

Potentiel du zooplancton produit à partir des crottes de lapin, fientes de poulet et déjections du porc pour l'alimentation des larves de *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

DEDICACE

Je dédie ce mémoire à mes chers parents.

REMERCIEMENTS

Au terme de nos travaux, il nous est agréable de remercier très sincèrement le Professeur Emile Didier FIOGBE, Professeur Titulaire des Universités CAMES pour nous avoir acceptés en tant que stagiaires sur son site (LRZH) et pour nous y avoir autorisés à conduire nos expériences.

Tout le mérite de ce travail est aussi dû au doctorant Mr Arnauld DJISSOU à qui il a été confié la charge de superviser nos différents travaux de l'expérimentation à la rédaction du présent manuscrit. Ses conseils, son apport technique et son amabilité ont été d'un grand appoint dans la réalisation de ces travaux en toute convivialité. Nous ne saurons jamais le remercier assez.

Nous remercions également la technicienne du Laboratoire du site d'accueil, Mme Chantale AKOGBETO pour sa convivialité et pour ses conseils d'ainée en vue de l'élaboration du calendrier d'exercice des essais réalisés.

Nous n'oublions pas les autres doctorants du site. Un sincère merci à Mme Chimène GUEZO et à messieurs Richard ADANDE, Juste VODOUNNON, Ephrem TOSSAVI, Théophile GODOME pour l'ambiance qui a régné entre nous au cours de notre passage sur le site.

Nous sommes aussi reconnaissants envers Mr Landry ALAPINI pour ses conseils d'ainé et pour sa proximité tout au long de notre stage. Recevez ici notre sincère gratitude.

Nos remerciements vont également à l'endroit de nos parents qui nous ont soutenu tant moralement que financièrement tout au long de notre cheminement du 1^{er} cycle universitaire et pour toutes les autres fois. Vos multiples prières nous édifient et nous vivifient. Nous ne saurons jamais vous remercier autant.

A tous nos enseignants de la Licence Hydrobiologie Appliquée (LHBA) pour tout le savoir qu'ils nous ont légué tout au long de notre formation. Particulièrement aux coordonnateurs de la formation : Pr Youssouf ABOU, et Pr Alphonse ADITE, Maîtres de Conférences des Universités CAMES pour avoir autorisés notre accès à cette formation.

A tous nos camarades de la promotion pour la fraternité et le temps passé ensemble en occurrence aux amis Lazard BATA, Martin FATONKPO, Désiré FIOGBE et Hervé WINDEHOU pour l'ambiance qui a régné entre nous sur le site de stage. Nous n'oublions pas le délégué de notre promotion Georges AWADJI pour les services d'intermédiaire entre nos enseignants et nous ses camarades ; et aussi pour ses services d'information en vue de l'organisation des cours.

SIGLES ET ABREVIATIONS

ANOVA I : Analyse de Variance à un seul critère

FAO : Fonds des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture

FAST : Faculté des Sciences et Techniques

FSA : Faculté des Sciences Agronomiques

LEA : Laboratoire d'Ecologie Appliquée

LRZH : Laboratoire de Recherche sur les Zones Humides

MAEP : Ministère de l'Agriculture de l'Elevage et de la Pêche.

TC : Taux de Croissance

TCS : Taux de Croissance Spécifique

TM : Taux de Mortalité

TS : Taux de Survie

UAC : Université d'Abomey Calavi

ValDERA : Valorisation des Déchets en Energies Renouvelables et en Agriculture

LISTE DES PHOTOS

Photo 1 : Entrée de la structure de stage	12
Photo 2 : Bassins d'élevage	13
Photo 3 : Ecloserie	13
Photo 4 : Balance	14
Photo 5 : Tamis scientifique 100 µm pour la récolte du zooplancton	14
Photo 6 : Microscope photonique	15
Photo 7 : Disposition des seaux pour la production du zooplancton	16
Photo 8 : Quelques images de zooplancton observé et identifié : Rotifères (1-a et 1-b), Cladocères (2-a et 2-b), Copépodes (3-a et 3-b)	17
Photo 9 : Disposition des bacs d'élevage munis de bulleurs dans l'écloserie	18

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Abondance du zooplancton (en ind/L) par traitement au cours des jours d'échantillonnage	20
Tableau II : Valeurs des paramètres physico-chimiques enregistrés dans les bacs d'élevage.	21
Tableau III : Performances de croissance des larves nourries au zooplancton issu des différents traitements.	21
Tableau IV : Résultat de l'analyse statistique des données sur le zooplancton.	22
Tableau V : Résultat de l'analyse statistique des données sur les larves.	23

RESUME

La présente étude s'inscrit dans le cadre de la production du zooplancton (proies vivantes) dans trois différents milieux avec trois différents fertilisants à savoir les crottes de lapin (T1), les fientes de poulet (T2) et les déjections de porc (T3) pour l'alimentation des larves de *Clarias gariepinus*. Les plus fortes densités de zooplancton : 1260 ± 736 ind/L et 833 ± 335 ind/L ont été respectivement obtenues avec les traitements T2 et T3, 15 jours après ensemencement du zooplancton (87 ind/L). Alors qu'avec le traitement T1, c'est 12 jours après ensemencement que la plus forte densité du zooplancton est obtenue et correspond à 707 ± 454 ind/L. Tout en sachant que chaque larve mise en charge avait un poids moyen égal à 5 mg (poids obtenu après résorption du sac vitellin), après élevage larvaire, les trois catégories de larves (B1, B2, B3) ont présenté une croissance quasi uniforme. Malgré cette similarité entre les performances de croissance exprimées par les larves, il est important de noter qu'une légère ascendance (Poids moyen final : $53,71 \pm 1,953$ mg ; TCS : $29,54 \pm 2,3$ %. J^{-1}) est observée pour les larves nourries au zooplancton produit à partir des déjections de porc (B3). Comparativement aux autres catégories de larves (B2 et B1), les poids moyens finaux obtenus correspondent à $52,96 \pm 1,107$ mg et à $52,6 \pm 3,564$ mg respectivement pour les larves nourries au zooplancton produit à partir des fientes de poulet et pour les larves nourries au zooplancton produit à partir des crottes de lapin avec des Taux de Croissance Spécifique respectivement égaux à $29,5 \pm 0,26$ %. J^{-1} et à $29,41 \pm 0,83$ %. J^{-1} .

Mots clés : croissance, proies vivantes, zooplancton, fertilisants, sac vitellin, poids moyen final, taux de croissance spécifique

ABSTRACT

The present study falls within the framework of the production of zooplankton (live prey) in three different environments with three different fertilizers to find the droppings of rabbits (T1), chicken droppings (T2) and pig waste (T3) for the feeding larvae of *Clarias gariepinus*. The highest densities of zooplankton: 1260 ± 736 ind/L and 833 ± 335 ind/L, respectively, were obtained with treatments T2 and T3, 15 days after seeding of the zooplankton (87 ind/L). Whereas with the treatment T1, it is 12 days after sowing the highest density of zooplankton is obtained and is 707 ± 454 ind/L. While knowing that each larvae is placed in charge had an average weight equal to 5 mg (weight obtained after resorption of the yolk sac), after larval rearing, the three categories of larvae (B1, B2, B3), showed a growth almost uniform. Despite this similarity between the growth performance expressed by the larvae, it is important to note that a slight descent (middle-Weight final: $53,71 \pm 1,953$ mg; TCS: $29,54 \pm 2,3$ %. J^{-1}) is observed for the larvae fed zooplankton produced from pig waste (B3). Compared to other categories of larvae (B2 and B1), the middle-weight final obtained correspond to $52,96 \pm 1,107$ mg and $52,6 \pm 3,564$ mg, respectively, for larvae fed zooplankton from the droppings of chicken, and for larvae fed zooplankton from the droppings of rabbits with Specific Growth Rate, respectively, equal to $29,5 \pm 0,26$ %. J^{-1} and $29,41 \pm 0,83$ %. J^{-1} .

Keys words: growth, live prey, zooplankton, fertilizers, yolk sac, weight final average specific growth rate

TABLE DES MATIERES

DEDICACE.....	i
REMERCIEMENTS	ii
SIGLES ET ABREVIATIONS	iii
LISTE DES PHOTOS	iv
LISTE DES TABLEAUX.....	v
RESUME.....	vi
ABSTRACT	vii
TABLE DES MATIERES	viii
INTRODUCTION.....	1
1. Synthèse bibliographique	3
1.1. Concept du zooplancton.....	3
1.1.1. Grands groupes de zooplancton	3
1.1.1.1. Rotifères.....	3
1.1.1.2. Cladocères	4
1.1.1.3. Copépodes	5
1.1.2. Rôle trophique du zooplancton dans un milieu aquatique	5
1.2. Production du zooplancton à base de la fertilisation organique.....	6
1.3. <i>Clarias gariepinus</i> (Burchell, 1822)	7
1.3.1. Description	7
1.3.2. Position systématique	8
1.3.3. Préférendums écologiques.....	8
1.4. Larves de <i>Clarias gariepinus</i>	8
1.4.1. Prégrossissement et régime alimentaire	9
1.4.1.1. En système intensif	9
1.4.1.2. En système extensif	9

1.4.2. Modalités de croissance	9
1.5. Alimentation des larves de <i>Clarias gariepinus</i> avec le zooplancton	11
2. Matériel et méthodes	12
2.1. Matériel	12
2.1.1. Présentation du cadre d'étude	12
2.1.2. Matériel biologique	13
2.1.3. Matériel technique	13
2.1.3.1. Production du zooplancton	13
2.1.3.2. Observation du zooplancton	15
2.1.3.3. Nourrissage larvaire	15
2.2. Méthodes	15
2.2.1. Dispositifs expérimentaux	15
2.2.1.1. Production du zooplancton	16
2.2.2. Récolte du zooplancton	16
2.2.3. Observation et identification du zooplancton	16
2.2.3. Obtention des larves	18
2.2.4. Nourrissage des larves	18
2.2.5. Refertilisation des milieux de culture du zooplancton	18
2.2.6. Suivi de la croissance des larves	19
2.2.7. Paramètres physico-chimiques	19
2.2.8. Paramètres zootechniques	19
2.2.9. Analyses statistiques	19
3. Résultats et discussion	20
3.1. Résultats	20
3.1.1. Production du zooplancton	20
3.1.2. Paramètres physico-chimiques dans les bacs d'élevage	21
3.1.3. Nourrissage des larves de <i>Clarias gariepinus</i>	21

3.2. Discussion	23
CONCLUSION ET SUGGESTIONS	27
REFERENCES	28
ANNEXES	I

INTRODUCTION

Au Bénin, l'approvisionnement en ressources halieutiques s'avère difficile de façon continue. Cette situation est la conséquence d'une exploitation irrationnelle de ces ressources qui a entraîné une diminution considérable des produits halieutiques laissant place à des espèces de petites tailles et la rareté des grandes espèces comme *Clarias gariepinus*, *Heterobranchus longifilis*, *Heterotis niloticus*, etc. (Lalèyè, 1997 ; Toko, 2007). En 2015, les besoins ont été estimés à plus de 144247 tonnes alors que la production halieutique nationale ne représente que 43145,695 tonnes (Direction des Pêches, 2016). La pêche béninoise n'arrive donc pas à couvrir la demande intérieure. Ainsi, plus de 45 000 tonnes de produits de la pêche sont importés ces dernières années (MAEP, 2015). Dans ces circonstances, les espoirs sont désormais tournés vers les étendues d'eau douce et d'eau saumâtre de la région continentale avec lesquelles il importe la mise en œuvre des stratégies durables d'obtention des espèces piscicoles pour accroître les productions. Toutefois, l'obtention de bons rendements en pisciculture requiert la maîtrise d'une bonne pratique d'élevage depuis l'éclosion des œufs jusqu'au stade adulte en passant par le prégrossissement. Au cours de l'ontogenèse des espèces piscicoles, en particulier au stade larvaire, les poissons sont prédisposés à une forte mortalité à cause de l'absence de l'un ou l'autre des facteurs favorables à leur développement ; ce qui réduit le nombre d'individus obtenu après éclosion. Au nombre de ces facteurs, la nutrition apparaît comme un élément indispensable pour rendre la croissance des poissons plus rapide. Person-Le Ruyet J. (2003) soutient que chez les poissons, lorsque la reproduction en captivité a atteint un niveau de maîtrise suffisant, c'est l'approvisionnement quotidien en nourritures vivantes qui devient en règle générale le premier facteur limitant de l'élevage des larves, ceci même à l'échelle de laboratoire. En conséquence, les nourritures utilisées en la matière peuvent provenir du milieu naturel ou peuvent être l'œuvre d'une production artificielle à partir des sous-produits alimentaires. La présente étude s'intéresse à la production des proies vivantes (zooplancton: rotifères, cladocères et copépodes) obtenues à moindre coût et capable de booster la croissance au niveau des larves de poissons. De nombreuses espèces de poissons dépendent pour toute ou une partie de leur régime du zooplancton qui constitue leur nourriture à l'un ou l'autre stade de leur développement (Basima., 2000). Aussi, Tamas et Horvath (1976) ont démontré que l'utilisation de proies vivantes zooplanctoniques était considérée comme obligatoire dans la production en masse de juvéniles de presque toutes les espèces de poissons à l'exception de la truite. Ce qui inclut l'espèce *Clarias gariepinus* qui fait l'objet de notre étude. Il s'agit donc de produire du

zooplancton à partir de trois (03) fertilisants organiques à savoir : les crottes de lapin, les fientes de poulet et les déjections de porc, de s'en servir pour nourrir les larves de *Clarias gariepinus* afin de déterminer le meilleur fertilisant permettant une bonne productivité larvaire à partir de l'alimentation avec le zooplancton.

L'objectif général de cette étude est d'évaluer la croissance des larves de *Clarias gariepinus* nourries avec le zooplancton produit dans trois (03) milieux différents fertilisés avec les crottes de lapin, les fientes de poulet ou les déjections de porc.

De façon spécifique, il s'agit :

- D'évaluer la production qualitative et quantitative du zooplancton des différents milieux fertilisés et,
- D'apprécier la croissance des larves nourries avec le zooplancton issu des différents milieux.

Pour atteindre ces objectifs, il sera abordé dans le présent document les parties ci-après :

- Synthèse bibliographique,
- Matériel et méthodes,
- Résultats et discussion,
- Conclusion et suggestions.

1. Synthèse bibliographique

1.1. Concept du zooplancton

Le zooplancton constitue une partie d'un ensemble d'organismes aquatiques invisibles à l'œil nu parce qu'étant de taille microscopique et qui, incapable de mouvements propres sont passivement entraînés par le courant d'eau. Cet ensemble d'organismes appelé le plancton est représenté par une composante végétale et une composante animale. La composante animale que constitue le zooplancton (Laguerre, 2010) désigne l'ensemble des animaux hétérotrophes unicellulaires et pluricellulaires, dérivant au gré des courants. Selon Paterson (2001), la communauté de zooplancton de la plupart des lacs varie en taille, allant de quelques dizaines de microns (les protozoaires) à 2 mm ou plus (le macrozooplancton). En tenant compte de la biomasse et de la productivité, les groupes dominants de zooplancton dans la majorité des lacs sont les crustacés (copépodes et cladocères) et les rotifères.

1.1.1. Grands groupes de zooplancton

1.1.1.1. Rotifères

Les rotifères sont des vermiens microscopiques de taille comprise entre 100 et 600 µm atteignant au plus 1 mm et possédant une forme très hétérogène. Ils représentent plus de 2 000 espèces regroupées en 22 familles et en trois (03) sous-classes que sont les monogonontes, les digonontes et les séisoniens (Pourriot et Francez, 1986). Leur caractéristique morphologique principale est qu'ils possèdent une structure ciliaire localisée au niveau de la partie antérieure du corps. Le petit millier de cellules constituant leur corps a permis malgré leur taille très réduite, la constitution d'un organisme très complexe avec œil, œsophage, cœur, estomac, intestin... mais sans tête ni membre. Ce sont essentiellement des microphages consommateurs de bactéries, de micro algues et de matière organique. Leur reproduction, très efficace est particulièrement étonnante : il n'y a que des femelles se reproduisant par parthénogenèse (reproduction asexuée). Elles produisent de 10 à 40 œufs ovovivipares à la fois. Quand les conditions sont bonnes, il n'y a que la production de femelles, quand les conditions sont défavorables il y a alors la production de mâles (durée de vie de seulement quelques heures pour pouvoir s'accoupler). L'accouplement permet la production, par fécondation (reproduction sexuée), d'œufs de durée pouvant résister en vie ralentie pendant 40 ans (résistance à des amplitudes thermiques de - 270 à + 80 °C). Lors de l'éclosion, les œufs de durée donnent naissance à des femelles toutes parthénogénétiques.

1.1.1.2. Cladocères

Les cladocères sont des petits crustacés herbivores et détritivores de taille comprise entre 0,2 et 3 mm, et atteignant exceptionnellement 15 mm chez un seul genre : *Daphnia* (Amoros, 1984). Ils ressemblent étrangement à des oiseaux de mer, d'où le nom d'oiseaux d'eaux ou de puces d'eaux qu'on leur a donné. Leur corps est souvent recouvert d'une carapace bivalve dont l'ouverture ventrale et postérieure laisse sortir des appendices. Leur taille relativement importante (facilitant leur pêche) et leur richesse protéique font d'eux des organismes facilement valorisables en aquaculture. Ces filtreurs efficaces, surtout représentés par le groupe des Daphnies, sont équipés de nombreuses pattes thoraciques munies de peignes pour prélever les particules alimentaires (phytoplanctons, matières organiques...), ainsi que de branchies pour filtrer l'oxygène dissout. Les cladocères se déplacent grâce à leurs antennes, mais cela n'est vraiment pas suffisant pour fuir les nombreux prédateurs présents. Pour compenser les nombreuses pertes, et pallier d'éventuelles disettes alimentaires, ces organismes ont, comme les rotifères, opté pour une reproduction partiellement asexuée et donc plus rapide et plus prolifique. Traditionnellement les populations ne sont constituées que de femelles (dont les mâles sont parfois inconnus) qui se reproduisent seules, sans mâles, sans accouplement et donc sans fécondation : c'est la parthénogenèse. Les œufs produits sont nombreux (de 1 à 50 en moyenne) ovovivipares (c'est à dire qu'ils éclosent dans la femelle) et ont une durée d'incubation brève (quelques jours). Selon les conditions du milieu, les œufs produits dans la poche dorsale incubatrice, donnent naissance soit à des femelles (quand les conditions externes sont favorables), soit à des femelles accompagnées de quelques mâles (quand les conditions se sont détériorées). Si les conditions sont défavorables, les mâles (à vie relativement brève) vont s'accoupler aux femelles pour produire par fécondation (reproduction sexuée), deux œufs de résistance (et pas plus). Ces œufs sont protégés par une membrane chitineuse très résistante, qui va les préserver pendant les mauvaises conditions. Ces œufs vont aussi pouvoir résister au gel, à la sécheresse et aux sucs digestifs des oiseaux. Les adultes, sous les effets des mauvaises conditions, vont mourir et ainsi libérer les œufs de durée. Les œufs attendent des conditions favorables (parfois pendant plusieurs années), enfouis dans les sédiments, pour pouvoir éclore. Au retour des bonnes conditions, les deux œufs donnent naissance à deux femelles qui de nouveau se reproduiront seules par parthénogenèse.

1.1.1.3. Copépodes

Les copépodes sont des petits crustacés (de 0,5 à 4 mm) présents à la surface de l'eau qui sont de très efficaces prédateurs : ils consomment pêle-mêle du phytoplancton, des jeunes larves d'insectes et des cladocères... Ils forment un groupe extrêmement diversifié. On y distingue actuellement 9 ordres totalisant environ 210 familles, 2400 genres et plus de 14000 espèces dont plus de 10000 sont marines (Gasparini, 2010). Parmi les 9 ordres de copépodes, 7 sont constitués principalement d'espèces libres. Ce sont les mormonilloïdes, les harpacticoides, les cyclopoïdes, les gelyelloïdes, les misosphrioides, les calanoïdes et les platycopioïdes avec plusieurs milliers d'espèces connues. Les harpacticoides (54 familles) et les cyclopoïdes (90 familles) sont les plus diversifiés en eaux tropicales. En comparaison, les mormonilloïdes (1 famille), les gelyelloïdes (1 famille), les misosphrioides (3 familles) et les platycopioïdes (1 famille) ne comptent respectivement que 2, 2, 34 et 11 espèces connues. Dans les eaux douces, on peut distinguer 2 groupes de copépodes : les Calanoïdes phytoplanctonivores à longues antennules et les Cyclopoïdes à courtes antennules (zooplanctonivores pour les plus gros). Les calanoïdes (41 familles) sont les groupes de copépodes les mieux représentés. Les Copépodes se nourrissent par filtration de l'eau. Le battement des antennes ou des pattes postérieures crée un courant qui achemine les particules nutritives, vivantes ou non, vers les maxilles et maxillipèdes qui les interceptent et les acheminent vers la bouche où elles sont broyées par les mandibules. Beaucoup de Copépodes sont herbivores et sont capables de choisir parmi les organismes interceptés ceux qui leur conviennent, les autres étant rejetés. D'autres sont carnivores et capturent des proies animales diverses. Enfin, certains sont omnivores et consomment du phytoplancton ou du zooplancton selon les proies présentes dans le milieu. La reproduction est sexuée. La fécondation s'effectue dans des sacs (1 sac chez les Calanoïdes et 2 chez les Cyclopoïdes) portés par les femelles, donnant naissance à de 1 à 30 larves par sac. A la naissance, les larves arachnoïdes (dites nauplius) vont devoir muer 6 fois avant de ressembler aux adultes. A ce stade, il faut encore attendre 5 mues successives pour pouvoir se reproduire. Puis les adultes pourront aller jouer leur rôle actif de reproducteur.

1.1.2. Rôle trophique du zooplancton dans un milieu aquatique

Le zooplancton joue un rôle déterminant dans les réseaux trophiques aquatiques parce qu'il représente une source de nourriture importante pour les poissons et les invertébrés prédateurs mais aussi parce qu'il broute intensément les algues, les bactéries, les protozoaires et d'autres

invertébrés (Paterson, 2001). Il constitue une source abondante de proies de petites tailles pour les alevins de poissons, les juvéniles et les animaux zooplanctonophages. Grâce à la diversité des tailles de ces organismes et leur mode d'alimentation, le zooplancton joue un rôle fondamental dans le fonctionnement du réseau trophique lacustre et les transferts d'énergie, par prédation sur les bactéries, les protozoaires et le phytoplancton, surtout lorsque ce dernier est facilement ingérable et utilisé comme source de nourriture pour les poissons (Balvay et al., 2003). Toutefois, le rôle joué par ce dernier peut varier d'un groupe à un autre mais il constitue avant tout un maillon clé dans les réseaux trophiques aquatiques. Les rotifères par exemple sont des consommateurs de micro algues, et donc joue le rôle de régulateur des populations phytoplanctoniques alors que le copépode constitue la proie commune des sardines (Laguerre, 2010). Aussi, certains gros animaux comme la baleine et le requin pèlerin se nourrissent directement de zooplancton par filtration.

1.2. Production du zooplancton à base de la fertilisation organique

Les fertilisants organiques, notamment, les déjections animales (la fiente de volaille, la bouse de vache et les déjections de porc) ont fait l'objet de nombreuses recherches en aquaculture (Knud-Hansen et al., 1991 ; Green, 1992 ; Knud-Hansen et al., 1993 ; Saint-Jean et Bonou, 1994 ; Morissens et al., 1996 ; Akhteruzzaman et Kiaya, 2003 ; Yaro et al., 2005 ; Chakrabarty et al., 2008 ; Chakrabarty, 2009 ; Agadjihouèdé et al., 2010, 2011 ; Mona et al., 2014). Ces déjections constituent une menace pour l'environnement et sont, de nos jours, les plus valorisées en pisciculture. Leur valorisation en pisciculture permet d'éviter de graves problèmes environnementaux (Vincke, 1991) et de rentabiliser la production piscicole (Diana et Lin, 1998 ; Ansa et Jiya, 2002) ; car elles sont disponibles et accessibles à tout pisciculteur. Ces déjections animales, souvent utilisées en élevage semi-intensif (Nwachukwu, 1997), améliorent les paramètres physico-chimiques de l'eau ainsi que les densités des organismes phytoplanctoniques et zooplanctoniques (Ali, 1993 ; Njoku, 1997) qui sont les aliments vivants (nourritures naturelles) pour la plupart des poissons (Brunson et al., 1999). Cependant, il est nécessaire de connaître les doses optimales d'utilisation de ces déjections animales afin d'optimiser au maximum la production du zooplancton. Ainsi l'étude réalisée par Agadjihouèdé et al. (2011) sur la recherche de la dose optimale de fiente de volaille pour la production de zooplancton a montré que la dose de 600 g/m³ est celle optimale à conseiller pour la production massive de zooplancton en condition contrôlée. En effet, c'est cette dose qui a permis d'obtenir la meilleure densité de zooplancton égale 2 746 ±316 ind/L, 15 jour

après ensemencement. Aussi pour les déjections de porc, les travaux réalisés par Akodogbo et *al.* (2015) ont montré que la dose de 600 g/m³ de déjections de porc sèches est celle optimale pour la production plurispécifique du zooplancton. En ce concerne les crottes de lapin, différents travaux dont ceux de Djago et *al.* (2007) ont déterminé les compositions en macroéléments dont dispose ce fertilisant pour la production du zooplancton.

Les minéraux générés par les fertilisants dans les milieux de production de zooplancton n'ont pas une action illimitée et possèdent cependant une durée de minéralisation qui est de 20 jours (Bérard, 1993). En effet selon l'auteur, après cette durée, les matières solubles des fertilisants organiques seraient totalement minéralisées dans les milieux de production de zooplancton, ce qui aura pour conséquence la diminution de la population zooplanctonique. Le système de refertilisation par décapage étudiée par Akodogbo et *al.* (2014) qui consiste à renouveler le fertilisant et la moitié de l'eau est donc conseillé.

1.3. *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

1.3.1. Description

Clarias gariepinus (Burchell, 1822) est caractérisé par la présence d'une seule nageoire dorsale. Il présente une peau sans écaille et couverte de mucus. On distingue 8 babillons autour de sa bouche qui lui servent de tentacules. Les branchiospines se trouvant sur son premier arc branchial sont longues et minces. Les dents prémaxillaires et mandibulaires sont petites, fines et arrangées en plusieurs lignes. La distance entre le processus occipital et la base de la nageoire dorsale est courte, la nageoire dorsale atteint la nageoire caudale. L'origine de la nageoire anale est plus proche de la base de la nageoire caudale que du museau. Il possède un nombre de fentes branchiales variant de 24 à 110, qui augmentent avec la taille du poisson et elles sont longues et étroites. La nageoire pectorale s'étend de l'opercule jusqu'en-dessous des premiers rayons de la première nageoire dorsale. L'épine pectorale est robuste, dentelée seulement sur sa partie externe, leur nombre augmentant avec l'âge. La ligne latérale apparait comme une petite ligne blanche de la fin de la tête jusqu'au milieu de la base de nageoire caudale. Le grand poisson chat africain *Clarias gariepinus* atteint potentiellement une longueur de 1,70 m. Autant dire qu'il ne s'agit pas d'une espèce pour aquarium, même si la longueur commune est de 90 cm, il est utile de mémoriser que le poids record observé pour le poisson chat africain est de 60 kg.

1.3.2. Position systématique

Clarias gariepinus (Burchell, 1822) appartient à la Classe des Ostéichthyens, à la Sous-Classe des Actinoptérygiens, au Super Ordre des Téléostéens, à l'Ordre des Siluriformes et à la Famille des Clariidae dont il est un principal représentant en Afrique de l'Ouest (Teugels, 1986 ; 1996).

Règne :	Animale
Embranchement :	Vertébrés
Classe :	Ostéichthyens
Ordre :	Siluriformes
Famille :	Clariidae
Genre :	<i>Clarias</i>
Espèce :	<i>Clarias gariepinus</i>

1.3.3. Préférendums écologiques

Clarias gariepinus est une espèce présente surtout dans les eaux calmes des lacs et des étangs, elle est fortement tolérante à des conditions environnementales extrêmes. Akinwole (2007) indique que la gamme de température recommandée pour élever les alevins et juvéniles de *Clarias gariepinus* se situe entre 23 et 26,8 °C. Selon Verreth et Den Bieman (1987), l'optimum de température pour les larves de *Clarias gariepinus* est de 28 °C. C'est un poisson qui supporte presque toute condition de maintenance, le pH et la dureté de l'eau n'ayant aucune influence sur son état. Il est possible de le voir plonger aussi bas que 80 m de profondeur. L'oxygène n'est pas un facteur limitant puisque *Clarias gariepinus* est capable de respirer l'air atmosphérique et peut donc quitter l'eau en utilisant ses nageoires pectorales. Il n'est pas non plus sensible à la dessiccation. Pour ce qui concerne la salinité, elle a un effet défavorable sur l'incubation des œufs, aucune éclosion n'étant obtenue lorsque la salinité dépasse 6 g.l⁻¹ (Legendre et Teugels, 2006).

1.4. Larves de *Clarias gariepinus*

Les larves issues de l'éclosion pèsent environ 2 mg en fin de résorption vitelline, soit 48 à 72 h post-éclosion (Hecht et al., 1997 ; Legendre et al., 1995). A partir de ce moment, deux

options d'élevage peuvent être développées. Il s'agit de l'option intensive qui a lieu en éclosérie et de l'option extensive qui peut être développée en étangs ou en bassin fertilisés afin de valoriser les ressources naturelles en zooplancton (Imorou Toko, 2007).

1.4.1. Prégrossissement et régime alimentaire

1.4.1.1. En système intensif

Ce système d'élevage larvaire a lieu en éclosérie et répond mieux aux impératifs d'une production à grande échelle. Cependant, cette option suppose l'utilisation de nauplii d'*Artemia* (vivants ou congelés) comme aliment exogène avant le sevrage (Imorou Toko, 2007). Dans ces conditions, les larves de *C. gariepinus* peuvent atteindre la taille de 70 à 200 mg en moins de 20 jours d'élevage (Verreth & den Bieman, 1987 ; Verreth & van Tongeren, 1989 ; Merchie et al., 1997 ; Imorou Toko & Fiogbe, 2003). L'utilisation d'*Artemia* posant des problèmes économiques dans les pays en développement, Kerdchuen & Legendre (1994) ont montré que des taux de survie équivalents à ceux obtenus avec *Artemia* (mais avec des croissances plus faibles) peuvent être atteints en nourrissant les larves avec le cladocère *Moina micrura* ou avec des aliments composés à base de foie de bœuf ou de levure de bière.

1.4.1.2. En système extensif

Le système d'élevage extensif des larves est utilisé pour la valorisation des ressources naturelles en zooplancton. Cependant, l'empoissonnement des étangs non protégés avec des larves en fin de résorption vitelline s'est avéré infructueux en terme de survie, en raison de la prédation exercée par les têtards et les insectes aquatiques (Legendre, 1991 ; de Graaf & Janssen, 1996). En revanche, lorsque les larves sont élevées dans des cages de petites mailles implantées en étangs (Legendre et al., 1991 ; Coulibaly et al., 2007) ou en bassins hors-sol ensemencés en zooplancton (Assouhan, 1992 ; Imorou & Fiogbe, 2003), des taux de survie compris entre 20 et 70 % peuvent être obtenus après 2 à 13 semaines. Cette option d'alevinage constitue, certes, une alternative moins onéreuse pour la production d'alevins de poissons chats dans les pays en développement, mais son succès repose cependant sur la possibilité de maintenir de fortes biomasses planctoniques dans les structures d'élevage.

1.4.2. Modalités de croissance

Clarias gariepinus constitue comme *Heterobranchus longifilis*, une espèce de la famille des Claridae présentant l'avantage d'une croissance fort rapide et supportant des densités très

élevées. Micha (1973) ; Viveen et *al.* (1985) ; Legendre (1991) ; Kerdchuen (1992) ; Goos et *al.* (1996) ; Hecht et *al.* (1997) ont prouvé que ces deux espèces de poissons sont des poissons chats à fortes potentialités de croissance et de survie. Elles sont sans doute les espèces les plus adaptées à la pisciculture africaine au travers de leur adaptation à la vie en biotope difficile (eau turbide, pauvre en oxygène, etc.) et à des densités élevées d'élevage (Viveen et *al.*, 1985 ; Avit & Luquet, 1995 ; Hecht et *al.*, 1996). De nombreux travaux ont par la suite porté sur divers aspects de son élevage et des rendements de plus de 40 t ha⁻¹ peuvent être obtenus après 8 mois d'élevage en monoculture (Hecht et *al.*, 1988). Pour Imorou Toko (2007) ; avec la mise en charge et l'alimentation artificielle d'espèce piscicole adaptée, telle que le poisson-chat *Clarias gariepinus*, des rendements annuels de 3 à 36 t ha⁻¹ peuvent être obtenus en fonction des densités d'élevage (respectivement de 4 à 24 poissons m⁻³). Mais bien souvent, la reproduction en étangs de cette espèce s'avère difficile voire impossible sur de très longue durée. Cependant, la maîtrise des techniques de reproduction artificielle décrite par Viveen et *al.* (1985) facilite l'approvisionnement en alevins et relance par conséquent la production de cette espèce. Ainsi donc, deux options d'élevage (3.1.) peuvent être envisagées pour l'élevage des larves issues de la reproduction artificielle. Quelle que soit l'option d'élevage utilisée, les larves doivent être sevrées entre le 5ème et le 14ème jour post-éclosion (Verreth & van Tongeren, 1989 ; Kerdchuen, 1992 ; Gilles et *al.*, 2001) avec des aliments composés de bonnes performances nutritionnelle (protéines > 40 %) et physique (granulés de taille adéquate, 0,2 à 0,8 mm environ), à raison d'au moins 30 % de la biomasse (Gilles et *al.*, 2001). La prédation et le cannibalisme sont les principales causes de mortalité à maîtriser durant ce stade (Baras et *al.*, 1999). S'il est vrai que la prédation peut être évitée par une bonne préparation des étangs (clôturés pour empêcher la colonisation des prédateurs, application de chaux vive pour éliminer les parasites, etc.), éliminer le cannibalisme ou tout au moins le réduire est loin d'être anodin (Baras & Jobling, 2002). En effet, à ce stade de développement chez les larves de *Clarias*, le cannibalisme est surtout la conséquence de plusieurs facteurs comme une alimentation non adéquate ou encore l'hétérogénéité de taille dans les populations élevées. Il est donc essentiel que l'alimentation soit de bonne qualité (bonne composition, forme idéale, bon rationnement, fréquence et période de distribution adéquate, etc.) et que les larves soient régulièrement triées afin d'homogénéiser les tailles (Baras, 1999 ; Baras et *al.*, 1999 ; Baras & d'Almeida, 2001 ; Baras & Jobling, 2002). Il est aussi important de noter que cette espèce est utilisée plus efficacement en polyculture avec *O. niloticus* afin de contrôler la prolifération de ce dernier (Toko, 2007).

1.5. Alimentation des larves de *Clarias gariepinus* avec le zooplancton

Les larves de *Clarias gariepinus* font partie des larves de poissons dont le sac vitellin s'épuise rapidement (Akodogbo et al., 2015) alors que leur appareil digestif est encore rudimentaire (Govoni et al., 1986 ; Park et al., 2001). Ainsi, divers aliments sont utilisés pour assurer la croissance de ces poissons au cours de ce stade. Le zooplancton est l'un de ces aliments capable de permettre à ces larves d'obtenir une croissance satisfaisante non seulement à cause de sa disponibilité mais aussi à cause de sa facilité d'être ingérer par les larves. Les rotifères qui constituent la classe la plus importante du zooplancton, sont les proies vivantes idéales et précieuses pour des larves de la plupart des espèces de poissons à cause de leur petite taille et de leur faible mobilité qui facilitent leur capture par les larves (Akodogbo et al., 2015). La plupart de ces larves de poissons étant de petite taille et nageant très lentement ; les rotifères sont donc les organismes qui leur conviennent mieux comme nourriture (Lubzens et al., 1989 ; Arimoro, 2006). En outre, les rotifères ont l'habitude de rester en suspension dans la colonne d'eau et sont donc disponibles pour les larves (Ludwig, 1993 ; Arimoro, 2006). Aussi, ces rotifères ont une valeur nutritive très importante et fournissent, par conséquent, aux larves de poissons les nutriments essentiels, à savoir : les acides gras polyinsaturés, les phospholipides, les acides aminés essentiels, les protéines et les vitamines dont la vitamine B (Sorgeloos et al., 1980 ; Awaïss et Kestemont, 1997).

De nombreuses études (Uys et Hecht, 1985 ; Awaïss et Kestemont, 1998 ; Agadjihouédé et al., 2012 ; Akodogbo et al., 2015) ont été réalisées sur l'alimentation des larves de *Clarias gariepinus* avec le zooplancton et des performances de croissance rivalisant avec celles obtenues pour les larves nourries avec Artémia ont été obtenues. L'utilisation de l'artémia étant limitée en raison des difficultés d'approvisionnement en cystes de qualité et du coût très élevé de ces derniers (Awaïss et Kestemont, 1997). Selon Akodogbo et al. (2015), le zooplancton local d'eau douce produit avec les déjections de porc s'est révélé efficace pour l'alimentation des premiers stades de l'élevage larvaire du poisson-chat africain *Clarias gariepinus* dans des bassins fertilisés sans renouvellement. Ainsi ces larves ont donné un poids moyen final et un taux de croissance spécifique respectivement égaux à $8,93 \pm 0,31$ mg et $14,40 \pm 0,43\% \cdot J^{-1}$ contre des résultats égaux à $9,74 \pm 0,20$ mg et $15,49 \pm 0,26\% \cdot J^{-1}$ pour les larves nourries avec Artémia. Aussi Awaïss et Kestemont (1998) obtinrent des résultats similaires à ceux d'Akodogbo et al. (2015) dans leurs travaux sur l'alimentation des larves de *Clarias gariepinus* avec le rotifère *Brachionus calyciflorus*. De même Agadjihouédé et al. (2012) obtinrent un poids moyen final et un taux de croissance spécifique respectivement

égaux à 11 ± 0.003 mg et $11.28 \pm 0.3\% \cdot J^{-1}$ pour les larves nourries au zooplancton local après 10 jours d'élevage. Ces différents résultats témoignent réellement que le zooplancton peut être substitué à l'artémia dont l'approvisionnement est difficile pour les pisciculteurs.

2. Matériel et méthodes

2.1. Matériel

2.1.1. Présentation du cadre d'étude

Les essais ont eu lieu à la station de recherche sur la diversification de la pisciculture du Laboratoire de Recherche sur les Zones Humides (LRZH) de la Faculté des Sciences et Techniques (FAST) de l'Université d'Abomey-Calavi (UAC). Il est situé dans la zone du site d'expérimentation de la FSA (Faculté des Sciences Agronomiques) derrière le Laboratoire d'Ecologie Appliqué (LEA) et à côté du site de Valorisation des Déchets en Energies Renouvelables et en Agriculture (ValDERA). Sur le site, il est installé au total 60 bassins circulaires pour expérimentation dont 42 ont 1 mètre de diamètre et 18 autres de 1,5 mètre de diamètre. Il dispose aussi de huit (08) étangs chacun de 12 mètres de long et de 4 mètres de large. Les espèces de poissons en cours d'expérimentation sur le site sont entre autres *Clarias gariepinus*, *Oreochromis niloticus*, *Parachanna obscura*, *Heterotis niloticus* et *Schilbe intermedius*. Sur le site, il est aussi pratiqué l'élevage des animaux tels que le porc, le lapin et le poulet. Outre les activités d'élevage exercé sur le site, il se pratique également la culture de la fougère aquatique (azolla), la production des vers de terre et d'asticots utilisés pour alimenter et nourrir les poissons. Le site dispose également d'une écloserie où les œufs de poisson (surtout *Clarias gariepinus*) issus de la reproduction artificielle sont incubés.



Photo 1 : Entrée de la structure de stage
Cliché : Jacques Jaurès CODJA



Photo 1 : Bassins d'élevage
Cliché : Jacques Jaurès CODJA



Photo 2 : Ecloserie
Cliché : Jacques Jaurès CODJA

2.1.2. Matériel biologique

Le matériel biologique est représenté d'une part par du phytoplancton, du zooplancton, et d'autre part par des larves de *C. gariepinus*. Le zooplancton (rotifères, cladocères, copépodes) est recueilli dans un étang ainsi que le phytoplancton. La densité initiale de zooplanctonensemencée est égale à 87 ind/L. Quant aux larves, elles sont au nombre de 2700 individus obtenues à partir d'une reproduction artificielle avec un poids moyen individuel de 5 mg.

2.1.3. Matériel technique

2.1.3.1. Production du zooplancton

Le matériel technique utilisé est constitué :

- * de neuf (09) seaux en plastique gradués contenant chacun un volume de 50 L d'eau,
- * des crottes de lapin, fientes de poulet et déjections de porc toutes séchées et écrasées, utilisées comme fertilisants des milieux de production du zooplancton,
- * des coupons de moustiquaire qui ont servi à contenir les différents fertilisants,
- * des cordes ont permis de suspendre les coupons de moustiquaire aux seaux.

Potentiel du zooplancton produit à partir des crottes de lapin, fientes de poulet et déjections du porc pour l'alimentation des larves de *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822)

* D'une balance a servi à la prise du poids des fertilisants,



Photo 3 : Balance
Cliché : Jacques Jaurès CODJA

* d'un tamis de 100 μm pour l'échantillonnage du zooplancton,



Photo 4 : Tamis scientifique 100 μm pour la récolte du zooplancton
Cliché : Jacques Jaurès CODJA

* du formol dilué à 7 % a servi à la fixation des individus zooplanctoniques pour l'observation et

* de petites bouteilles de Calvé pour contenir les échantillons de zooplancton.

2.1.3.2. Observation du zooplancton

Le matériel technique utilisé est constitué :

- * d'un microscope photonique pour l'observation du zooplancton en vue du comptage,



Photo 5 : Microscope photonique
Cliché : Jacques Jaurès CODJA

Caractéristiques du microscope : Microscope binoculaire (VWR) polarisant visiscope 103 POL.

- * Des lames de microscope munies de cellules de Dolfus pour le montage des préparations
- * Des pipettes graduées utilisées pour le prélèvement de la préparation à observer.

2.1.3.3. Nourrissage larvaire

Le matériel technique utilisé est constitué :

- * Neuf (09) bacs en plastique (46,4 cm × 18 cm) disposés en triplicat à l'écloserie
- * Des bulleurs reliés à un compresseur pour aérer les bacs d'élevage.
- * Un multi paramètre pour la prise des paramètres physico-chimiques tels que : la température, l'oxygène et le pH.

2.2. Méthodes

2.2.1. Dispositifs expérimentaux

L'expérience effectuée regroupe deux essais : le 1^{er} porte sur la production du zooplancton pour connaître la durée du bloom pour chaque fertilisant et le 2^{ème} essai porte sur l'élevage larvaire.

Pour le 1^{er} essai, trois traitements (seaux en plastique de capacité 80 L) organisés en triplicat à savoir T1 (T1-1, T1-2, T1-3), T2 (T2-1, T2-2, T2-3) et T3 (T3-1, T3-2, T3-3) étaient destinés à conduire la production du zooplancton. En ce qui concerne l'élevage larvaire, le

dispositif expérimental (bacs d'élevage) est aussi composé de trois traitements B1, B2 et B3 organisés en triplicat.

2.2.1.1. Production du zooplancton

La dose de 600 g/m³ retenue pour les déjections de porc (Akodogbo et *al.*, 2015) et pour les fientes de volaille (Agadjihouèdé et *al.*, 2011) a été appliquée pour la fertilisation des seaux dans tous les traitements. Trois (03) jours après la mise en place du dispositif expérimental et fertilisation des seaux (période de libération des nutriments dans les milieux afin de les rendre disponibles pour les micro-algues), un filtrat de 5 L d'eau d'étang a servi à ensemercer chaque seau en phytoplancton et en zooplancton.



Photo 6 : Disposition des seaux pour la production du zooplancton
Cliché : Jacques Jaurès CODJA

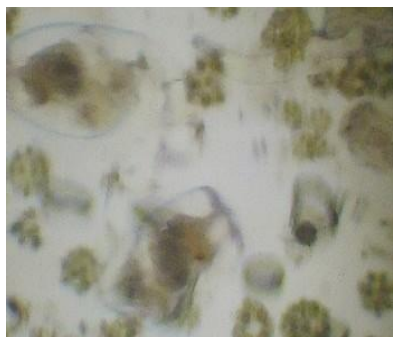
2.2.2. Récolte du zooplancton

Les récoltes ont été effectuées dans le but de déterminer la période du bloom zooplanctonique. Cinq (05) litres d'eau sont prélevés dans chaque seau après homogénéisation et filtrés à l'aide d'un tamis de 100 µm. Le filtrat obtenu est formolé à 7 % pour observation microscopique. Le premier échantillonnage ayant eu lieu le 6^{ème} jour après ensemencement des milieux en phytoplancton et zooplancton, les échantillonnages ont été effectués sur 18 jours dans un intervalle de 72 heures, soit 6 échantillonnages au total.

2.2.3. Observation et identification du zooplancton

L'observation du zooplancton est faite à l'aide d'un microscope photonique (Photo 6) et d'une cellule de Dolfus réalisée avec une lame de microscope. Pour chaque échantillon, il est

prélevé 03 fois un volume de 1 ml. L'image est agrandie 100 fois (X100). Au cours de l'observation du zooplancton, quelques photos des grands groupes de zooplancton ont été prises dont voici les images.



1-a

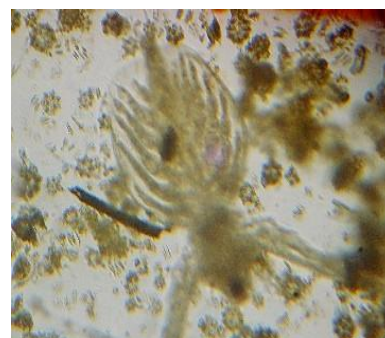


1-b

1-b
ddd



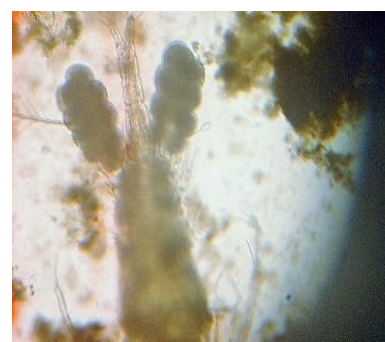
2-a



2-b



3-a



3-b

Photo 7 : Quelques images de zooplancton observé et identifié : Rotifères (1-a et 1-b), Cladocères (2-a et 2-b), Copépodes (3-a et 3-b)
Cliché : Jacques Jaurès CODJA

2.2.3. Obtention des larves

Les larves sont obtenues suite à une reproduction artificielle entre deux géniteurs de *Clarias gariepinus* (un mâle et une femelle) à base de l'hormone OVAPRIM. Les œufs issus de cette reproduction sont incubés dans des bassins à l'aide des grillages à cadre munis des filets à mailles très fines. Les œufs incubés ont éclos 24 heures après l'incubation pour donner des larves. Deux jours après, ces dernières sont réparties à raison de 20 larves/litre dans 09 bacs contenant chacun 15 L d'eau.

2.2.4. Nourrissage des larves

Le nourrissage des larves a commencé juste après la résorption du sac vitellin. Le zooplancton produit dans les seaux des traitements T1, T2 et T3 est utilisé pour nourrir respectivement les larves des bacs B1, B2 et B3. Pour éviter d'exercer une forte pression sur les seaux de chaque traitement à la fois, seul un sous traitement fournit le zooplancton avec lequel les larves des trois bacs d'un même traitement sont nourries. Il s'agit donc pour chaque nourrissage, de filtrer 3 fois 5 litres d'eau dans un sous traitement pour nourrir les larves de trois bacs appartenant à un même traitement. La fréquence de distribution est de 4 fois par jour (8h, 11h, 14h et 17h).



Photo 8 : Disposition des bacs d'élevage munis de bulleurs dans l'écloserie
Cliché : Jacques Jaurès CODJA

2.2.5. Refertilisation des milieux de culture du zooplancton

Le milieu de culture du zooplancton est refertilisé après 2 pressions consécutives à travers un renouvellement par décapage (Akodogbo et *al.*, 2014).

2.2.6. Suivi de la croissance des larves

Pour suivre la croissance des larves dans les bacs d'élevage, il est réalisé à partir du 3^{ème} jour d'élevage une pêche de contrôle dans les 9 bacs et ceci chaque 48 heures. Au cours de chaque pêche de contrôle, les paramètres tels que le nombre total des larves, le poids, la mortalité et le cannibalisme sont pris en compte et relevés pour chaque bac.

2.2.7. Paramètres physico-chimiques

Avec une périodicité de 48 heures, les paramètres physico-chimiques sont mesurés 2 fois/ jour (8h et 17h).

2.2.8. Paramètres zootechniques

- Taux de survie (TS)

TS (%) = (Nombre final d'individus / Nombre initial d'individus) x 100.

- Taux de mortalité (TM)

TM (%) = (Nombre total d'individus morts / Nombre initial d'individus) x 100.

- Taux de cannibalisme (TC)

TC (%) = (Nombre total de cannibales / Nombre initial d'individus) x 100.

- Taux de croissance spécifique (TCS)

TCS (%) = ((Ln (poids total final) – Ln (poids total initial)) / durée de l'expérience) x 100

2.2.9. Analyses statistiques

Les données obtenues ont été encodées dans le tableur Excel qui a servi à faire les graphes. Le logiciel STATVIEW (version 5.01) a permis de faire l'analyse de variance à 1 seul critère. Le test LSD de Fisher a aussi permis de faire la comparaison deux à deux des moyennes en cas de différences ($p < 0,05$).

3. Résultats et discussion

3.1. Résultats

3.1.1. Production du zooplancton

La production du zooplancton réalisée dans les trois traitements a révélé une évolution hétérogène de la densité zooplanctonique. Le tableau ci-dessous montre l'abondance du zooplancton dans les traitements suivant les campagnes d'échantillonnage.

Tableau I : Abondance du zooplancton (en ind/L) par traitement au cours des jours d'échantillonnage

	T1	T2	T3
	Densité zooplanctonique (ind/L)		
J0	87	87	87
J6	631±142	36±20	478±132
J9	453±111	131±84	481±226
J12	707±454	581±457	628±432
J15	626±35	1260±736	833±335
J18	510±291	550±427	315±22
J21	346±31	313±105	331±258

J0 : Ensemencement du phytoplancton et du zooplancton

Les trois traitements, ayant reçu la même densité initiale de zooplancton (87 ind/L) en J0 ont montré une hétérogénéité du point de vue productivité zooplanctonique au cours de l'essai. Ainsi, les plus fortes densités 1260±736 ind/L, 833±335 ind/L et 706±453 ind/L sont obtenues respectivement pour les fientes de poulet (J15), les déjections de porc (J15) et les crottes de lapin (J12). A partir de J18, les différents traitements ont présenté une baisse de la production zooplanctonique, ceci jusqu'à la fin de l'essai.

3.1.2. Paramètres physico-chimiques dans les bacs d'élevage

Tableau II : Valeurs des paramètres physico-chimiques enregistrés dans les bacs d'élevage.

	Oxygène (mg/L)				Température (°C)				pH			
	Min	Max	Moy	Ecart	Min	Max	Moy	Ecart	Min	Max	Moy	Ecart
B1	5,77	6,21	5,96	0,23	27,35	28,77	28,15	0,73	6,64	7,28	7,01	0,33
B2	5,45	6,2	5,94	0,43	27,2	28,46	27,91	0,64	6,43	7,05	6,82	0,34
B3	5,84	6,37	6,12	0,26	27,08	28,39	27,84	0,68	6,35	6,89	6,7	0,3

Moy : moyenne ; Max : maximum ; Min : minimum

Ce tableau renseigne sur les paramètres physico-chimiques enregistrés dans les bacs au cours de l'élevage larvaire. Il contient les valeurs minimales, maximales et moyennes des paramètres physico-chimiques relevés dans chaque traitement lors de l'élevage et les écarts entre elles.

3.1.3. Nourrissage des larves de *Clarias gariepinus*

Le nourrissage des larves à partir du zooplancton produit a permis de suivre l'évolution du poids de ces dernières. La mie en charge étant de 300 ind/bac, le tableau ci-dessous présente les performances de croissance des larves dans chaque traitement à la fin de l'essai.

Tableau III : Performances de croissance des larves nourries au zooplancton au niveau chaque traitement.

	Poids moyen initial (mg)	Poids moyen final (mg)	Taux de croissance spécifique (%.J ⁻¹)	Taux de survie (%)	Taux de mortalité (%)	Taux de cannibalisme (%)
B1	5	52,59±3,564	29,41±0,83	23,667±1,333	63,444±3,339	12,778±1,925
B2	5	52,96±1,107	29,5±0,26	20,333±1,202	69,222±2,835	10,444±3,501
B3	5	53,71±9,367	29,54±2,30	32,000±2,333	51,889±1,953	16,111±0,385

Bac B1 : Bac dont les larves sont nourries avec le zooplancton produit à partir des crottes de lapin (Traitement T1).

Bac B2 : Bac dont les larves sont nourries avec le zooplancton produit à partir des fientes de poulet (Traitement T2).

Bac B3 : Bac dont les larves sont nourries avec le zooplancton produit avec des déjections de porc (Traitement T3).

Le poids moyen final représente le poids d'une larve après les 8 jours d'élevage. Des 3 traitements testés, le poids moyen final le plus élevé est observé au niveau du traitement 3 (Bac 3) : 53,71 mg ; ensuite vient le traitement 2 (Bac 2) avec un poids moyen final égal à 52,96 mg.

Pour ce qui concerne le TCS, il a permis de déterminer le pourcentage du poids corporel des larves. Le constat réalisé en fin d'expérience est que c'est au niveau du traitement 3 que les larves ont eu un TCS plus élevé correspondant à $29,54 \pm 2,3 \text{ \%} \cdot \text{J}^{-1}$. Néanmoins, les larves des deux autres traitements (T2 et T1) ont eu des TCS satisfaisants respectivement égaux à $29,5 \pm 0,26 \text{ \%} \cdot \text{J}^{-1}$ et $29,41 \pm 0,83 \text{ \%} \cdot \text{J}^{-1}$.

Quant aux autres paramètres tels que le TS, le TM et le TC, les valeurs les plus élevées sont obtenues respectivement au niveau des traitements T3 (32 %), T2 (69,22 %) et T3 (16,11 %).

Tableau IV : Résultat de l'analyse statistique des données sur le zooplancton.

	T1	T2	T3
	Densité zooplanctonique (ind/L)		
J6	632±143 ^a	37±21 ^b	478±133 ^a
J9	453±111 ^a	132±84 ^b	482±227 ^a
J12	707±454 ^a	582±458 ^a	628±433 ^a
J15	627±35 ^a	1260±736 ^a	833±335 ^a
J18	510±292 ^a	550±428 ^a	315±23 ^a
J21	347±32 ^a	313±105 ^a	332±259 ^a

Les données d'une même ligne ayant la même lettre ne sont significativement différentes ($p > 0,05$).

Tableau V : Résultat de l'analyse statistique des données sur les larves.

Paramètres	Bac B1	Bac B2	Bac B3
Poids moyen final (mg)	52,597±3,564 ^a	52,963±1,107 ^a	53,710±9,367 ^a
Taux de croissance spécifique (%.J⁻¹)	29,41±0,83	29,5±0,26	29,54±2,30
Survie (%)	23,667±1,333 ^a	20,333±1,202 ^a	32,000±2,333 ^b
Mortalité (%)	63,444±3,339 ^a	69,222±2,835 ^b	51,889±1,953 ^c
Cannibalisme (%)	12,778±1,925 ^{ab}	10,444±3,501 ^a	16,111±0,385 ^b

Les données d'une même ligne ayant la même lettre ne sont significativement différentes ($p > 0,05$).

3.2. Discussion

Productivité zooplanctonique

Les fientes de poulet et les déjections de porc ont atteint le pic zooplanctonique le 15^{ème} jour après ensemencement du zooplancton avec des densités correspondant respectivement à 1260±736 ind/L et 833±335 ind/L, la densité de mise en charge étant de 87 ind/L. Les travaux effectués par Agadjihouédé et *al.* (2011) sur la recherche de la dose optimale de fiente de volaille pour la production spécifique de zooplancton dans les bacs en béton ont montré que le pic est obtenu le 15^{ème} jour avec une densité égale à 2746±136 ind/L, la densité de mise en charge étant de 15 ind/L. Ces différents résultats présentent du point de vue densité un grand écart qui pourrait être assimilé à l'impact du milieu de culture sur la production du zooplancton. Cette différence entre les densités obtenues pourrait être aussi due au type de production (monospécifique) dont a fait l'objet les travaux d'Agadjihouédé et *al.* (2011). En effet, il a été démontré que dans les conditions d'élevage en mélange de zooplancton, il y a généralement une compétition alimentaire entre les espèces associées surtout entre les herbivores (Bonou et *al.*, 1991) d'une part et d'autre part, les copépodes adultes exercent une action de prédation sur les autres (Rukera Tabaro et *al.*, 2006).

Quant aux résultats obtenus avec les déjections de porc, la littérature révèle que les travaux effectués par Akodogbo et *al.* (2015) sur l'optimisation de la production de zooplancton à partir de la dose optimale des déjections de porc : milieu renouvelé, ont abouti à l'obtention

de la meilleure densité zooplanctonique (631 ± 440 ind/l) à partir du 15^{ème} jour après ensemencement du zooplancton. Ce qui est légèrement inférieur à nos résultats (833 ± 335 ind/L).

En ce qui concerne les crottes de lapin, la densité maximale zooplanctonique a été obtenue le 12^{ème} jour avec 707 ± 454 ind/L. En réalité très peu d'études ont été réalisées sur l'utilisation des crottes de lapin pour la production du zooplancton. Les compositions organiques et minérales dont dispose ce fertilisant ayant été relevées par Djago *et al.* (2007), cité par Adandé et Fiogbé (2015), on estime que des études seraient en cours pour la production du zooplancton avec fertilisation à base des crottes de lapin. A partir du 18^{ème} jour d'échantillonnage, les seaux de tous les traitements ont présenté un déclin de la densité zooplanctonique. Cet état de chose pourrait être dû à l'épuisement des matières minérales et organiques générées par les fertilisants dans les milieux de culture. Cela confirme les travaux de Bérard (1993) qui ont montré que les matières solubles des fertilisants organiques sont totalement minéralisées dans l'eau en 20 jours.

Considérant les densités obtenues par les différents fertilisants au jour du pic, les fientes de poulet pourraient être considérées comme le meilleur fertilisant de production zooplanctonique. Ce même fertilisant comparé à la bouse de vache s'est révélé meilleur avec une production journalière égale à $41 \text{ ind.L}^{-1}.\text{J}^{-1}$ (Agadjihouédé *et al.*, 2010). On pourrait assimiler cette efficacité des fientes de poulet à leur richesse en phosphate. En effet, le phosphate est le facteur limitant de la production primaire en milieu aquatique (Anonyme, 2001 ; Schlumberger et Bouretz, 2002). Mais la fraction la plus assimilable est l'orthophosphate (Reynolds, 1984) qui ne représente généralement qu'une petite partie du phosphate disponible dans le milieu (Moussa *et al.*, 2005 ; Benzha *et al.*, 2005).

Conditions d'élevage des larves

Les valeurs enregistrées pour l'oxygène dissous dans les bacs au cours de l'élevage larvaire sont égales à $5,96 \pm 0,23$ mg/L (B1), $5,94 \pm 0,43$ mg/L (B2) et $6,12 \pm 0,26$ mg/L (B3). Ces valeurs sont dans la gamme supérieure à 3 mg/L rapportée par Viveen *et al.* (1985) et favorable à la croissance des larves de *C. gariepinus*. Ce léger écart entre les valeurs semble être lié au dispositif d'aération maintenu dans les bacs au cours de l'élevage. L'oxygène dissous n'a pas été un facteur limitant pour l'expression du potentiel de croissance des larves de *C. gariepinus* au cours de l'élevage.

Quant à la température, les valeurs enregistrées au cours de l'élevage larvaire correspondent à $28,15 \pm 0,73$ °C (B1), $27,91 \pm 0,64$ °C (B2) et $27,84 \pm 0,68$ °C (B3). Ces valeurs sont comparables avec celles indiquées (26 et 30 °C) par Baras et Jobling (2002) pour une bonne croissance de *Clarias gariepinus*. La température n'a pas été un facteur limitant pour l'expression du potentiel de croissance des larves de *C. gariepinus*.

Au cours de l'élevage larvaire, les valeurs de pH enregistrées sont égales à $7,01 \pm 0,33$ (B1), $6,82 \pm 0,34$ (B2) et $6,7 \pm 0,3$ (B3). Ces valeurs se situent à la limite moyenne des valeurs (6,5 à 9) rapportées par (Kanangire, 2001) pour une croissance optimale de l'espèce considérée. Mais étant donné que les *Clarias* arrivent à vivre dans des mauvaises conditions environnementales (Hecht et al., 1996), les valeurs enregistrées pour ce paramètre n'ont pas influencé la croissance enregistrée au cours de l'expérience.

Elevage larvaire

Les larves nourries au zooplancton produit avec les déjections de porc ont donné un poids moyen et un taux de croissance spécifique correspondant respectivement à $53,71 \pm 1,953$ mg et $29,54 \pm 2,3$ %. J^{-1} . Ces résultats sont nettement supérieurs à ceux obtenus par Akodogbo et al. (2014) dans ses travaux sur la survie et la croissance des larves de *Clarias gariepinus* nourries au zooplancton d'eau douce produit à partir des déjections de porc. Selon ce dernier, le poids moyen et le taux de croissance spécifique des larves nourries au zooplancton local sont égaux à $8,93 \pm 0,31$ mg et $14,39 \pm 0,43$ %. J^{-1} . Nos résultats sont aussi comparables avec ceux obtenus par Verreth et den Bieman (1987) ; Verreth et van Tongeren (1989) ; Merchie et al. (1997) ; Imorou Toko et Fiogbé (2003) qui ont prouvé que les larves de *C. gariepinus* peuvent atteindre la taille de 70 à 200 mg en moins de 20 jours d'élevage. Les résultats obtenus (poids moyen final et taux de croissance spécifique) pour les larves des deux autres traitements ne sont pas à négliger. Cependant, aucune différence significative n'a été détectée statistiquement ($P < 0,05$) entre les trois traitements pour ces paramètres zootechniques considérés. Les faibles taux de survie enregistrés dans les différents traitements ont été fortement et surtout influencés par la mortalité et le cannibalisme notés au cours de l'expérience. L'origine de ces phénomènes peut être appréhendée à plusieurs points de vue. De nombreuses études (Menshutkin et al., 1968 ; Craig, 1987 ; Ribí, 1992 ; Wang et Eckmann, 1994 ; Fiogbé et al., 2006) ont été réalisées sur les larves de la pêche fluviale où la mortalité des larves était assimilée à diverses causes. Pour Fiogbé et al. (2006), cette mortalité peut probablement être l'effet direct ou indirect de carences nutritionnelles. Ceci pourrait s'expliquer par

l'appauvrissement des milieux de production en zooplancton à cause de la pression journalière exercée sur chaque seau. En effet, la période de métamorphose exige des besoins élevés en nutriments, notamment, en nutriments constructeurs et énergétiques tels que les acides aminés et les acides gras essentiels. Selon Mazid et al. (1978) ; Walton et al. (1984) il est bien établi que des carences alimentaires en lysine ou en acide gras linoléique (Takeuchi et al., 1990, 1991 ; Watanabe et al., 1989) se manifestent par une mortalité massive dans les populations de poissons. Aussi Peck (1994) a montré que, la carence en acides gras essentiels se traduit par la baisse du pouvoir immunitaire des larves de poisson et les expose aux maladies diverses, surtout celles d'origine bactérienne. En ce qui concerne le cannibalisme, il est dû à l'hétérogénéité de taille entre les individus Rukera Tabaro et al. (2006) contribuant ainsi à la diminution du taux de survie des larves de *Clarias gariepinus* (Baras et d'Almeida, 2001).

CONCLUSION ET SUGGESTIONS

Au terme de notre stage, nous avons acquis de nouvelles connaissances allant dans le sens du développement de la pisciculture et de l'amélioration des rendements piscicoles. Chacun des fertilisants expérimentés (crottes de lapin, fientes de poulet et déjections de porc) a prouvé sa qualité en matière de densité zooplanctonique. Les performances zootechniques enregistrées pour les larves de *Clarias gariepinus* ont montré que ces dernières acceptent bien le zooplancton au cours de ce stade de vie. Cependant, malgré les faibles écarts entre les performances de croissance enregistrées pour les trois catégories de larves, il est important de notifier que les larves nourries au zooplancton produit à partir des déjections de porc ont pris une légère ascendance sur celles des deux autres catégories. De tout ceci, nous suggérons que cette étude soit reprise en suivant l'alimentation des animaux dont les excréments seront utilisés et que d'autres études s'intéressent à :

- La détermination d'espèces zooplanctoniques abondantes dans le milieu de culture fertilisé avec les fientes de poulet,
- L'étude de la qualité nutritionnelle du zooplancton produit à partir des déjections de porc.

REFERENCES

Adande R., Fiogbé E. D., 2015. Utilisation des fertilisants organiques d'origine animale et végétale pour le développement de la pisciculture dans les étangs : Synthèse bibliographique. *International Journal of Multidisciplinary Research and Development*, 12: 281-287.

Agadjihouèdé H., Bonou C. A., Lalèyè P., 2010a. Effet de la fertilisation à base des fientes de volaille sur la production du zooplancton en aquarium. *Annales des Sciences Agronomiques*, 14: 63-75.

Agadjihouèdé H., Bonou C. A., Chikou A., Lalèyè P., 2010b. Production comparée de zooplancton en bassins fertilisés avec la fiente de volaille et la bouse de vache. *International Journal of Biological and Chemical Sciences* 4: 432-42.

Agadjihouèdé H., Bonou C. A., Montchowui E., Lalèyè P., 2011. Recherche de la dose optimale de fiente de volaille pour la production spécifique de zooplancton à des fins piscicoles. *Cahiers Agricultures*, 20: 247-260.

Agadjihouèdé H., Chikou A., Bonou C. A., Laleyè P., 2012. Survival and growth of *Clarias gariepinus* and *Heterobranchus longifilis* larvae fed with freshwater zooplankton. *Journal of Agricultural Science and technology*, B2: 192-197.

Akhteruzzaman M., Kiaya K. U., 2003. Production performance of small indigenous species under different management systems for sustainable rural livelihood. Workshop on potentials of small indigenous species (SIS) in Aquaculture and Rice field stocking for improved food and nutrition security in Bangladesh. 37-46.

Akodogbo H. H., Bonou C. A. Fiogbé E. D., 2015. Survie et croissance des larves de *Clarias gariepinus* nourries avec du zooplancton d'eau douce produit à partir des déjections de porc. *Journal de la Recherche Scientifique de l'Université de Lomé (Togo)*, 17: 38-39.

Akodogbo H. H., Bonou C. A., Adandé R., Sossou D. S., Fiogbé E. D., 2015. Optimization of zooplankton production from pig dung optimal dose: renewed medium. *Agricultural Advances*, 4: 15-21.

Ali S. S., 1993. *An Introduction to Freshwater Fishery Biology* (1st Ed.). University Grant Commission, Islamabad.

Ansa E. J., Jiya J., 2002. Effect of pig manure on the growth of *Oreochromis niloticus* under integrated fish-cum-pig farming System. *J. Aqua. Sci.*, 17: 85-87.

Arimoro F. O., 2006. Culture of the freshwater rotifer, *Brachionus calyciflorus*, and its application in fish larviculture technology. *African Journal of Biotechnology* 5: 536-541.

Assouhan, J., 1992. Etude des facteurs du milieu sur la survie et la croissance larvaire d'un silure africain *Heterobranchus longifilis*. Mémoire d'Ingénieur, ENSA Rennes, France, p.34.

Avit, J., Luquet, P., 1995. Consommation volontaire d'aliments en situation d'alternance de lumière et d'obscurité chez *Heterobranchus longifilis* ; *Aquatic Living Resources*, 8: 385-387.

Awaïss A., Kestemont P., 1997. Dynamique de production et qualité nutritive du rotifère d'eau douce *Brachionus calyciflorus*. *Aquat. Living Resour.*, 10: 111-120.

Awaïss A., Kestemont P., 1998. Feeding sequences (rotifer and dry diet), survival, growth and biochemical composition of African catfish, *Clarias gariepinus* Burchell (Pisces: Clariidae), larvae. *Aquaculture Research*, 29: 731-741.

Baras E., d'Almeida A. F., 2001. Size heterogeneity prevails over kinship in shaping cannibalism among larvae of sharptooth catfish *Clarias gariepinus*. *Aquatic Living Resources*, 14: 251-256.

Baras E., Jobling M., 2002. Dynamics of intracohort cannibalism in cultured fish. *Aquaculture Research*, 33: 461-479.

Baras E., Tissier F., Philippart J.C., Mélard C., 1999. Sibling cannibalism among juvenile vundu under controlled conditions. II. Effect of body weight and environmental variables on the periodicity and intensity of type II cannibalism. *Journal of Fish Biology*, 54: 106-118.

Basima B., 2000. Investigation sur la variabilité du zooplancton en relation avec l'environnement limnologique et les captures des poissons, p.1.

Bérard A. 1993. Effets d'une fertilisation riche en matières organiques azotées sur les relations trophiques (bactéries, phytoplancton et zooplancton) dans un étang de pisciculture. Thèse de doctorat, Institut National Polytechnique de Toulouse, Toulouse, p.227.

Bonou C.M., Pagano M., Saint-Jean L., 1991. Développement et croissance en poids de *Moina micrura* et de *Mesocyclops ogunnus* dans un milieu saumâtre tropical: les étangs de pisciculture de Layo (Côte d'Ivoire). *Rev. Hydrobiol. Trop.* 24: 287-303.

Brunson W., Stone N., Hargreaves J., 1999. Fertilization of Fish Ponds. SRAC Publication, n°471.

Chakrabarty D., 2009. Comparative study on some organic manure commonly used in aquaculture. *Our Nature*, 7: 163-167.

Chakrabarty D., Das M. K., Das S. K., 2008. Growth Performance of *Cyprinus carpio* L. in intensively different organic manures. *Int. J. Environ. Res.*, 2: 419-424.

Coulibaly A., Ouattara I.N., Koné T., N'Douba, V.N., Snoeks J., Gooré Bi G., Koouamélan, E.P., 2007. First results of floating cage culture of African catfish *Heterobranchus longifilis* Valenciennes, 1840: Effect of stocking density on survival and growth rates. *Aquaculture*, 263: 61-67.

Craig J. F., 1987. The biology of the perch and related fish. Ed. Timber Press : 333.

De Graaf G., Janssen, J., 1996. Handbook on the artificial reproduction and pond rearing of the African catfish *Clarias gariepinus* in sub-Saharan Africa. FAO, Fisheries technical papera, 362.

Diana J. S., Lin C. K., 1998. The effects of fertilization and water management on growth and production of Nile tilapia in deep ponds during the dry season. J. of the World Aquaculture Society, 29: 405-413.

Direction des Pêches, 2016. Statistiques de la production halieutique nationale et les besoins de la population au Bénin.

Djago A., Kpodeko Y. M., Lebas F., 2007. Editeur: Association Cuniculture 31450 Corronsac-France. Document en libre accès sur le Web à : <http://www.cuniculture.info/Docs/Elevage/Tropic-01>.

Fiogbé E. D., Kestemont P., Micha J-C., 2006. Croissance comparée chez les larves de la perche fluviatile (*Perca fluviatilis* L.) nourries aux rotiferes d'eau douce. Agronomie Africaine, 18: 67-73.

Goos H. J. T., Richter C. J. J., 1996. Internal and external factors controlling reproduction in the African catfish, *Clarias gariepinus*. Aquatic Living Resources, 9 (Hors-série), 45-58.

Govoni J. J., Boehlert G. W., Watanabe Y., 1986. The physiology of digestion in fish larvae. Environmental Biology of Fishes, 16: 59-77.

Green B. W., 1992. Substitution of organic manure for pelleted feed in tilapia production. Aquaculture, 101: 213-222.

Hecht T., Oellermann L., Verheust L., 1996. Perspectives on clariid catfish culture in Africa. Aquatic Living Resources, 9 (Hors série), 197-206.

Hecht T., Uys W., Britz P.J., 1988. The culture of sharptooth catfish *Clarias gariepinus* in southern Africa. South African national Scientific Programmes Report N° 153: 133.

Imorou-Toko I., 2007. Amélioration de la production halieutique des trous traditionnels à poissons (whedos) du delta de l'Ouémé (sud Bénin) par la promotion de l'élevage des poissons-chats *Clarias gariepinus* et *Heterobranchus longifilis*. Studentthesis, 10: 32-33.

Kanangire K., 2001. Effets de l'alimentation des poissons avec *Azolla* sur la production d'un écosystème agro-piscicole en zones marécageuses au Rwanda. Diss. doct. Sciences. Université Notre-Dame de la Paix, Namur, 220.

Knud-Hansen C. F., Batterson T. R., Mc Nabb C. D., 1993. The role of chicken manure in the production of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *Aquaculture and Fisheries Management*, 24: 483-493.

Knud-Hansen C. F., Mc Nabb C. O., Batterson T. R., 1991. Application of limnology for efficient nutrient utilization in tropical pond aquaculture. *Verhandlungen Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie*, 24: 2541-2543.

Laguerre H., 2010. Biologie du plancton. Fiche plancton n°2: 1-8.

Lalèyè P., 1997. Poissons d'eaux douces et saumâtres du Bénin : inventaire, distribution, statut. Rapport d'études, 4: 65-74

Legndre M., Teugels G. G., 1991. Développement et tolérance à la température des œufs de *Heterobranchus longifilis*, et comparaison des développements larvaires de *H. longifilis* et de *Clarias gariepinus* (Teleostei, Clariidae), *Aquat. Living. Resour.* 288p.

Lubzens E., Tandler A., Minloff G., 1989. Rotifers as food in Aquaculture. *Hydrobiologia*, 186/187: 387-400.

Ludwig G. M., 1993. Effects of Trichlorfon, Fenthion, and Diflubenzuron on the zooplankton community and on the production of the reciprocal-cross hybrid striped bass fry in culture ponds. *Aquaculture*, 110: 301-319.

Mazid M. A., Tanaka Y., Katayama T., Simpson K. L., Chichester C. O., 1978. Metabolism of amino acids in aquatic animals. III. Indispensable amino acids for *Tilapia zilli*. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish., 44: 739 - 742.

Menshutkin V. V., Zhakov L. A., Umnov A. A., 1968. A model method examination of causes of death among young perch. Prob. Ichthyol. Am. Fish. Soc., 8: 704 - 712.

Merchie G., Lavens P., Verreth J., Ollevier F., Nelis H., De Leenheer A., Storch V., Sorgeloos P., 1997. The effect of supplemental ascorbic acid in enriched live feed for *Clarias gariepinus* larvae at startfeeding. Aquaculture, 151: 245–258.

Mona M. H., El-Gamal M. M., Abdel Razek F. A., Elgiar E. A., Nour Eldeen M. F., 2014. Effect of different feeding regimes on the performance of *Daphnia longispina*. Sci-Afric Journal of Scientific Issues, Research and Essays, 2: 173-179.

Morissens P., Oswald M., Sanchez F., Hem S., 1996. Approach to new fish farming models adapted to Ivorian rural context: 130-141.

Njoku D. C., 1997. Effects of different manure levels on fish growth, mortality and yield in a horizontally integrated- fish-cum - poultry farming system in Nigeria. Aquacult. Res., 28: 651-660.

Nwachukwu V. N., 1997. Tilapia nutrition through substrate enhancement in ponds: a cheap, sustainable, and environmentally friendly feeding method. Proceedings of the fourth international symposium on tilapia in aquaculture. Orlando, USA, 50-55.

Park H. G., Lee K. W., Cho S. H., Kim H. S., Jung M., Kim H., 2001. High density culture of the freshwater rotifer, *Brachionus calyciflorus*. Hydrobiologia, 446/447: 369-374.

Peck M. D., 1994. Interactions of lipids with function II: experimental and clinical studies of lipids and immunity. J. Nutr. Biochem., 5: 514 - 520.

Ribi G., 1992. Perch larvae (*Perca fluviatilis* L.) survive better in dilute sea water. *Aquat. Sci.*, 54: 85 - 90.

Rukera Tabaro S., Micha J-C., Ducarme C., 2006. Essais d'adaptation de production massive de juvéniles de *Clarias gariepinus* en conditions rurales. *Tropicultura*, 23: 231-244.

Saint-Jean L., Bonou C. A., 1994. Growth, production, and demography of *Moina micrura* in brackish tropical fishponds (Layo, Ivory Coast). *Hydrobiologia*, 272: 125-146.

Sorgeloos P., Baeza-Mesa M., Bossuyt E., Bruggeman E., Dobbeleir J., Versichele D., Lavina E., Bernardino A., 1980. Culture of *Artemia* on rice bran: The conversion of a waste product into highly nutritive animal protein. *Aquaculture*, 21: 393-396.

Takeuchi T., Arai S., Watanabe T., Shimma Y., 1990. Requirement of juvenile red seabream (*Pagrus major*) for eico-sapentaenoic and docosahexaenoic acids. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 56: 1263-1269.

Takeuchi T., Arai S., Watanabe T., Shimma Y., 1991. Essential fatty acids of grass carp *Ctenopharyngodon idella*. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 57: 467-473.

Tamas G., Horvath L., 1976. Growth of cyprinids under optimal zooplanctonique conditions. *Bamidgeh*, vol. 28: 50-56.

Teugels G.G., 1986. A systematic revision of the African species of genus *Clarias* (Pices; Clariidae). *Annales du Musée Royal d'Afrique Central*, 247: 1-19.

Teugels G.G., 1996. Taxonomy, phylogeny and biogeography of catfishes (Ostariophysi, Siluroidei): an overview. *Aquatic Living Resources*, 9 (Hors série): 9-34.

Uys W., Hecht T., 1985. Evaluation and preparation of an optimal dry feed for the primary nursing of *Clarias gariepinus* larvae (pisces: clariidae). *Aquaculture*, 47: 173-183.

Verreth J., den Bieman H., 1987. Quantitative feed requirements of African catfish (*Clarias gariepinus* Burchell) larvae fed with decapsulated cysts of *Artemia*. I. The effect of temperature and feeding level. *Aquaculture* 63: 251–267.

Verreth J., van Tongeren M., 1989. Weaning time in *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822) larvae. *Aquaculture* 83: 81-88.

Vincke M. M. J., 1991. Integrated farming of fish and livestock: present status and future development (English), In: Integrated livestock-fish production systems. Production Systems, Kuala Lumpur (Malaysia), Mukherjee, T.K. (ed.) Phang Siew Moi (ed.) Panandam, J.M. (ed.) Yap Siaw Yang (ed.) / FAO, Rome (Italy). Animal Production and Health Div

Viveen W.J.A.R., Richter C.J.J., van Oordt P.G.W.J., Janssen J.A.L., Huisman E.A., 1985. Practical manual for the culture of the African catfish (*Clarias gariepinus*). The Netherlands Ministry for Development Cooperation, Section for Research and Technology, 128.

Walton M. J., Cowey C. B., Adron J. W., 1984. The effect of dietary lysine levels on growth and metabolism of rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *Brit. J.Nutr.*, 52: 115-122.

Wang N., Eckmann R., 1994. Effects of temperature and food density on egg development, larval survival and growth of perch (*Perca fluviatilis* L.). *Aquaculture* 122: 323-333.

Watanabe T., Takeuchi T., Matsui M., Ogino C., Kawabata T., 1989. Comparison between eicosapentaenoic and docosahexaenoic acids in terms of essential fatty acid efficiency in juvenile striped jack *Pseudocaranx dentex*. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 55: 1977-1982.

Yaro I., Lamai S., Oladimeji A., 2005. The effect of different fertilizer treatments on water quality parameters in rice cum fish culture systems. *Journal of Applied Ichthyology*, 21: 399-405.

ANNEXES

Tableau 1 : Paramètres physico-chimiques

Paramètres physico-chimiques J1			
	Oxygène	Ph	Température
B1-1	5,86	6,725	28,37
B1-2	5,73	6,63	28,28
B1-3	5,735	6,57	28,34
Moyennes	5,775	6,641666667	28,33
B2-1	5,085	6,535	28,025
B2-2	5,215	6,425	28,055
B2-3	6,055	6,32	28,105
Moyennes	5,451666667	6,426666667	28,06166667
B3-1	6,06	6,32	28,095
B3-2	5,66	6,385	28,07
B3-3	5,815	6,365	27,995
Moyennes	5,845	6,356666667	28,05333333

Paramètres physico-chimiques J2			
	Oxygène	pH	Température
B1-1	6,07	7,185	27,3
B1-2	6,33	7,115	27,4
B1-3	6,25	7,04	27,35
Moyennes	6,216666667	7,113333333	27,35
B2-1	6,18	7,01	27,15
B2-2	6,12	6,995	27,2
B2-3	6,15	6,94	27,25
Moyennes	6,15	6,981666667	27,2
B3-1	6,16	6,905	27,15
B3-2	6,15	6,86	27,05
B3-3	6,14	6,82	27,05
Moyennes	6,15	6,861666667	27,08333333

Paramètres physico-chimiques J3			
	Oxygène	pH	Température
B1-1	5,75	7,37	29,04
B1-2	5,855	7,305	28,675
B1-3	6,09	7,175	28,6
Moyennes	5,89833333	7,28333333	28,77166667
B2-1	6,075	7,105	28,47
B2-2	6,26	7,06	28,505
B2-3	6,34	6,995	28,415
Moyennes	6,225	7,05333333	28,46333333
B3-1	6,335	6,945	28,44
B3-2	6,385	6,875	28,39
B3-3	6,385	6,85	28,365
Moyennes	6,36833333	6,89	28,39833333

Tableau 2 : Densités des différents groupes zooplanctoniques en ind/L

Rotifères	C1	C2	C3	C4	C5	C6	Total
T1	584	418	669	558	412	189	2830
T2	22	66	451	1119	416	142	2216
T3	464	416	496	637	121	48	2180

Cladocères	C1	C2	C3	C4	C5	C6	Total
T1	38	18	12	9	16	9	101
T2	5	46	8	31	14	13	117
T3	4	14	13	21	14	0	66

Copépodes	C1	C2	C3	C4	C5	C6	Total
T1	8	17	23	59	81	149	338
T2	8	19	22	109	120	156	434
T3	9	49	119	180	179	284	820

	Rotifères	Cladocères	Copépodes	Total
T1	2830	101	338	3269
T2	2216	117	434	2767
T3	2180	66	820	3066