihange.

Remerciements

Nous remercions vivement l'entreprise d'élevage Aquafarm s.a. (Tihange) pour l'accueil sur leur site et la mise à disposition du matériel nécessaire à l'accomplissement de ce travail.

Références bibliographiques

1. Appelbaum S. & Mc Geer J.C., 1998, Effect of diet and light regime on growth and survival of African catfish (*Clarias gariepinus*) larvae and early juveniles. *Aquaculture Nutrition*, 4, 157-164.
2. Appelbaum S. & Kamler E., 2000, Survival, growth, metabolism and behaviour of *Clarias gariepinus* (Burchell 1822) early stages under different light conditions. *Aquacultural Engineering*, 22, 269-287.
3. Baras E., 1999, Sibling cannibalism among juvenile vundu under controlled conditions. I. Cannibalistic behaviour, prey selection and prey size-selectivity. *Journal of Fish Biology*, 54, 82-105.
4. Baras E. & d'Almeida A.F., 2001, Size heterogeneity prevails over kinship in shaping cannibalism among larvae of sharp-tooth catfish *Clarias gariepinus*. *Aquatic Living Resources*, 14, 251-256.
5. Baras E., Tissier F., Wester Joppe L., Mélard C. & Philippart J.-C., 1998, Feeding in darkness alleviates density dependent growth of juvenile vundu catfish *Heterobranchus longifilis* Clariidae. *Aquatic Living Resources*, 11 335-340.
6. Bombeo R.F., Armando C.F., Josefa D. & Tan-Fermin, 2002, Nursery rearing of the Asian catfish, *Clarias macrocephalus* (Günther), at different stocking densities in cages suspended in tanks and ponds. *Aquaculture Research*, 33, 13 p. 1031.
7. De Graaf G. & Janssen H., 1996, Artificial reproduction and pond rearing of the African catfish *Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa, a hand book, FAO Fisheries technical paper 71 p
8. Degani G., Dosoretz C. & Levanon D., 1989, The influence of cow manure on growth rates of *Oreochromis aureus* and *Clarias lazera* in Israel small outdoor tanks.
9. De Kimpe & Micha J.-C., 1974, First guidelines for the culture of *Clarias lazera* in Central Africa, *Aquaculture*, 4, 227-248.
10. Ducarme C. & Micha J.-C., 2003, Techniques de production intensive du poisson-chat africain, *Clarias gariepinus*. *Tropicultura*, 21, 4, 189-198
- 10'. FAO, 2004, FAO Yearbook. Fishery Statistics. Aquaculture production 2002. Volume 94/2, Rome.
11. Haylor G.S., 1991, Controlled hatchery production of *Clarias gariepinus* (Burchell, '1822): growth and survival of fry at high stocking density. *Aquaculture and Fisheries Management*, 22, 405-422.

12. Haylor G.S., 1992, Controlled hatchery production of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822): growth and survival of larvae at high stocking density. *Aquaculture and Fisheries Management*, 23, 303-314.
13. Hecht T., 1981, Rearing of sharptooth catfish larvae (*Clarias gariepinus* Burchell, 1822, Clariidae) under controlled conditions. *Aquaculture*, 24, 301- 308.
14. Hecht T. & Appelbaum S., 1988, Observations on intraspecific aggression and coeval sibling cannibalism by larval and juvenile *Clarias gariepinus* (Clariidae: Pisces) under controlled conditions. *Journal of Zoology* (London), 214, 21-44.
15. Hecht T. & Pienaar A.G., 1993, A review of cannibalism and its implication in fish larviculture. *Journal of the World Aquaculture Society*, 24, 246-261.
16. Hecht T., Oellennann L. & Verheust L., 1996, Perspectives on clariid catfish culture in Africa. *Aquatic Living Resources*, 9 Hors série, 197-206.
17. Hogendoorn H. & Vismans M.M., 1980, Controlled propagation of the African catfish, *Clarias lazera* (C. & V.). Artificial reproduction. *Aquaculture*, 21, 39-59.
18. Hogendoorn H., 1980, Controlled propagation of the African catfish, *Clarias lazera* (C. & V.). Feeding and growth of fry. *Aquaculture*, 21, 233-241.
19. Hogendoorn H., Lansen J.A.J., Koops W.I., Machiels M.A.M., Van Ewijk P.H. & Van Hess J.P., 1983, Growth and production of the African catfish, *Clarias lazera* (C & V). II. Effects of body weight, temperature and feeding level in intensive tank culture. *Aquaculture*, 34, 265-285.
20. 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.
21. Hossain M.A.R., Haylor G.S. & Beveridge M.C.M., 2001, Effect of feeding time and frequency on the growth and feed utilization of African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell 1822) fingerlings. *Aquaculture Research*, 32, 999-1004.
22. Kaiser H., Weyl O. & Hecht T., 1995, Observations on agonistic behaviour of *Clarias gariepinus* larvae and juveniles under different densities and feeding frequencies in a controlled environment. *Journal of Applied Ichthyology*, II, 25-36.
23. Kestemont P., Jourdan S., Houbart M., Méléard C., Paspatis M., Fontaine P., Cuvier A., Kentouri M. & Baras E., 2003, Size heterogeneity, cannibalism and competition in cultured predatory fish larvae: biotic and abiotic influences. *Aquaculture* 227, 333-356.

S. Rukera Tabaro, Rwandais, Diplôme d'Etudes Spécialisées en Aquaculture, Assistant à la faculté d'Agronomie de l'Université Nationale du Rwanda et Responsable de la Station Piscicole de Rwasave/UNR, Butare, Rwanda.

J.-C. Micha, Belge, Diplôme de Docteur en Sciences, Professeur aux Facultés Universitaires Notre-Dame de la Paix (FUNDP) à Namur, Belgique.

C. Ducarme, Belge, Diplôme de licence en Sciences biologiques, Directeur de la Société Aquafarm à Tihange, Belgique.