



UNIVERSITE
JEAN LOROUGNON GUEDE

UFR ENVIRONNEMENT

REPUBLIQUE DE COTE D'IVOIRE
Union-Discipline-Travail

Ministère de l'Enseignement Supérieur et
de la Recherche Scientifique

ANNEE ACADEMIQUE :
2020-2021

N° D'ORDRE :0463 /2021

N°CARTE D'ETUDIANT :
CI0414003172

MASTER

Biodiversité et Gestion Durable des Ecosystèmes

Option : Ecologie et Gestion Durable des Ecosystèmes

THEME :

Dynamique de la communauté zooplanctonique dans les structures d'élevage rizipiscicoles du tilapia (*Oreochromis niloticus*) alimenté avec les sous-produits agricoles (Vavoua, Centre-ouest de la Côte d'Ivoire)

LABORATOIRE :
BIODIVERSITE ET
ECOLOGIE TROPICALE

Présenté par :

GNEBA Logro Ronnie Olga

JURY :

Président : M. KONE Tidiani, Professeur Titulaire,

Université Jean LOROUGNON GUEDE

Directeur : M. GROGA Noël, Maître de Conférences,

Université Jean LOROUGNON GUEDE

Encadreur : M. KOUAME Kouamé Martin, Maître Assistant,

Université Jean LOROUGNON GUEDE

Examineur : M. KONE Mamadou, Maître Assistant,

Université Jean LOROUGNON GUEDE

Soutenu publiquement

Le :14/10/2021



UNIVERSITE
JEAN LOROUGNON GUEDE

UFR ENVIRONNEMENT

REPUBLIQUE DE COTE D'IVOIRE
Union-Discipline-Travail

Ministère de l'Enseignement Supérieur et
de la Recherche Scientifique

MASTER

Biodiversité et Gestion Durable des Ecosystèmes

Option : Ecologie et Gestion Durable des Ecosystèmes

THEME :

Dynamique de la communauté zooplanctonique dans les structures d'élevage rizipiscicoles du tilapia (*Oreochromis niloticus*) alimenté avec les sous-produits agricoles (Vavoua, Centre-ouest de la Côte d'Ivoire)

LABORATOIRE :
BIODIVERSITE ET
ECOLOGIE TROPICALE

Présenté par :

GNEBA Logro Ronnie Olga

JURY :

Président : M. KONE Tidiani, Professeur Titulaire

Université Jean LOROUGNON GUEDE

Directeur : M. GROGA Noël, Maître de Conférences,

Université Jean LOROUGNON GUEDE

Encadreur : M. KOUAME Kouamé Martin, Maître Assistant,

Université Jean LOROUGNON GUEDE

Examineur : M. KONE Mamadou, Maître Assistant,

Université Jean LOROUGNON GUEDE

Soutenu publiquement

Le :14/10/2021

DÉDICACES

Je dédie ce mémoire à mon père GNEBA Jean Honoré, à ma mère BAGUI Suzanne et à mon époux N'DA Kacou Christophe pour tous leurs amours, leurs soutiens et leurs conseils.

REMERCIEMENTS

Au terme de ce travail, je voudrais remercier tous ceux qui, à travers un appui scientifique ou un soutien moral, financier et affectif m'ont aidé à réaliser ce mémoire.

Je tiens à remercier Mme la Présidente de l'Université Jean Lorougnon Guédé (UJLoG), Professeur TIDOU Abiba Sanogo épouse Koné, pour avoir accepté mon inscription dans cette Université.

Je remercie aussi le Professeur KONE Tidiani, Vice-président chargé de la pédagogie, de la vie Universitaire, de la recherche et de l'innovation technologique à la recherche et pour le dévouement au travail bien fait et d'avoir présider ce jury.

Je tiens à remercier le Professeur AKAFFOU Doffou Selastique, Vice-président chargé de la programmation, de la planification et des relations extérieures à l'Université Jean Lorougnon Guédé pour ses encouragements à la recherche et pour le dévouement au travail bien fait.

J'exprime ma gratitude au Professeur KOUASSI Kouakou Lazare, Directeur de l'UFR Environnement, qui a accepté que ce travail se fasse dans l'UFR qu'il dirige.

J'affirme mes sincères remerciements au Docteur SANGNE Yao Charles, Responsable du parcours de Biodiversité et Gestion Durable des Écosystèmes. Merci pour les multiples conseils.

J'adresse mes vifs remerciements au Docteur GROGA Noël, Maître de Conférences, Directeur Scientifique de ce travail, qui a bien voulu accepter de coordonner ce mémoire. Merci énormément d'avoir accepté de diriger ce travail en dépit de votre temps chargé. Vos observations, orientations et conseils m'ont permis de conduire à terme ce stage. Recevez par la présente, l'expression de ma respectueuse et profonde gratitude. Je retiendrai votre disponibilité pour l'ensemble des étudiants que vous dirigez.

Je remercie infiniment Docteur KOUAME Kouamé Martin, d'avoir accepté d'encadrer, améliorer et diriger ce travail.

Je remercie infiniment Docteur KONE Mamadou, d'avoir accepté de juger ce travail.

Je remercie particulièrement Messieurs ZIE Barthélémy, KOUADIO Atto Delphin et KOUADIO YAO HONESIME pour leurs aides et soutiens indéfectibles pendant les campagnes d'échantillonnage et la rédaction de ce mémoire.

Remerciements

J'adresse mes sincères remerciements à Maman Gneba Eugénie pour son soutien et ses conseils. Je remercie tous les étudiants du Groupe de Recherche Innovante pour l'Amélioration et la Valorisation Agricole (GRIAVA), ainsi que tous les étudiants de Biodiversité option écologie.

TABLE DES MATIERES	Pages
DÉDICACES	i
REMERCIEMENTS	ii
LISTE DES ABREVIATIONS	vii
LISTE DES TABLEAUX	viii
LISTE DES FIGURES	ix
INTRODUCTION	1
PREMIERE PARTIE : GENERALITES	3
I.1. tilapia du nil <i>Oreochromis niloticus</i>	3
I.1.2. Description et systématique	3
I.1.3. Habitude alimentaire de l' <i>Oreochromis niloticus</i>	4
I.2. Sous-produits utilisés en pisciculture.....	5
I.2.1. Sous-produits d'origine agricole	5
I.3. Zooplancton	5
I.3.1. Description et classification	5
I.3.2. Composante du zooplancton	6
I.3.2. Habitudes alimentaires du zooplancton	9
I.3.4. Rôle du zooplancton dans les étangs piscicoles.....	10
I.4. Zone d'étude	11
I.4.1. Situation géographique de la ferme	11
I.4.2. Climat.....	12
I.4.3. Relief.....	12
I.4.4. Hydrographie	12
I.4.5. Végétation et sol	12
DEUXIEME PARTIE : MATERIEL ET METHODES	14
II.1. Matériel	15
II.1.1. Outils de mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau	15
II.1.2. Outils de prélèvement du zooplancton	15
II.1.3. Outils d'identification et d'analyse du zooplancton	16
II.2. Méthodes	17
II.2.1. Dispositif expérimental.....	17
II.2.2. Mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage.....	18

II.2.3. Technique d'échantillonnage des organismes zooplanctoniques	19
II.2.4. Observation et identification des organismes zooplanctoniques	19
II.2.5. Dénombrement des taxons zooplanctoniques.....	19
II.2.5.1. Densité	20
II.2.6. Analyse des données.....	20
II.2.6.1. Richesse spécifique.....	20
II.2.6.2. Indices de diversité de Shannon-Weaver.....	20
II.2.6.3. Equitabilité.....	21
II.2.6.4. Fréquence d'occurrence.....	21
II.2.7. Analyses statistiques des données	21
II.2.7.1. Analyses univariées	21
II.2.7.2. Analyses multivariées	22
TROISIEME PARTIE : RESULTATS ET DISCUSSION.....	23
III.1. Résultats	23
III.1.1. Caractéristiques physico-chimiques des étangs rizipiscicoles	23
III.1.1.1. la température spatiale de l'eau	23
III.1.1.2. pH de l'eau	23
III.1.1.3. La conductivité spatiales de l'eau	24
III.1.1.4. La Transparence spatiales de l'eau.....	25
III.1.1.5. l'Oxygène dissous de l'eau	26
III.1.1.7. la teneur en ortho phosphate de l'eau	28
III.1.2. Structure des communautés de zooplancton	29
III.1.2.1. Compositions taxonomiques	29
III.1.2.2. Abondance des communautés zooplanctoniques	34
III.1.2.3. Diversité et composition taxonomique de la similarité du peuplement	35
III.1.3. Correlation entre les paramètres physico-chimiques et les communautés zooplanctoniques.....	36
III.2. Discussion	37
CONCLUSION.....	39
REFERENCES	40
ANNEXE	44

LISTE DES ABREVIATIONS

CANOCO	:	Canonical Community Ordination” (Ordination canonique des Communautés)
COND	:	Conductivité
GPS	:	Global Positioning System
GRIAVA	:	Groupement de Recherche Interdisciplinaire d’Amélioration et de Valorisation Agricole
OXYD	:	Oxygène dissous
pH	:	potentiel Hydrogène
RDA	:	Analyse de Redondances
RC	:	Etangs rizipiscicole sans apport d’aliment
RSM	:	Etangs rizipiscicole avec apport de son de maïs
RSR	:	Etangs rizipiscicole avec apport de son de riz
RPC	:	Étangs rizipiscicole avec apport de sous-produits agricoles combinés
TEMP	:	Température
TRANSP	:	Transparence
UFR	:	Unité de Formation et de Recherche
UJLoG	:	Université Jean Lorougnon Guédé

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Composition bromatologique des sous-produits agricoles apportés durant les deux stades d'élevages 18

Tableau II : Liste des taxons zooplanctoniques de la ferme rizipiscicole de Bonoufla 30

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Principaux pays producteurs du tilapia du Ni <i>Oreochromis niloticus</i> (Statistiques de Pêches FAO, 2006)	4
Figure 2 : Schéma des trois Types de Copépodes (A1= antennule ; A2= antenne) (Dussart, 1980).....	7
Figure 3 : Photographie d'un spécimen de Cladocère du genre <i>Daphnia</i> (Source : www.cfb.unh.edu)	8
Figure 4 : Morphologie générale d'un Rotifère du genre <i>Brachionus</i> (Koste, 1980).....	9
Figure 5 : Localisation de la ferme piscicole de Bonoufla- Kouadiokro	11
Figure 6 : Quelques matériels utilisé pour la mesure des paramètres physico-chimiques (A : sondes, B : boîtier, C : Disque de Secchi)	15
Figure 7 : Matériel ayant servi à la récolte de zooplancton A : Filet à plancton.....	16
Figure 8 : Matériels d'identification et de comptage A : Microscope optique ; B : Microscope optique inversé ; C : Appareil photo ; D : Lame et Lamelle	16
Figure 9 : Dispositif expérimental utilisé pour cette étude à la station piscicole de Bonoufla-Kouadiokro (Vavoua, Centre-ouest - Côte d'Ivoire).....	17
Figure 10 : la température de l'eau dans les structures d'élevage.....	23
Figure 11 : Variations spatiales du pH des structures d'élevage.....	24
Figure 12 : La conductivité spatiale de l'eau	25
Figure 13 : La Transparence spatiale de l'eau.....	26
Figure 14 : Oxygène dissous de l'eau	27
Figure 15 : La teneur en nitrate de l'eau	28
Figure 16 : Teneur en ortho phosphate des structures d'élevage	29
Figure 17 : Densité absolue de zooplancton dans les structures d'élevage.....	35
Figure 18 : Densité relative des familles de zooplanctons dans les structures d'élevage	35
Figure 19 : Indices de diversité de Shannon et d'équitabilité de la communauté zooplanctonique de Bonoufla.....	36
Figure 20 : Corrélation des paramètres abiotiques avec les taxons zooplanctoniques des milieux.....	37

INTRODUCTION

La rizipisciculture est une association de la culture du riz à l'élevage de poissons dans les étangs. Cette pratique est très développée en Asie et presque inexistante en Afrique subsaharienne (Halwart & Dam, 2010). En Côte d'Ivoire, la production aquacole est estimée à 4500 tonnes en 2019 (FAOSTAT, 2021) et celle du riz blanchi est en moyenne 1363214,6 tonnes/an de 2010 à 2017 (FAOSTAT, 2021). Les productions du riz et du poisson restent faibles par rapport à la forte demande nationale (FAO, 2014 ; ONDR, 2020). Face à la difficulté d'approvisionnement en poissons, la pisciculture est apparue comme une voie possible pour réduire le déficit de consommation de protéines animales (FAO, 2004). Le potentiel de la rizipisciculture pour aider à combattre la malnutrition et la pauvreté est reconnu mondialement et suscite un intérêt certain depuis longtemps. En 1948, la FAO avait déjà reconnu l'importance de la pisciculture dans les champs de riz. Siddhuraju & Becker (2003), indiquent que la contrainte majeure à l'émergence de la pisciculture est l'alimentation à cause de son coût élevé. L'alimentation artificielle en aquaculture est donc le domaine où les plus grandes investigations ont été effectuées. Ces apports extérieurs d'aliments bien que favorisent l'accroissement de la production piscicole, sont le plus souvent à la base de la fertilisation accrue des structures d'élevage (Pouomogne *et al.*, 1998). Cette fertilisation n'est souvent pas sans inconvénient sur la vie des organismes qui y vivent (Bony *et al.*, 2013). C'est le cas du zooplancton qui est un compartiment incontournable de la biocénose aquatique, car il fait partie des maillons essentiels des chaînes trophiques dans les milieux aquatiques. Ce plancton animal vivant en pleine eau, est capable de se déplacer activement, mais incapable de s'opposer aux courants qui se développent dans la masse d'eau. En effet, il joue un rôle prépondérant qui est souvent ignoré (Etilé *et al.*, 2012). Ils interviennent dans le processus d'épuration des milieux aquatiques par l'élimination de certaines bactéries et la réduction des charges virales et organiques (Khattabi, 2002). Par ailleurs, ce plancton animal de par sa structure et son abondance, peut être utilisé comme indicateur de pollution et de qualité des eaux par des activités anthropiques (Landa *et al.*, 2007). En effet, Le zooplancton participe à l'équilibre des hydrosystèmes en consommant non seulement le phytoplancton (contrôle ascendant ou « bottom up »), mais aussi en servant de nourriture à de nombreux organismes des niveaux trophiques supérieurs dont les macroinvertébrés et les poissons (contrôle descendant ou « top down ») (Aka, 2003). Eu regard à son rôle trophique, l'étude des communautés zooplanctoniques paraît importante pour le bon fonctionnement des structures d'élevage (Ndour *et al.*, 2017) et surtout, pour une gestion rationnelle des aliments Ces divers

intérêts que revêt le zooplancton ont fait de lui un groupe zoologique bien étudié dans le monde, la Côte d'Ivoire, n'est pas en reste de ces études. Ainsi, dans ce pays plusieurs travaux concernant le zooplancton des étangs ont été réalisés (Kouassi 1993) sur le zooplancton des étangs de la ferme piscicoles d'Azaguié. Ces travaux, essentiellement consacrés à la diversité zooplanctonique, ont été principalement menés au Sud. Or, d'après Chemli (2017), la diversité du zooplancton varie selon les milieux aquatiques. Dans le Centre-Ouest du pays où la rizipisciculture est plus pratiquées (Yao *et al*, 2015), il est donc apparu nécessaire de mener une étude sur la diversité du zooplancton des étangs rizipiscicoles.

La présente étude se fixe pour objectif général d'évaluer l'effet de l'aliment exogène de l'*Oreochromis niloticus* sur la diversité du zooplancton des étangs rizipiscicoles de Bonoufla en vue de déterminer le fonctionnement écologique de ces structures d'élevages. De façon spécifique, il s'est agi de :

- (i) Caractériser les paramètres physico-chimiques des étangs rizipiscicoles ;
- (ii) Identifier la faune zooplanctonique des étangs rizipiscicole ;
- (iii) mettre le zooplancton en relation avec les paramètres physico-chimiques afin de permettre une meilleure compréhension du fonctionnement écologique des étangs rizipiscicoles.

Hormis l'introduction, la conclusion et les références, le contenu de ce manuscrit est articulé autour de trois parties. La première partie fait référence aux généralités sur le tilapia, les sous-produits utilisés en pisciculture, le zooplancton, et le milieu d'étude.

La deuxième décrit le matériel et les méthodes utilisés dans la collecte et le traitement des données. La troisième partie, enfin, est consacrée à la présentation des résultats obtenus ainsi qu'à leur discussion.

PREMIERE PARTIE : GENERALITES

I.1. tilapia du nil *Oreochromis niloticus*

I.1.2. Description et systématique

La sous-famille des tilapias appartient à la famille des Cichlidae et comprend une centaine d'espèces regroupées en trois genres : *Oreochromis*, *Sarotherodon* et *Tilapia* qui se différencient notamment par leur comportement reproducteur et leur régime alimentaire. De ces trois genres (*Oreochromis*, *Sarotherodon* et *Tilapia*), deux espèces font aujourd'hui l'objet d'élevage à une échelle significative : *Oreochromis niloticus* et *Sarotherodon melanotheron*, ainsi que leurs hybrides (Toguyeni, 2004 ; Lazard, 2009 ; Toguyeni *et al.*, 2009 ; Cnaani & Hulata, 2011 ; FAO, 2014). *Oreochromis* est composé d'espèces à incubation buccale avec garde uniparentale maternelle. Les espèces possèdent 18 à 26 branchiospines longues et fines sur la partie inférieure du premier arc branchial (Paugy *et al.*, 2004). Elles sont planctonophages avec un os pharyngien inférieur plus long que large ayant une partie antérieure plus longue que la partie dentée (Paugy *et al.*, 2004). *Oreochromis niloticus* est facilement reconnaissable grâce aux rayures verticales régulières noires qui existent sur la nageoire caudale (Paugy *et al.*, 2004). Sa nageoire dorsale, grisâtre et formée d'une seule pièce, comprend une partie épineuse présentant 15 à 18 épines et une partie molle comptant 12 à 14 rayons souples (Lévêque *et al.*, 1992 ; Ouedraogo, 2000). Selon Nelson (1994), la position systématique de cette espèce est la suivante :

Règne	:	Animalia
Embranchement	:	Chordata
Classe	:	Actinopterygii
Sous-classe	:	Neopterygii
Division	:	Teleostei
Super ordre	:	Acanthopterygii
Ordre	:	Perciformes
Famille	:	Cichlidae
Genre	:	<i>Oreochromis</i>
Espèce	:	<i>Oreochromis niloticus</i>

I.1.1. Origine et répartition géographique

Le Tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) est l'une des espèces de poissons les plus élevés dans le monde (Figure 1). Les égyptiens l'élevaient à des fins ornementales comme en

témoignent un bas-relief découvert sur une tombe datée de 4000 ans (Sypagua, 2016). La grande distribution du tilapia du Nil a eu lieu entre les années 60 et 80 (FAO, 2013). L'exploitation commerciale du tilapia commence en Afrique du Sud par les colons belges et anglais, en raison des pénuries de viande occasionnées par la seconde guerre mondiale (Al Dilaimi, 2009). La conférence piscicole anglo-belge de 1949 marque la naissance de la pisciculture moderne du tilapia (Sypagua, 2016). Le tilapia du Nil produit au Japon a été introduit en Thaïlande en 1965 et de la Thaïlande, il a été envoyé aux Philippines. Le tilapia du Nil produit en Côte d'Ivoire a été introduit au Brésil en 1971 et du Brésil, il a été exporté aux États-Unis d'Amérique en 1974. En 1978, il a été introduit en Chine qui se trouve au sommet des principaux producteurs mondiaux du tilapia avec une production qui a dépassé la moitié de la production globale entre 1992 et 2003 (FAO, 2013).



Figure 1: Principaux pays producteurs du tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* (Statistiques de Pêches FAO, 2006)

I.1.3. Habitude alimentaire de l'*Oreochromis niloticus*

L'alimentation de *Oreochromis niloticus* en milieu naturel est essentiellement constituée de phytoplancton (Ouattara *et al.*, 2009). L'espèce peut aussi ingérer des sédiments riches en bactéries et diatomées, surtout à l'étape d'alevin (0 à 5 g). En milieu artificiel, elle est pratiquement omnivore, valorisant divers déchets agricoles (tourteaux d'oléagineux, drèches de brasserie, farine de tomate, etc.) (Ouedraogo, 2000 ; Azaza *et al.*, 2006 ; Bamba *et*

al., 2015). Elle peut aussi tirer profit des excréments de porcs ou de volailles, de déchets ménagers, etc. (Mikolasek *et al.*, 2009). Plusieurs paramètres peuvent intervenir également dans les variations de la consommation et les habitudes alimentaires du tilapia du Nil. Il s'agit de l'âge ou de la taille du poisson, du biotope, de la nature, de la disponibilité alimentaire, de la saison, et du rythme d'activités du poisson (Bamba, 2007). En élevage, cette espèce accepte facilement des aliments composés (Lazard, 2009). Cette capacité d'adaptation à divers aliments est à la base de sa haute potentialité pour la pisciculture.

I.2. Sous-produits utilisés en pisciculture

Les sous-produits sont des fertilisants organiques d'origine végétale ou animale qui apportent à l'étang principalement de l'azote, du carbone, du phosphore et minéraux.

I.2.1. Sous-produits d'origine agricole

Ce sont des fertilisants organiques d'origine végétale utilisés, soit directement par les poissons comme aliments, soit indirectement comme fertilisants organiques de la production primaire endogène après un compostage intra ou extra étang. Selon Friot (2002), la dégradation de ces sous-produits fournirait à l'étang plus ou moins des nutriments biogènes et d'amendements calciques pour la production photosynthétique. Les poissons de pisciculture, dans leur grande majorité, ne sont pas capables d'utiliser en monoculture de la matière végétale. En effet, la carpe herbivore, en digérant les végétaux, rejette des fécès qui servent d'aliments à la carpe commune et de support aux bactéries (Kumar & Ayyapan, 1998). En Côte d'Ivoire, plusieurs sous-produits agro-industriels oléagineux (tourteaux de coton, de soja, de coprah) et céréaliers (sons de riz, de maïs, de blé et de mil) moins onéreux et particulièrement intéressants pour leur valeur nutritive (Rivière, 1978), leur conditionnement que pour leur disponibilité (BNETD, 2004) ont été expérimentés en pisciculture (Bamba, 2007).

I.3. Zooplancton

I.3 1. Description et classification

Le zooplancton regroupe l'ensemble des animaux aquatiques vivant en suspension dans l'eau sans pouvoir s'y déplacer activement. En effet, les capacités de déplacement de ces

organismes, liées à la présence de cils vibratiles, d'antennes ou de pattes natatoires, ne leur permettent pas de s'opposer aux courants qui se créent dans la masse d'eau. Cette incapacité de ces organismes à résister au courant de l'eau est liée à leur taille allant de quelques centièmes de millimètre à quelques millimètres. Les organismes zooplanctoniques diffèrent par leur taille, leur régime alimentaire, leur position trophique, leur mode de reproduction et leur phénologie saisonnière (Allen, 1976 ; Amblard & Pinel-Alloul, 1995). Ainsi, Le zooplancton peut être soit permanents ou holoplanctoniques ou encore euplanctoniques, soit temporaires ou méroplanctoniques (Balvay, 2009 ; Chemli, 2017).

-L'holoplancton ou zooplancton permanent qui naît, grandit et meurt plancton, constitue l'ensemble des organismes dont la totalité du cycle vital se déroule au sein de la masse d'eau (le krill).

-Le méroplancton ou zooplancton temporaire, est constitué d'œufs et de larves qui vivent de quelques heures à plusieurs semaines dans le plancton et le quittent en se métamorphosant en juvéniles puis en adultes. Cette communauté possède des espèces dont une partie du cycle biologique, généralement la vie larvaire, se déroule au sein des masses d'eaux (les éponges).

Trois groupes composent l'essentiel du plancton animal. Ce sont les Cladocères, les Copépodes qui appartiennent à la classe des Crustacés et les Rotifères apparentés aux vers (Pourriot & Champ, 1982).

I.3.2. Composante du zooplancton

I.3.2.1. Copépodes

Les Copépodes sont des petits crustacés à l'allure de petites crevettes (Figure 2). Ils ont la taille qui varie entre 0,3 et 8 mm (Dussart, 1980). Leur corps est fusiforme et constitué de trois parties plus ou moins distinctes : le céphalosome (tête), le métasome (thorax) et l'urosome (abdomen). Ces organismes sont caractérisés par un œil unique bien visible sur le haut de la tête constitué d'une tache oculaire médiane leur permettant de se rendre dans les zones éclairées de l'océan, là où pullule le plancton végétal (Oueda, 2009 ; Mollo & Noury, 2013). Les Copépodes n'ont ni branchies ni carapace solide, mais ont une paire d'antennes aussi longues que leur corps qui leur permettent une nage saccadée et la fuite à l'approche des prédateurs. Les formes des antennes, de l'abdomen et des soies varient considérablement d'une espèce à une autre. Les Copépodes sont des animaux à reproduction sexuée qui se

développent par métamorphose. L'œuf donne naissance à une larve nauplienne qui ne se nourrit pas et se métamorphose rapidement (le lendemain) en une, puis plusieurs larves naupliennes successives, chaque fois plus grande et de morphologie plus compliquée (apparition des appendices buccaux) (Dussart, 1980). Trois types de copépodes sont à distinguer Selon Dussart (1980). Le type Calanide caractérisé par une distinction claire entre la partie antérieure (prosoma) et la partie postérieure (urosoma). Le type Cycloptide est quant à lui caractérisé par un corps antérieur globuleux, le cinquième segment thoracique est plus ou moins détaché du thorax et presque intégré à l'abdomen. Enfin, le type Harpacticoïde qui est très difficile à distinguer du fait que les longueurs des segments thoraciques et abdominaux sont quasi identiques.

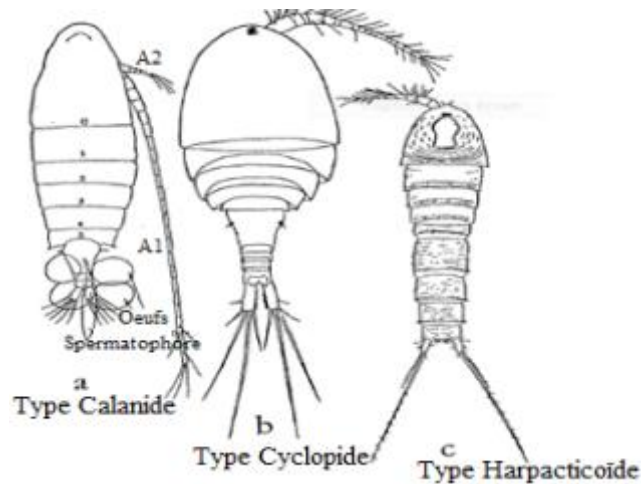


Figure 2 : Schéma des trois Types de Copépodes (A1= antennule ; A2= antenne) (Dussart, 1980).

I.3.2.2. Cladocères

Les Cladocères sont des crustacés dont la taille varie de 0,2 à 0,3 mm et peut atteindre exceptionnellement 12 mm (Pourriot & Champ, 1982) (Figure 3). Ils sont surtout abondants en eaux continentales où l'on en compte des centaines d'espèces, et beaucoup plus rares en mer (Aka *et al.*, 2011). Ces petits crustacés planctoniques constituent un maillon important au niveau de la chaîne alimentaire dans les milieux aquatiques. Ils assurent le premier relais entre le phytoplancton et les échelons terminaux et constituent des proies pour les alevins et certains poissons adultes (Aka *et al.*, 2011). Le corps, enveloppé dans une carapace chitineuse bivalve, comprend les régions céphaliques, thoracique 5 et abdominale5. Chez la plupart des espèces, le thorax et le post-abdomen sont recouverts par la carapace dont l'ouverture ventrale et postérieure laisse sortir les appendices thoraciques et le post-abdomen (Rey & Saint-Jean,

1980). Les antennes, paires, servent à la locomotion (Oueda, 2009). Leur région thoracique est longue avec 5 à 6 paires d'appendices et leur abdomen est bien court et prolongé par un post abdomen portant l'anus (Rey & Saint-Jean, 1980). Cependant, la tête et le corps sont séparés par un sinus cervical bien marqué. Le corps, enveloppé dans une carapace chitineuse bivalve, comprend les régions céphalique, thoracique et abdominale, chez la plupart des espèces, le thorax et le post-abdomen sont recouverts par la carapace dont l'ouverture ventrale et postérieure laisse sortir les appendices thoraciques et le post-abdomen (Rey & Saint-Jean, 1980). Le cycle biologique des Cladocères est hétérogène avec alternation de générations parthénogénétique et gamétogénétique. Dans les conditions favorables du milieu, et en l'absence des mâles, ils se reproduisent par parthénogenèse (mode de reproduction où l'ovule se développe sans fécondation).



Figure 3 : Photographie d'un spécimen de Cladocère du genre Daphnia (Source : www.cfb.unh.edu)

I.3.2.3 Rotifères

Les Rotifères sont des métazoaires dont la taille est généralement comprise entre 100 et 600 μm (Figure 4). Leur corps comprend trois parties : la tête, le tronc et le pied. Peu important dans le milieu marin, les Rotifères sont très largement représentés dans les eaux douces où ils abondent dans le benthos et le périphyton (Pourriot, 1980). Ils sont également caractérisés par la présence en position apicale, d'un appareil rotateur cilié donnant l'impression de deux roues en mouvement (Khattabi, 2002). L'appareil digestif comprend

classiquement une bouche, un pharynx, un œsophage, un estomac flanqué de deux glandes gastriques et un intestin qui débouche à l'extérieur par l'intermédiaire d'un cloaque, qui parfois est absent (Pourriot, 1980). L'un des caractères propres aux Rotifères est l'existence d'une structure ciliaire localisée à la partie antérieure du corps et un appareil rotateur, d'importance extrêmement variable selon les genres, qui se compose le plus souvent d'une plaque buccale et d'une ceinture circumapicale. Il sert à la locomotion et/ou à la récolte de nourriture. Elles sont quantitativement dominantes dans les communautés zooplanctoniques des lacs et des parties calmes des rivières en raison de leur reproduction 7 parthénogénétique, dont le taux est parmi les plus rapides dans le groupe des métazoaires et de leur développement de courte durée.

Les rotifères dulçaquicoles se reproduisent par parthénogénèse continue. Sauf chez quelques genres où le développement de l'embryon s'effectue dans le corps de la mère (ovoviviparité), l'ovocyte mûr est émis à l'extérieur. La plupart des femelles d'espèces planctoniques portent leurs œufs à l'extrémité postérieure du corps jusqu'à l'éclosion.

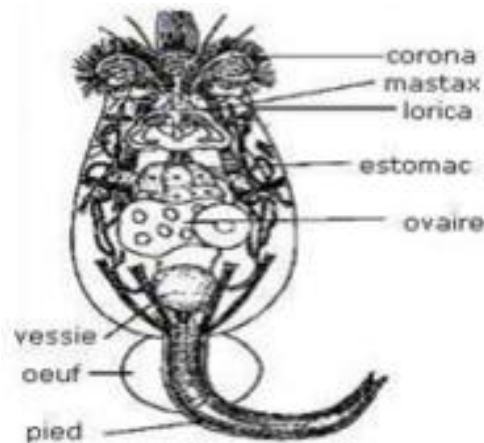


Figure 4 : Morphologie générale d'un Rotifère du genre Brachionus (Koste, 1980).

I.3.2. Habitudes alimentaires du zooplancton

Le zooplancton se nourrit essentiellement selon deux modes (Peres, 1976 ; Ouattara, 1998). Certains organismes zooplanctoniques filtrent des particules de toute nature en suspension dans l'eau grâce à leurs appendices buccaux. D'autres, procèdent par la prédation qui consiste en une capture des proies grâce à des organes préhenseurs. En d'autres termes, ils capturent directement leurs proies lorsque le hasard les amène à leur contact ou à leur proximité

immédiate (Pourriot *et al.*, 1982). Les Copépodes se nourrissent généralement selon le stade de développement. Les nauplies sont microphages, c'est-à-dire ingèrent des bactéries, des flagellés ou des protozoaires (Dussart, 1980). Les trois à quatre stades copépodites sont souvent microphages et plus ou moins végétariens (cas des Calanoïdes). Les Cyclopoïdes, par contre, sont soit omnivores, végétariens ou carnivores. Les Harpacticoïdes sont détritivores ou brouteurs à tous les stades. Concernant les Cladocères, ils regroupent des phytophages, des bactériophages ou des détritivores excepté les genres *Leptodora* et *Polyphemus* qui sont prédateurs se nourrissant de protozoaires, de Rotifères ou de petits crustacés (Rey & Saint Jean, 1980). On distingue également des organismes typiquement filtreurs tels que les Sididae, les Daphnidae et les Moinidae. Enfin, les Rotifères s'alimentent en fonction de la structure de l'appareil ciliaire et du mastax. On distingue ainsi, les microphages qui ont un mastax de type broyeur et se nourrissent soit de bactéries, soit de phytoplancton, soit de tripton ou encore des trois éléments à la fois. Les macrophages, quant à eux, ont un mastax suceur ou préhenseur : ce sont des prédateurs. Ainsi les microphages se répartissent en phytophages comme c'est le cas des genres *Trichocerca*, *Notommata*, *Polyartha* ; en carnivores, se nourrissant d'espèces de Rotifères ou de ciliés (cas des genres *Asplanchna* et *Notommata*) ou en piégeurs, ingérant des ciliés, des flagellés ou des Rotifères (cas des *Paedotroques*).

I.3. 4. Rôle du zooplancton dans les étangs piscicoles

Les organismes zooplanctoniques assurent un rôle de flux de matière et d'énergie. En effet, ils transforment la matière organique synthétisée par le phytoplancton et la transfèrent aux niveaux trophiques supérieurs parmi lesquels figurent les poissons (Legendre *et al.*, 1987 ; Ara, 2004). Ils régulent ainsi, la biomasse phytoplanctonique (Koudenoukpo *et al.*, 2017) et enrichissent aussi les étangs piscicoles en sels nutritifs par le recyclage de la matière organique (Ara, 2004 ; Pagano *et al.*, 2006 ; Magalhães *et al.*, 2011.). En outre, le zooplancton joue un rôle d'épurateur dans les structures d'élevage. Il diminue la charge organique, contrôle le peuplement bactérien et contribue à la réduction de la charge virale (Khattabi, 2002 ; Pagano *et al.*, 2006). Il constitue un maillon indispensable du réseau trophique entre les organismes du phytoplancton qu'il consomme et le peuplement piscicole auquel il sert de nourriture, au moins pour tous les alevins et pour certaines espèces à des stades plus âgés

(Balvay, 2009). De plus, le zooplancton est très sensible aux changements environnementaux et climatiques. Par conséquent, leur étude donne des indications importantes sur les changements environnementaux ou les perturbations des milieux (Chambord et al., 2016). Par ailleurs, le zooplancton peut être ectoparasite de poissons d'élevage. Les Copépodes des genres *Ergasilus* et *Lernaea* peuvent provoquer des lésions sur les poissons de la famille des Cichlidae et des Cyprinidae

I.4. Zone d'étude

I.4.1. Situation géographique de la ferme

Les expérimentations ont été conduites à la ferme piscicole de Bonoufla-Kouadiokro ($7^{\circ}11'40''N$ et $6^{\circ}31'38,5''W$) située à 12 km du village de Bonoufla (Figure 5). Ce village se trouve dans le département de Vavoua sur l'axe Daloa-Vavoua et est localisé entre le 6° et 7° de latitude nord et entre le 5° et 6° de longitude Ouest (Figure 2). Ce département est délimité par les communes de Séguéla, Mankono, Daloa, Zuénoula, Bangolo et Man.

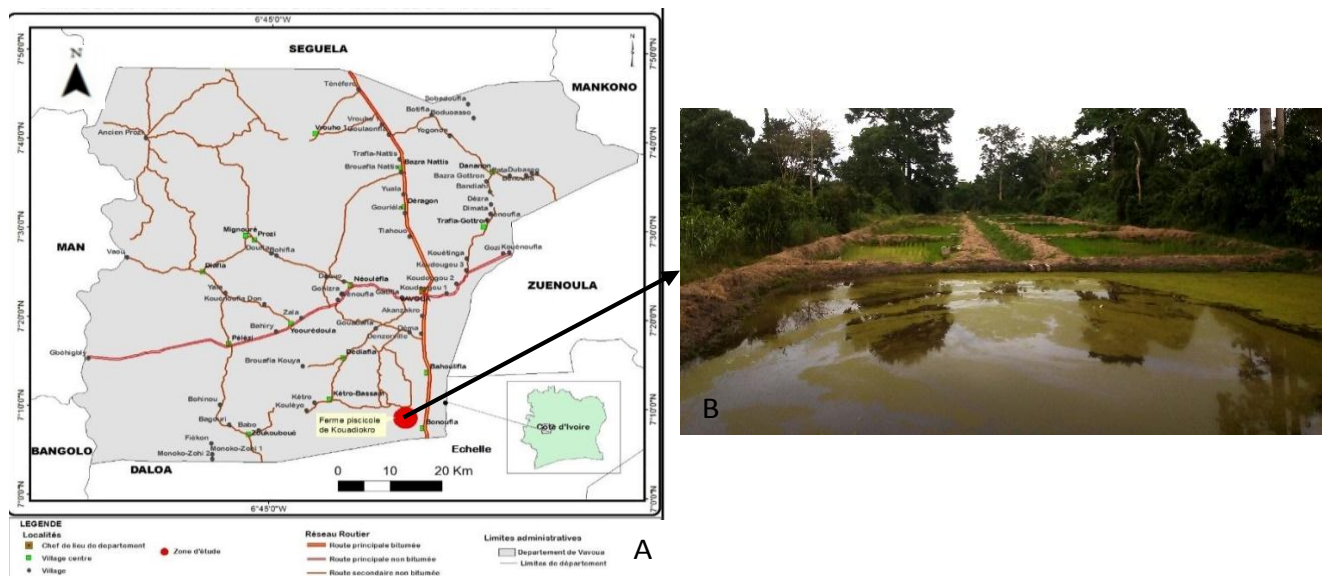


Figure 5 : Localisation de la ferme piscicole de Bonoufla- Kouadiokro

I.4.2. Climat

La région du Haut Sassandra se trouve dans la zone tropicale humide et le climat est de type guinéen. Les précipitations sont comprises entre 1200 et 1600 mm par an et sont réparties sur toute l'année avec un maximum aux mois de juin à juillet et un minimum au mois de décembre à mars (Koffie-bikpo, 2013). Une réduction des précipitations en juillet et août permet classiquement de distinguer 4 saisons au cours de l'année : la grande saison des pluies, d'avril à juillet, une petite saison sèche en août et septembre, une petite saison des pluies de mi-septembre à mi-novembre et une grande saison sèche de décembre à mars. La grande saison sèche s'allonge du sud au nord de la région. L'évapotranspiration annuelle est de 1482 mm, avec des moyennes mensuelles comprises entre 93 mm en août et 148 mm en mars-avril.

I.4.3. Relief

Le relief de la région du Haut-Sassandra est constitué d'une pénéplaine de faible altitude en générale comprenant dans la partie nord, des dômes cristallins (300-400 m) et des bas plateaux (200-300 m) dans la partie sud (Koffie-bikpo, 2013). La région dispose de sommets atteignant 700 m d'altitude dans le nord-est. La région présente des vallées alluviales peu encaissées qui offrent de larges bas-fonds alluvionnaires (Sangaré *et al.*, 2009).

I.4.4. Hydrographie

Le réseau hydrographique est dense et dominé par le fleuve Sassandra. La Lobo, principal affluent de ce fleuve, est le second cours d'eau le plus important. Les grandes rivières dont la Dé et la Gôre complètent le tableau des cours d'eau (Sangaré *et al.*, 2009). Ces cours d'eau sont caractérisés par un régime tropical de transition à savoir leur étiage de janvier à mai et leur crue entre septembre et octobre. Tout le long de ces cours d'eau présente de grandes plaines alluviales propices aux cultures contre saison (Kouadio, 2015).

I.4.5. Végétation et sol

La région du Haut-Sassandra se caractérise par une flore très variée et présente deux types de végétations bien distinctes. On distingue : la zone forestière qui occupe la majeure partie de la région, caractérisée par une forêt semi décidue et la zone des savanes ou savane

préforestière (Nord de Vavoua) (Zro *et al.*, 2016). Dans ces zones soumises à brûlis, la savane guinéenne domine. Il s'agit en générale de formations végétales de type tropical qui abrite une grande variété d'essence. Par ailleurs, les forêts de cette région abritent plusieurs espèces animales. Mais ces forêts ont subi une forte pression de l'activité agricole et de l'exploitation forestière causant ainsi sa forte dégradation (Koffie-Bikpo, 2013). En outre, on rencontre des forêts classées dans le département de Vavoua telles que Séguéla (153,250 ha), Haut-Sassandra (106,109 ha), Haut Dé (6,992 ha) et Koba (22548 ha). Mais ces forêts subissent, chaque année, une pression d'agriculteurs clandestins dans le but de pratiquer des cultures industrielles (café, cacao, coton et anacarde) et des cultures vivrières (riz, de bananiers...), ce qui rend leur conservation aléatoire.

En ce qui concerne le sol, il est essentiellement granitique, mais des systèmes phylliteux et schistes s'étirent çà et là en minces bandes (ruban filiforme de Gagnoa, affleurement d'Issia etc...). Le sol est issu de l'altération du socle précambrien. Il s'agit de sols ferrallitiques d'origine granitique moyennement à faiblement dénaturés (Koffie-bikpo, 2013). A côté des sols ferrallitiques, les classes de sols les plus représentées sont les sols peu évolués (d'apport alluvial, et/ou colluvial) et les sols hydromorphes. Les sols de composition ferrallitique présentent de bonnes aptitudes agricoles et se prêtent à tous les types de cultures (Zro *et al.*, 2016). L'horizon humifère est peu épais mais riche en matière organique, faiblement acide et bien structuré. La fertilité des sols est de moyenne à médiocre, avec en plus de l'acidité, des risques de carence en phosphore, en azote et en soufre. Par contre, ceux de la région de Daloa, Bouaflé, Sinfra, issus de granites, ont un faciès remanié avec recouvrement et sont profonds.

DEUXIEME PARTIE :
MATERIEL ET
METHODES

II.1. Matériel

II.1.1. Outils de mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau

Au cours de cette étude, divers appareils (Figure 6) ont été utilisés pour la mesure des paramètres physiques et chimiques :

- Un multi paramètre portable à affichage digital de type HQ40d a été utilisé pour la mesure de la température, du pH, de taux d'oxygène dissous et de la conductivité ;
- Un disque de Secchi a servi à la détermination de la transparence de l'eau au point d'échantillonnage ;
- Un navigateur GPS (*Global Positioning System*) a été utilisé pour la détermination des coordonnées géographiques des étangs d'échantillonnage.

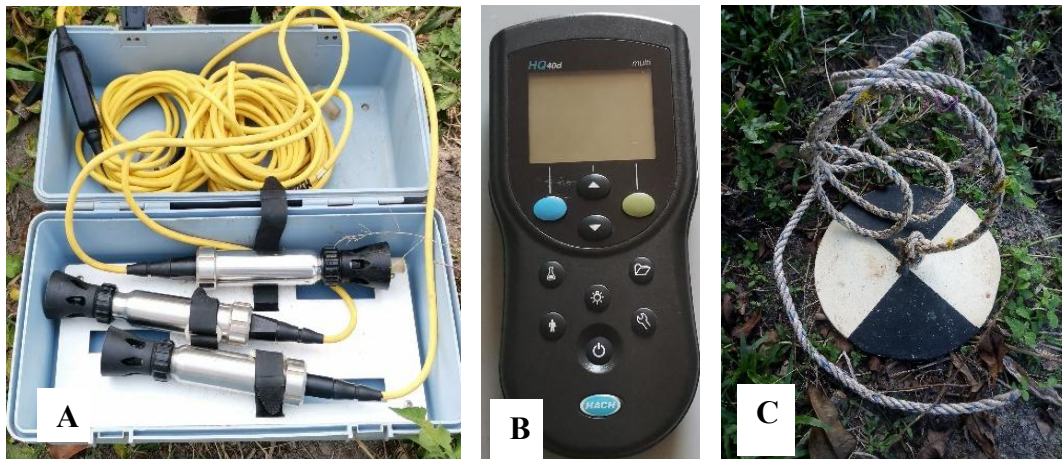


Figure 6 : Quelques matériels utilisés pour la mesure des paramètres physico-chimiques (A : sondes, B : boîtier, C : Disque de Secchi)

II.1.2. Outils de prélèvement du zooplancton

Un certain nombre de matériel a été utilisé pour échantillonner du zooplancton (Figure 7). Il s'agit d'un seau d'une capacité de 15 litres pour recueillir l'eau, d'un filet à plancton de forme conique et de vide de maille 20 μm pour filtrer l'échantillon d'eau recueillie. Des piluliers d'une capacité de 50ml ont été utilisés pour la conservation des échantillons (Figure 7B). La fixation des échantillons a été effectuée à l'aide de formol 5 %.

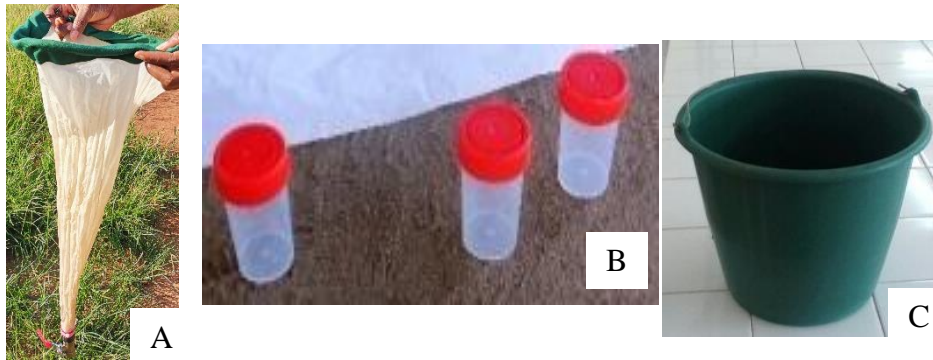


Figure 7 : Matériel ayant servi à la récolte de zooplancton A : Filet à plancton

II.1.3. Outils d'identification et d'analyse du zooplancton

En ce qui concerne l'identification et l'analyse du zooplancton, un certain nombre de matériel a été utilisé (Figure 8). Pour ce qui est de l'observation des taxons, des lames et lamelles et un microscope photonique de marque optika ont été utilisés. Les taxons ont été photographiés à l'aide d'un appareil photo numérique de marque Sony. Le dénombrement des taxons a été réalisé à partir d'un microscope inversé de marque optika. Quant à l'identification des taxons zooplanctoniques, elle a été faite à l'aide de clés et documents d'identification spécifiques tels que les ouvrages de Pourriot (1980) qui ont été utilisés pour la détermination des rotifères et ceux de Rey & Saint-Jean (1980) et de Dussart (1980) ont été utilisés respectivement pour et les cladocères les copépodes.



Figure 8 : Matériels d'identification et de comptage A : Microscope optique ; B : Microscope optique inversé ; C : Appareil photo ; D : Lame et Lamelle

II.2. Méthodes

II.2.1. Dispositif expérimental

Dans cette étude, quatre étangs rizipiscicoles (E2, E4, E6 et E8) ont été choisis selon leur disposition par rapport à la source d'alimentation et le type d'apport alimentaire. Deux points (B1 et B2) du barrage d'alimentation ont été retenus comme une référence (Figure 7). Ces étangs contenant des plants de riz (*Oryzas sativa*) inondable (cycle cultural de 6 mois) repiqués avec un écartement de 20 cm entre les poquets et 25 cm entre les lignes. L'empoissonnement de ces étangs ont été fait un mois après le repiquage du riz et avec des juvéniles mal de tilapia (*O. niloticus*) à la densité de 1,5 poissons/m². Une remontée progressive du niveau d'eau en fonction de la taille du riz a été faite.

Les poissons de l'étang rizipiscicole étang-2 (E2) ne sont pas nourris avec d'aliment exogène alors que ceux d'étang-8 (E8), étang-6 (E6) et étang-4 (E4) sont nourris respectivement avec du son de maïs, de riz et d'une combinaison des sous-produits agricoles (sons de maïs, de riz, tourteaux de coton, de soja, sel de cuisine, d'huile de palme et de coquille d'escargot).

La Composition bromatologique de ces aliments est présentée dans le tableau suivant :

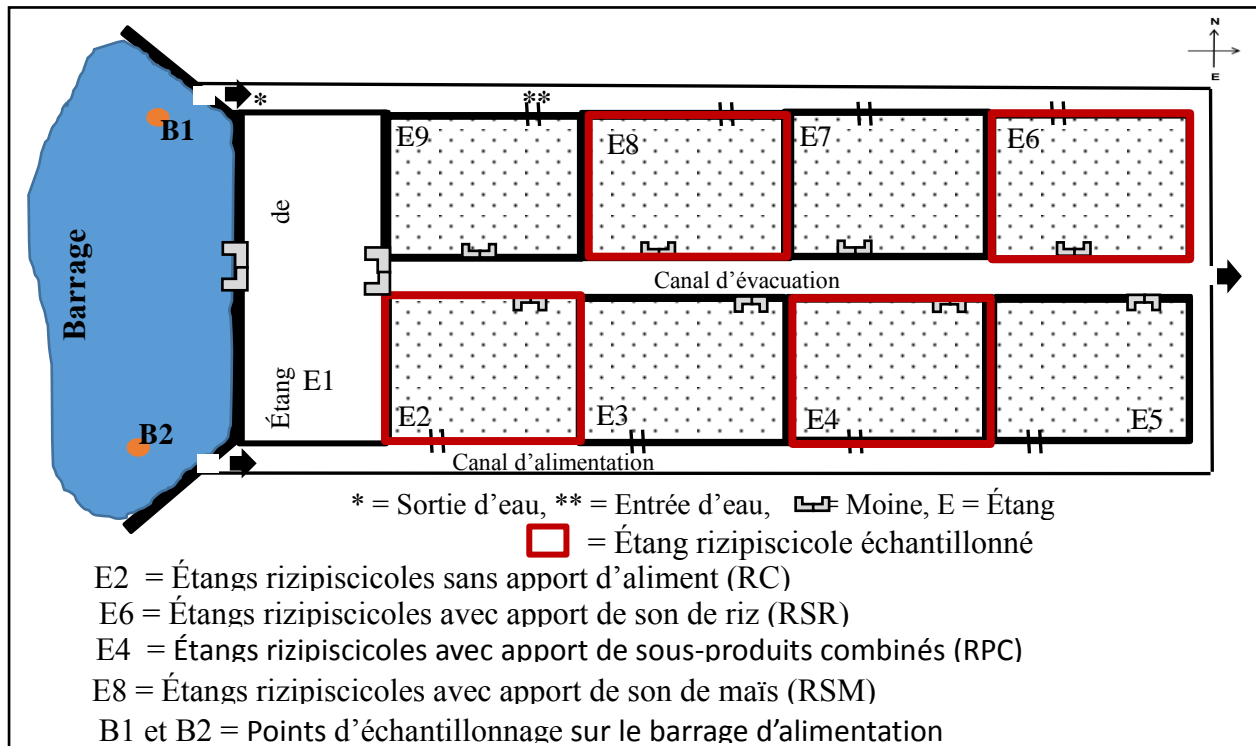


Figure 9 : Dispositif expérimental utilisé pour cette étude à la station piscicole de Bonoufla-Kouadiokro (Vavoua, Centre-ouest - Côte d'Ivoire)

Tableau I : Composition bromatologique des sous-produits agricoles apportés durant les deux stades d'élevages

Composition (% de matière sèche)	Sous-produits agricoles		
	Son de Riz	Son de maïs	Sous-produits agricoles combinés
Matière sèche (%)	91,23	86,37	86,96
Protéines brutes (%)	13,31	14,21	23,1
Lipides (%)	5,63	9,78	9,74
Cendres (%)	5,19	7,02	8,05
Glucides totaux (%)	64,44	55,36	46,97
Extractif non azoté (%)	25,60	31,82	36,61
Fibres (%)	38,43	23,54	12,36
Énergie brute (kj/g)	16,55	12,71	17,55
Énergie digestive (kj/g)	11,30	11,08	13,15

II.2.2. Mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage

La mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau (taux d'oxygène dissous, la conductivité, le pH et la température) de l'eau des étangs d'échantillonnage ont été effectuée *in situ* de 7h30 mn et 12h avec le multiparamètre. Après avoir calibré le multiparamètre et raccordé les sondes des différents paramètres physico-chimiques à l'appareil, celui-ci a été mis sous tension. Les sondes spécifiques aux différents paramètres physico-chimiques sont ensuite respectivement plongées dans l'eau en les agitant légèrement de sorte à provoquer un courant d'eau. La sélection de la fonction du paramètre désiré permet d'obtenir la valeur stabilisée de ce paramètre sur l'écran d'affichage. En ce qui concerne la transparence de l'eau qui exprime la fertilité des milieux, elle a été mesurée *in situ* à midi. Sa mesure consiste à plonger délicatement le disque de Secchi fixé à une corde graduée dans l'eau des étangs et à relever la profondeur à laquelle elle disparaît à l'œil. Des échantillons d'eau de 500 ml ont été recueillis dans les flacons en plastiques et conservés dans une glacière puis transférés au laboratoire de Centre de Recherche Océanographique (CRO) pour l'analyse éventuelle des sels nutritifs (orthophosphate,-nitrate).

II.2.3. Technique d'échantillonnage des organismes zooplanctoniques

Le zooplancton a été collecté selon la diagonale de chaque étang rizipiscicole à la même période que celle des paramètres physicochimiques. Pendant chaque campagne, un échantillon d'eau de 45 litres a été prélevé dans chaque étang à l'aide d'un seau de 15 litres et filtré à l'aide d'un filet à plancton de 20 μm de vide de maille. Après filtration, le contenu du collecteur du filet a été recueilli dans un pilulier de 50 ml étiqueté selon le code de l'étang, puis fixé immédiatement avec du formaldéhyde à une concentration de 5 %. Au total 16 échantillons ont été récoltés soit 4 échantillons par étang. Ces échantillons ont été mis dans une glacière puis transportés au laboratoire pour l'identification et le comptage des organismes zooplanctoniques.

II.2.4. Observation et identification des organismes zooplanctoniques

Après la collecte des taxons et le transport, une goutte de l'échantillon est prélevée à l'aide d'une micropipette puis déposée entre lame et lamelle. Cette goutte est observée au microscope photonique de type OPTIKA à l'objectif 40x pour rechercher les organismes zooplanctoniques qui sont aussitôt photographiés. Les taxons observés ont été photographiés à l'aide d'un appareil photo numérique de type canon InK. L'identification des différents taxons au niveau spécifique et/ou infra spécifique s'est faite grâce à l'utilisation des travaux (clés et/ou descriptions), Pourriot (1980) qui ont été utilisés pour la détermination des rotifères et ceux de Rey & Saint-Jean (1980) et de Dussart (1980) ont été utilisés respectivement pour et les cladocères les copépodes.

II.2.5. Dénombrement des taxons zooplanctoniques

Le comptage a été effectué au microscope inversé de type OPTIKA. La méthode utilisée a été celle d'Uthermöhl (1958) modifiée (norme NF EN 15204) par Laplace-Treyture *et al.*, (2007) qui a permis de faire l'étude quantitative. Chaque échantillon préalablement homogénéisé de façon manuelle a été transvasé dans une coupelle prévue à cet effet dont la profondeur est de 2,5 cm, et de volume égal à 5,5 ml. Les échantillons ont été sédimentés dans la coupelle pendant 4 heures. Les observations ont été faites à l'objectif 40x. Plusieurs champs ont été visités, ce qui a permis d'avoir un nombre de cellule généralement élevé assurant statistiquement la validité des résultats.

II.2.5.1. Densité

La densité (D) zooplanctonique est donnée par la formule :

$$D = \left(\frac{Xi}{c}\right) \times \left[\frac{(Ad)}{(av)}\right] \quad (1)$$

Avec : xi = quantité de cellules comptées pour un taxon au microscope ; a = superficie observée au microscope ; C40x = nombre de champs observés à l'objectif 40x ;

R40x = Rayon du champ à l'objectif 40x (0,25 mm) ; A = superficie de la coupelle de sédimentation où s'accumulent les cellules (1352,65 mm²) ; V = volume d'échantillon utilisé pour la sédimentation (5,5 ml).

Les valeurs obtenues ont été converties en nombre de cellules par litre (cells/l) et la densité relative (Dr) de chaque famille de zooplancton a été calculée comme suit :

$$Dr = d \times DT \quad (2)$$

Avec : Dr = densité relative, d = densité de chaque famille (cells/l) et DT = densité totale par station (cells/l).

II.2.6. Analyse des données

II.2.6.1. Richesse spécifique

La richesse spécifique est le nombre total d'espèces recensées dans le site donné et/ou à un moment donné. Elle se fonde directement sur le nombre total de taxons observés dans un site. Un grand nombre d'espèces fait augmenter la diversité spécifique. Toutefois, elle dépend de la taille des échantillons et ne considère pas l'abondance relative des différentes espèces. Sa valeur écologique est donc limitée.

II.2.6.2. Indices de diversité de Shannon-Weaver

L'indice de diversité de Shannon a été utilisé pour mettre en évidence la diversité globale du peuplement. En effet, cet indice qui tient compte à la fois de la richesse spécifique et de la diversité spécifique, permet de mesurer le degré d'organisation du peuplement (Dajoz, 2000). Sa formule est la suivante :

$$H' = -\sum P_i \log_2(P_i) \quad \text{Où } p_i = \left(\frac{ni}{N}\right) \quad (3)$$

H' : Indice de Shannon, p_i : Proportion de l'espèce i , (n_i : fréquence relative, N : nombre d'espèce inventoriés dans le milieu). H' tend vers 0 quand la diversité du peuplement est minimale et vers le logarithme de la richesse spécifique quand elle est maximale.

II.2.6.3. Equitabilité

L'équitabilité permet d'étudier la régularité de la distribution des espèces. Elle a été conçue pour rendre compte de l'abondance relative de chaque taxon et de la qualité d'organisation du peuplement (Dajoz, 2000). Son équation s'énonce comme suit :

$$E = \left(\frac{H'}{\text{Log}_2(Rs)} \right) \quad (4)$$

E : équitabilité de Pielou, H' : indice de Shannon, Rs : richesse spécifique. E tend vers 0 quand une seule espèce domine le peuplement et vers 1 quand les différents taxons ont la même abondance.

II.2.6.4. Fréquence d'occurrence

La fréquence d'occurrence (F) des taxons dans les différents prélèvements a été calculée. Elle consiste donc à compter le nombre de fois qu'une espèce i apparaît dans les prélèvements (Dajoz, 2000). La fréquence d'occurrence s'obtient selon la formule ci-dessous :

$$F = \left(\frac{Ni}{Nt} \right) \quad (5)$$

Avec N_i = nombre de prélèvements contenant l'espèce i ; N_t = nombre total de prélèvements effectués.

La classification suivante est faite selon la valeur de F (Dajoz, 2000) :

- taxons constants = taxons présents dans plus de 50 % des échantillons ;
- taxons accessoires = taxons présents dans 25 à 50 % des échantillons ;
- taxons accidentels = taxons présents dans moins de 25 % des échantillons.

II.2.7. Analyses statistiques des données

II.2.7.1. Analyses univariées

Les tests (ANOVA et de HSD de Tukey) ont permis de tester la variance des paramètres physiques et chimiques entre les différentes structures d'élevage. Ces tests sont significatifs

pour une valeur de la probabilité inférieure à 0,05 ($p < 0,05$). Le logiciel R a été utilisé pour cette analyse.

II.2.7.2. Analyses multivariées

Les corrélations entre l'abondance relative des taxons récoltés dans les structures d'élevages (contribution > 5 p.c.) et 6 paramètres environnementaux (température, transparence, pH, conductivité, nitrates, orthophosphates) ont été analysées à partir du programme CANOCO (Canonical Community Ordination version 4.5) proposé par Ter Braak & Smilauer (2002). Les différents résultats sont présentés sous forme de diagramme où les flèches représentent les positions des variables environnementales. L'importance de la variable environnementale dans l'ordination est traduite par la longueur de la flèche, la direction montrant sa corrélation aux axes principaux et l'angle entre les flèches indiquant la corrélation entre ces variables. L'emplacement des espèces par rapport aux flèches met en évidence les préférences environnementales de chaque espèce (Ter Braak, 1987).

**TROISIEME PARTIE : RESULTATS ET
DISCUSSION**

III.1. Résultats

III.1.1. Caractéristiques physico-chimiques des étangs rizipiscicoles

III.1.1.1. la température spatiale de l'eau

La température enregistrée aux différentes structures d'élevage retenues de la ferme de Bonoufla est présentée par la (Figure 10). La température la plus basse (15,2 °C) a été enregistrée dans l'étang avec apport de sous-produits combinés (RPC) tandis que la valeur la plus élevée (59,99 °C) a été obtenue au niveau du point B2 du barrage. Les températures observées dans les étangs rizipiscicoles sont significativement faibles et différentes de celles obtenues dans le barrage (ANOVA 1, $p = 0,000$). Mais, elles ne varient pas significativement d'un étang rizipiscicole à l'autre (Test HSD de Tukey, $p > 0,05$).

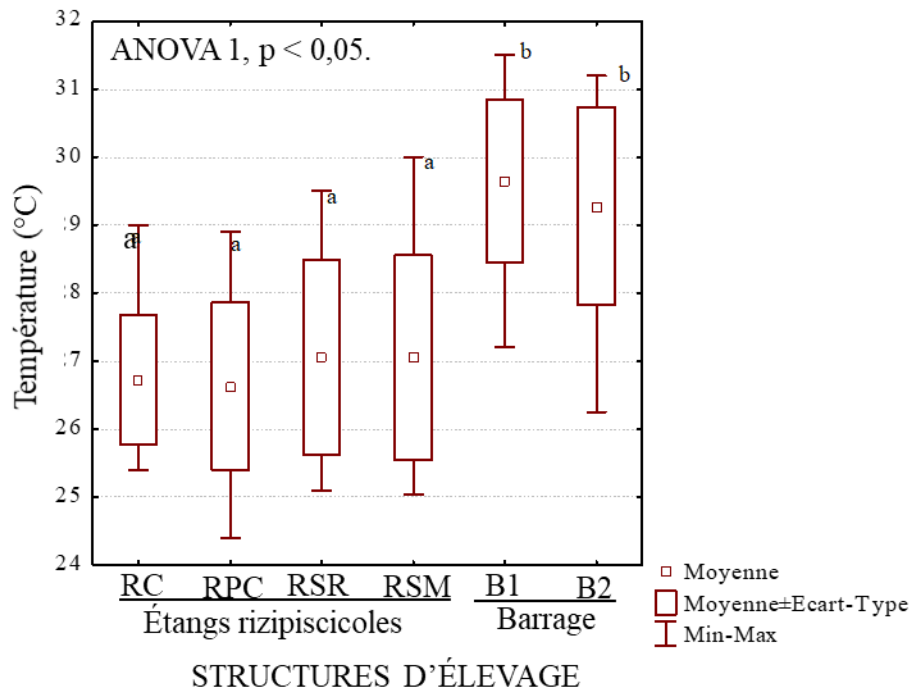


Figure 10 : la température de l'eau dans les structures d'élevage

Les lettres a, b, indiquent les différences observées au niveau des stations ; les stations ayant les mêmes lettres ne présentent pas de variations significatives selon les tests ANOVA 1, et HSD de Tukey au seuil de significativité de 0,05.

III.1.1.2. pH de l'eau

La figure 11 présente le pH obtenu selon les différentes structures d'élevage de la ferme. Dans l'ensemble, ce paramètre varie entre 4,2 dans l'étang rizipiscicole avec apport de sous-

produits combinés (RPC) et 7,2 dans les deux points du barrage. Le pH observé dans l'étang rizipiscicole ayant reçu les sous-produits agricoles est plus faibles et diffère significativement de celles des autres structures d'élevage (ANOVA 1, $p < 0,05$). Le pH obtenu dans les autres structures d'élevages ne varie pas significativement (Test HSD de Tukey, $P > 0,05$).

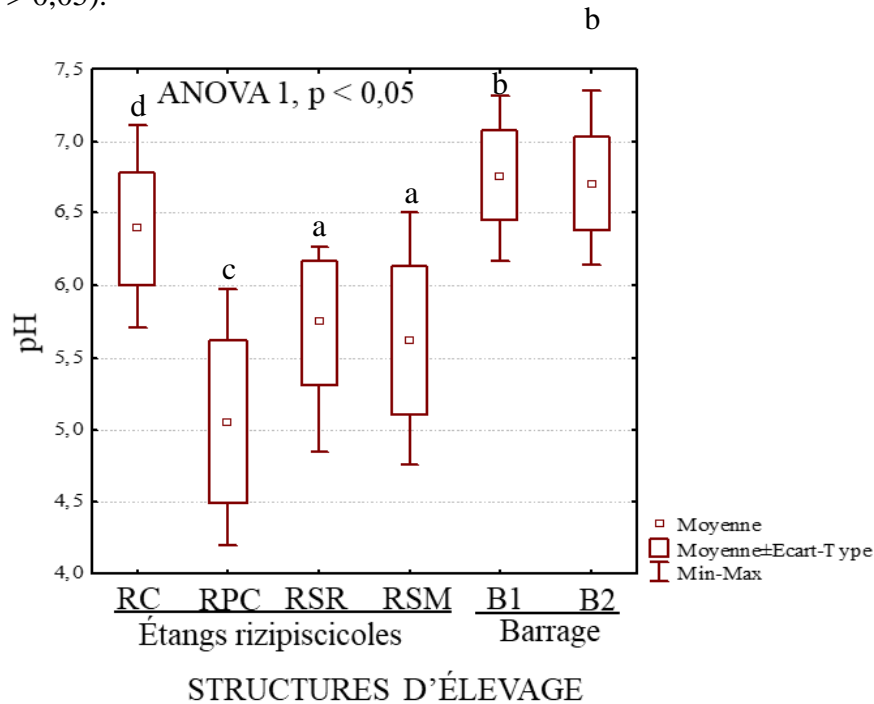


Figure 11 : Variations spatiales du pH des structures d'élevage

Les lettres a, b, c, d indiquent les différences observées au niveau des stations ; les stations ayant les mêmes lettres ne présentent pas de variations significatives selon les tests ANOVA 1, et HSD de Tukey au seuil de significativité de 0,05.

III.1.1.3. La conductivité spatiales de l'eau

La conductivité des différentes structures d'élevage illustrée par la figure 10 montre que dans l'ensemble, la conductivité varie entre 82,5 $\mu\text{S}/\text{cm}$ au point B1 du barrage à 299,5 $\mu\text{S}/\text{cm}$ dans l'étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés (RPC) (Figure 12). Les conductivités obtenues dans les étangs rizipiscicoles sont significativement élevés et différentes de celle obtenues dans le barrage. Les valeurs de la conductivité diffèrent significatives d'une station à l'autre (Test HSD de Tukey, $P > 0,05$).

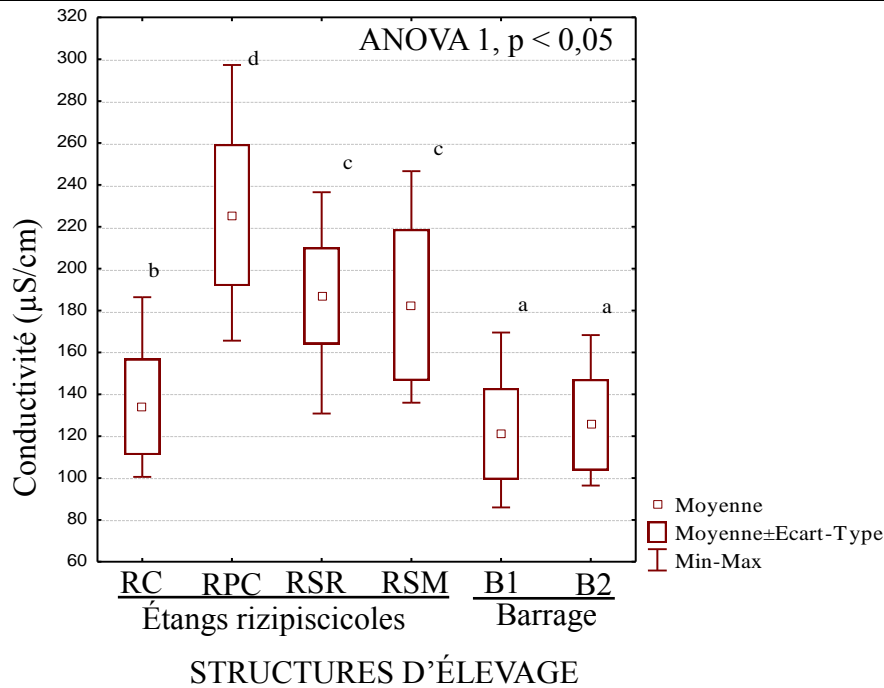


Figure 12 : La conductivité spatiale de l'eau

Les lettres a, b, c, d indiquent les différences observées au niveau des structures d'élevage ; les structures ayant les mêmes lettres ne présentent pas de variations significatives selon les tests ANOVA 1, et HSD de Tukey au seuil de significativité de 0,05.

III.1.1.4. La Transparence spatiales de l'eau

La figure 13 fait état de la transparence mesurée aux différentes structures d'élevage. Les valeurs pour ce paramètre sont légèrement plus faibles au niveau de l'étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés RPC (15,1 cm) et la valeur la plus élevée (59,9 cm) est obtenue au niveau du point B2 du barrage. La transparence de l'eau des étangs rizipiscicoles où les poissons sont nourris est significativement plus faible et différente de celles de l'étang non nourri et du barrage (ANOVA 1, $p < 0,05$). Mais, elles varient significativement d'un étang rizipiscicole à l'autre (Test HSD de Tukey, $P > 0,05$).

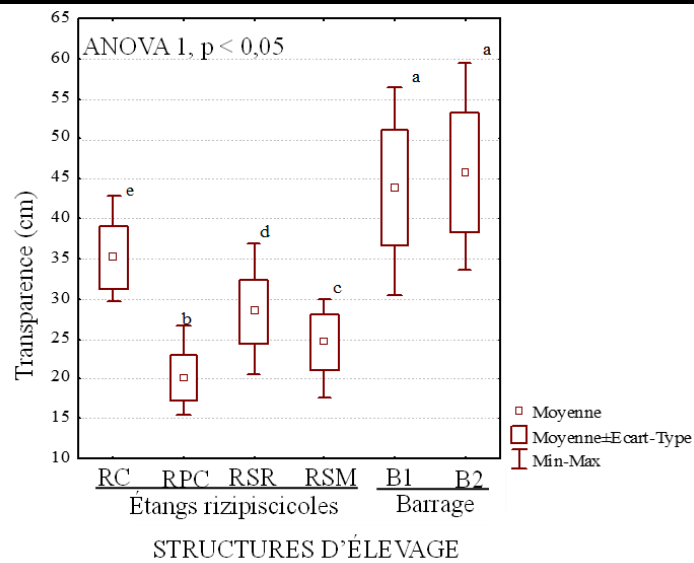


Figure 13 : La Transparence spatiale de l'eau

Les lettres a, b, c, d et e indiquent les différences observées au niveau des stations ; les stations ayant les mêmes lettres ne présentent pas de variations significatives selon les tests ANOVA 1, et HSD de Tukey au seuil de significativité de 0,05.

III.1.1.5. l'Oxygène dissous de l'eau

L'oxygène dissous de l'eau des structures d'élevages est illustré par la (Figure 14). Cette figure indique que la plus faible valeur d'oxygène dissous de (2mg/L) est enregistrée dans l'étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés RPC tandis que la valeur la plus élevée (6,5 mg/L) a été obtenue au niveau du point B2 du barrage. L'oxygène dissous observées dans les étangs rizipiscicoles sont significativement faibles et différentes de celles obtenues dans le barrage (ANOVA 1, $p = 0,000$). Mais, elles ne varient pas significativement d'un étang rizipiscicole à l'autre (Test HSD de Tukey, $p > 0,05$).

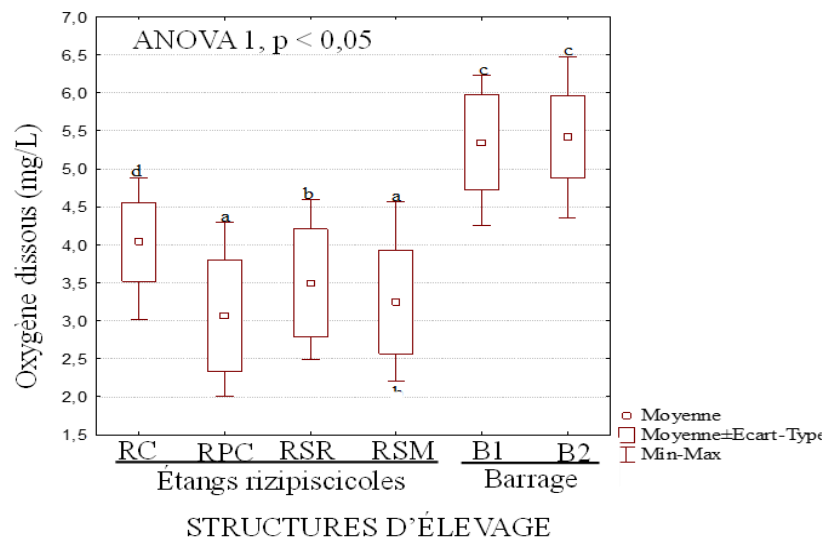


Figure 14 : Oxygène dissous de l'eau

Les lettres a, b, c, d, indiquent les différences observées au niveau des stations ; les stations ayant les mêmes lettres ne présentent pas de variations significatives selon les tests ANOVA 1, et HSD de Tukey au seuil de significativité de 0,05.

III.1.1.6. La teneur en nitrate de l'eau

La figure 15 présente les fluctuations des nitrates au niveau des différentes structures d'élevage. De façon générale, la forte teneur en nitrate de 2,4 mg/L est notée au niveau de l'étang Etangs rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés (RPC), tandis que la faible concentration de (0,19 mg/L) est rencontrée dans le point B1 du. La Teneur en nitrate de l'eau des étangs rizipiscicoles où les poissons sont nourris est significativement plus élevée et différente de celle de l'étang non nourrir et du barrage (ANOVA 1, $p < 0,05$). Mais, elles varient significativement d'une structure d'élevage à l'autre (Test HSD de Tukey, $P > 0,05$).

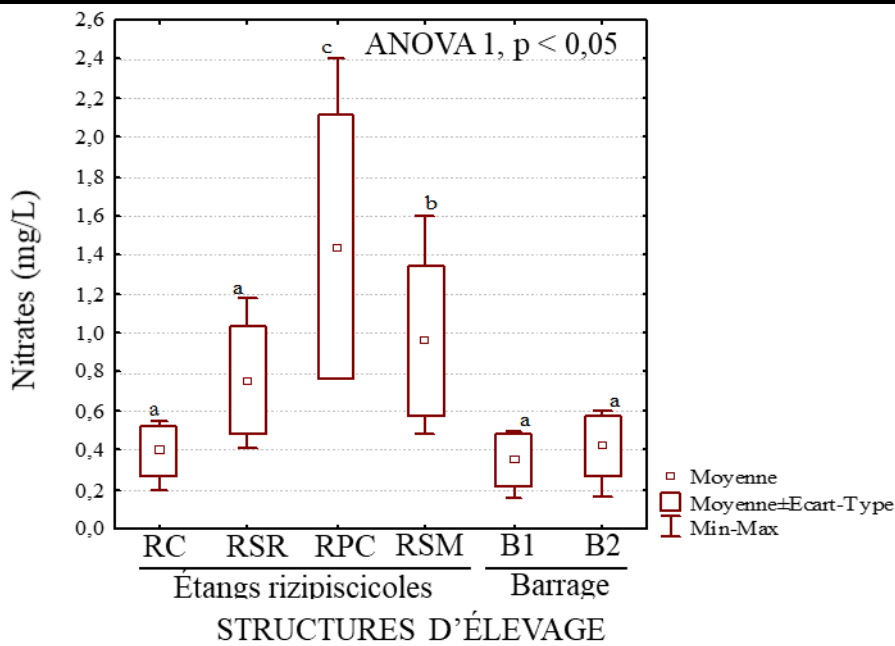


Figure 15 : La teneur en nitrate de l'eau

Les lettres a, b, indiquent les différences observées au niveau des stations ; les stations ayant les mêmes lettres ne présentent pas de variations significatives selon les tests ANOVA 1, et HSD de Tukey au seuil de significativité de 0,05.

III.1.1.7. la teneur en ortho phosphate de l'eau

La figure 16 présente les concentrations en orthophosphates des structures d'élevages. Sur la ferme piscicole, les valeurs de ce sel nutritif sont comprises entre 0,35 mg. L-1 et 1,4 mg. L-1. La plus faible valeur de la teneur en orthophosphate de (0,35 mg/L) est enregistrée dans l'étang ne contenant pas d'aliment (RC) tandis que la valeur la plus élevée (1,4 mg/L) a été obtenue au niveau du point B2 du barrage. La teneur en orthophosphates observée dans les étangs rizipiscicoles est significativement faible et différente de celle obtenue dans le barrage (ANOVA 1, $p = 0,000$). Mais, elles ne varient pas significativement d'un étang rizipiscicole à l'autre (Test HSD de Tukey, $p > 0,05$).

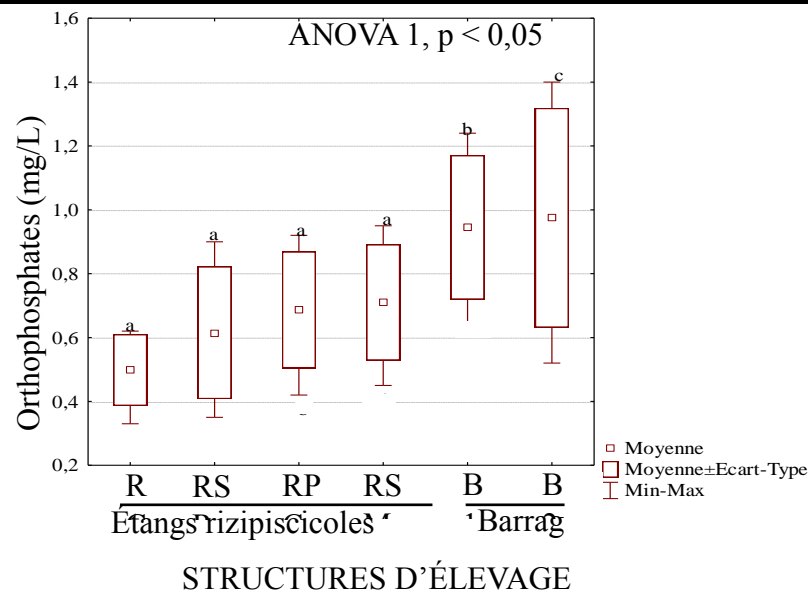


Figure 16 : Teneur en ortho phosphate des structures d'élevage

Les lettres a, b, c, indiquent les différences observées au niveau des stations ; les stations ayant les mêmes lettres ne présentent pas de variations significatives selon les tests ANOVA 1, et HSD de Tukey au seuil de significativité de 0,05.

III.1.2. Structure des communautés de zooplancton

III.1.2.1. Compositions taxonomiques

Les communautés zooplanctoniques dans les structures d'élevage comprennent 127 taxons repartis en 19 familles (Tableau 2). Le groupe des Rotifère avec 75 taxons (62,99 %) est le plus diversifié suivis des autres organismes zooplanctoniques représentés par 20 taxons (15,48 %), des Cladocères comprenant 14 taxons (11,02 %) et de celui des Copépodes comprenant 13 taxons (10,23 %). Au niveau des familles recensées, les *Anuraeopsidae* (18 taxons) sont les plus nombreux. Ils sont suivis de la famille des Trichocercidae (12 taxons). Les familles les moins représentées sont celles des Ituridae et Colurellida avec 1 taxon chacun. L'ordre le plus diversifié est celui des Ploimida 35 taxons comprenant (74,46 %) du total des espèces. Cet ordre est suivi par l'ordre des *Cyclopoida* 8 taxons (17,02 %). Le dernier ordre *Daphniida* est caractérisé par 4 taxons soit (8,51 %) du total des espèces.

La répartition des taxons en fonction des structures d'élevages montre que les espèces : *Anuraeopsis fissa*, *Brachionus Angularis*, *Dileptus* et *Brachinus plicatilis* ont été observés dans les étangs et dans le barrage. Par contre, *Euglypha sp*, *Holasticha sp* et *Lecane rhenana hauer* n'ont été rencontrés que sur le point B2 du barrage. Concernant le nombre de

taxons par structure d'élevage, les étangs piscicoles ayant reçu les aliments combinés renferment les plus grandes valeurs de richesses taxonomiques. L'étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés (115 taxons), l'étang rizipiscicole avec apport de son de maïs (113 taxons), l'étang rizipiscicole avec apport de son de riz (100 taxons) contrairement aux étangs n'ayant pas reçu d'aliments exogènes, RC (90 taxons) et les deux points du barrage où la richesse est de (65 et 70) taxons. Dans l'ensemble, les taxons accidentels dominent la richesse zooplanctonique à toutes les structures d'élevages avec 60 % de taxons. Ce sont les plus diversifiés. Ils sont suivis des taxons constants avec des fréquences d'occurrence de (23,5). Quant aux taxons accessoires, ils enregistrent les plus faibles proportions à tous les points d'échantillonnages (16,5 %).

Tableau II : Liste des taxons zooplanctoniques de la ferme rizipiscicole de Bonoufla

Taxons	Code	F	STRUCTUTRES D'ELEVAGE					
			SA	AA	SM	SR	B1	B2
ROTIFERES (62, ;1 %)								
Anuraeopsidae								
<i>Anuraeopsis coelata</i>	Anco	**	-	+	+	+	-	-
<i>Anuraeopsis fissa</i>	Anfi	***	+	+	+	+	+	+
<i>Anuraeopsis fissa urawensis</i>	Anfu		-	-	*	-	-	-
<i>Anuraeopsis lauterborn</i>	Anla	**	+	+	+	+	+	+
<i>Anuraeopsis navicula</i>	Anna	**	+	-	+	-	+	-
<i>Anuraeopsis sp</i>	Ansp	**	+	-	+	+	-	-
<i>Anuraeopsis fissa beauchampi</i>	Anfb	**	+	-	+	-	-	-
<i>Anuraeopsis fissa pseudonavicula</i>	Anfs	*	-	+	+	+	-	-
Asplanchnidae								
<i>Asplanchna brightwelli</i>	Asbr	*	-	+	-	+	+	-
<i>Asplanchna girondi</i>	Asgi	**	-	+	*	*	-	-
<i>Asplanchna inducel</i>	Asin	*	+	-	-	+	-	-

Tableau II suite								
Taxons	Codes	F	STRUCTURES D'ELEVAGE					
			SA	AA	SM	SR	B1	B2
<i>Asplanchna intermedia</i>	Asin	*	-	-	-	-	+	-
<i>Asplanchna priodonta</i>	Aspr	**	+	-	+	+	+	-
<i>Asplanchna sieboldi</i>	Assi	*	-	-	+	-	+	-
<i>Asplanchna sp</i>	Assp	**	+	+	+	+	+	-
<i>Bdelloids sp</i>	Bdsp	*	+	+	-	+	-	-
Brachionidae								
<i>Brachionus angularis</i>	Bran	**	+	+	+	+	+	+
<i>Brachionus calyciflorus</i>	Brca	*	-	+	-	-	-	-
<i>Brachionus falcatus</i>	Brfa	**	+	-	+	+	-	-
<i>Brachionus forficula</i>	Brfo	*	-	+	-	-	-	-
<i>Brachionus genus</i>	Brur	**	+	-	-	+	+	-
<i>Brachionus plicatilis</i>	Brpl	**	+	+	+	+	+	+
<i>Brachionus quadridentatus</i>	Brqu	*	+	+	+	-	-	-
<i>Brachionus sericus</i>	Brse	*	-	+	+	-	-	-
<i>Brachionus sp</i>	Brsp	**	+	+	+	+	+	+
<i>Brachionus zahneri</i>	Brza	*	+	-	-	-	-	-
Colurellidae								
<i>Colurella geophila</i>	Coge	*	-	+	-	-	-	-
<i>Eosphoras anthadis</i>	Eoan	*	+	-	+	-	-	-
<i>Eosphoras melandocus</i>	Eome	*	-	-	+	-	-	-
<i>Eurotatoria ploima</i>	Eupl	**	+	+	+	+	-	-
Filiniidae								
<i>Filinia longiseta</i>	Filo	*	-	+	-	+	+	-
<i>Filinia sp</i>	Fisp	*	-	+	-	+	+	-
<i>Filinia species</i>	Fisp	*	-	+	-	-	-	-
<i>Filinia terminalis</i>	Fite	*	-	+	-	-	-	-
Habrotrichidae								
<i>Habrotricha bidens</i>	Habi	*	-	-	-	+	-	-
<i>Habrotricha sp</i>	Hasp	*	+	-	+	-	-	+
Ituridae								
<i>Itura viridis</i>	Itvi	*	-	-	-	+	-	-
<i>Keratella quadrata</i>	Kequ	*	-	+	-	-	-	-
Lecanidae								
<i>Lecane aculeata</i>	Leac	*	+	-	-	-	+	-
<i>Lecane batillifer</i>	Leba	*	+	-	-	-	-	-
<i>Lecane bulla</i>	Lecu	**	+	-	+	+	-	+
<i>Lecane copeis</i>	Leco	*	-	+	-	-	-	-
<i>Lecane cornuta</i>	Leco	*	+	-	-	-	-	-
<i>Lecane decipiens</i>	Lede	*	-	+	-	-	-	-

<i>Lecane inopinata</i>	Lein	*	-	+	-	-	-	-
Tableau II suite								
Taxons	Codes	F	STRUCTURES D'ELEVAGE					
			SA	AA	SM	SR	B1	B2
<i>Lecane leontina</i>	Lele	*	-	+	-	-	+	-
<i>Lecane luna</i>	Lelu	*	+	+	-	-	-	-
<i>Lecane lunaris</i>	Lelu	**	+	+	+	-	-	-
<i>Lecane niwati</i>	Leni	*	-	-	-	+	-	-
<i>Lecane quadridentata</i>	Lequ	*	-	+	+	-	-	-
<i>Lecane rhenana hauer</i>	Lera	*	-	+	+	-	-	+
<i>Lecane rugosa harring</i>	Lerh	*	-	-	-	-	-	+
<i>Lecane sp</i>	lesp	**	+	+	+	+	+	-
<i>Lecane undulata</i>	Leun	*	+	-	-	-	-	-
Lepadellidae								
<i>Lepadella elliptica</i>	Leel	*	-	-	+	-	-	-
<i>Lepadella sp</i>	Lesp	**	+	+	+	+	-	-
<i>Lepadella tribamyers</i>	Letr	*	+	-	-	+	-	-
<i>Lepadella vandenbrandei gillard</i>	Levg	*	+	-	+	-	-	-
<i>Lepadella voigti</i>	Levo	*	+	+	+	-	-	-
<i>Macrotrahela sp</i>	Masp	**	+	+	+	+	-	-
<i>Monommata actrices</i>	Moac	*	-	+	+	-	-	-
Synchaetidae								
<i>Polyarthra euryptera</i>	Poeu	*	+	+	+	-	+	-
<i>Polyarthra indica</i>	Poin	**	+	+	+	+	+	-
<i>Polyarthra luminosa</i>	Polu	**	+	+	+	+	+	+
<i>Polyarthra remata</i>	Pore	**	+	+	+	+	+	-
<i>Polyarthra vulgaris</i>	Povu	**	+	+	+	+	-	-
Testudinellidae								
<i>Testudinella caeca</i>	Teca	*	-	-	+	-	-	-
<i>Testudinella patina</i>	Tepa	*	+	-	-	-	-	-
<i>Testudinella sp</i>	Tesp	*	+	-	-	+	-	-
<i>Trichocerca bicristata</i>	Trbi	*	-	+	-	-	+	-
<i>Trichocerca bicuspes</i>	Trbi	**	+	+	+	+	+	-
<i>Trichocerca bidens</i>	Trbi	*	+	+	-	+	+	-
<i>Trichocerca capucina</i>	Trca	*	+	+	+	+	-	-
<i>Trichocerca elongata</i>	Trel	**	+	+	+	+	-	-
<i>Trichocerca gracilis</i>	Trgr	*	-	-	+	-	-	-
<i>Trichocerca mus hauer</i>	Trmh	**	+	+	+	+	-	-
<i>Trichocerca pusilla</i>	Trpu	**	-	+	+	+	-	-
<i>Trichocerca similis</i>	Trsi	***	+	+	+		+	-
<i>Trichocerca sp</i>	Trsp	**	+	+	+	+	-	-
<i>Trichocerca uncinata</i>	Trun	**	+	+	+	+	*	-
CLADOCERES (10,85%)								

Bosminidae

Tableau II suite								
Taxons	Codes	F	STRUCTURES D'ELEVAGE					
			SA	AA	SM	SR	B1	B2
<i>Bosmina genus</i>	Boge	*	+	+	+	-	-	-
<i>Bosmina longirostris</i>	Bolo	*	+	-	+	-	-	-
<i>Camptocercus sp</i>	Casp	*	+	-	-	-	-	-
<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	Ceco	*	-	-	-	+	-	-

Chydoridae

<i>Chydorus ovalis</i>	Chov	*	+	+	-	+	-	-
<i>Chydorus sp</i>	Chsp	*	+	+	-	-	-	-
<i>Chydorus spaericus</i>	Chsp	*	+	-	+	-	-	-

Daphniidae

<i>Daphnia magna</i>	Dama	*	-	-	+	-	-	-
----------------------	------	---	---	---	---	---	---	---

Sidiidae

<i>Diaphanosoma brachyurus</i>	Dibr	*	+	-	+	+	-	-
<i>Diaphanosoma sp</i>	Disp	*	-	+	-	-	-	-

Moinidae

<i>Moina macrocopa</i>	Moma	*	-	-	+	+	-	+
<i>Moina micrura</i>	Momi	*	+	+	+	+	-	-
<i>Moina sp</i>	Mosp	*	+	+	-	+	-	-
<i>Monostyla decipiens</i>	Mode	*	+	+	-	-	-	-

COPEPODES (10,08 %)**Cyclopoidae**

<i>Centropyxis aculeata</i>	Ceac	*	+	-	-	-	-	+
<i>Centropyxis discoides</i>	Cedi	*	-	-	-	-	-	+
<i>Centropyxis silvatica</i>	Cesi	*	-	+	-	-	-	-
<i>Cyclops bicuspidatus</i>	Cybi	*	+	+	-	-	-	-
<i>Cyclops strenuus</i>	Cyst	*	+	-	-	-	-	-
<i>Diacyclops thomasi</i>	Dith	**	+	+	+	+	-	-
<i>Mesocyclops leucharti</i>	Mele	*	+	+	+	+	-	-
<i>Nauplius sp</i>	Nasp	***	+	+	+	+	+	-
<i>Sinodiaptomus indicus</i>	Siin	*	++	-	-	+	-	-
<i>Thermocyclops consimili</i>	Thco	*	-	+	-	-	-	-
<i>Thermocyclops hyalinus</i>	Thhy	*	-	+	-	-	+	-
<i>Thermocyclops sp</i>	Thsp	*	-	+	-	+	-	-
<i>Thermocyclops inversus</i>	Thin	*	+	+	-	+	-	-

AUTRES (16,72 %)

<i>Arcella artocrea</i>	Arar	*	-	-	+	-	-	-
<i>Arcella conica</i>	Arco	*	-	-	-	+	-	-
<i>Arcella dentata</i>	Arde	*	-	+	-	-	-	-
<i>Arcella vulgaris</i>	Arvu	*	-	-	-	+	-	-
<i>Arcella sp</i>	Arsp	***	+	+	+	+	+	+

<i>Blepharisma SP</i>	Blsp	*	+	-	-	+	-	-
Tableau II suite et fin								
Taxons	Codes	F	STRUCTURES D'ELEVAGE					
			SA	AA	SM	SR	B1	B2
<i>Cephalodella asorcia</i>	Ceas	*	-	+	-	+	-	-
<i>Cupelopagis vorax</i>	Cuvo	*	+	-	+	+	-	-
<i>Cypretta fontinalis</i>	Cyfo	*	-	-	-	+	-	-
<i>Cypris protubera</i>	Cypr	**	+	-	+	+	-	-
<i>Dileptus SP</i>	Disp	**	+	+	+	+	+	+
<i>Dipleuchla nispropatula</i>	Dini	*	-	-	-	-	+	-
<i>Euglypha compressa</i>	Euco	**	+	+	+	+	-	-
<i>Euglypha sp</i>	Eusp	*	-	-	-	-	-	+
<i>Euglypha stigosa</i>	Eust	*	+	-	+	+	-	-
<i>Hesperodiptomus fracisca</i>	Hefr	*	+	-	+	-	-	-
<i>Heterocypris dentadomargi natus</i>	Hedn	*	-	-	-	-	-	+
<i>Holasticha SP</i>	Hosp	*	+	-	+	-	-	+
<i>Paramecium SP</i>	Pasp	**	+	+	+	+	-	-
<i>Resticula nyssa</i>	Reny	*	-	-	+	-	-	-
Richesse spécifique	125	90	115	113	100	65	70	

Eau (RC= étang rizipiscicole sans apport d'aliment ; RSR= étang rizipiscicole avec apport de son de riz ; RPC= étang rizipiscicole avec apport de sous-produit combinés ; RSM= étang rizipiscicole avec apport de son de maïs ; B1 et B2= point du barrage ; *= taxon accidentel ; **= taxon accessoire ; ***= taxon constant).

III.1.2.2. Abondance des communautés zooplanctoniques

La figure 17 présente les densités totales des différents groupes zooplanctoniques. Dans l'ensemble, la densité totale de la communauté zooplanctonique a oscillé entre 680,6 10⁶ ind/L dans l'étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés (RPC) et 257,65 10⁶ ind/L sur le point B2 du barrage. Elle a été plus élevée dans les étangs ayant reçu du son de maïs (RSM) et une combinaison de sous-produits (RPC) avec des valeurs respectives 550,5 10⁶ ind/L et 680,6 10⁶ ind/L. Alors qu'elle est moins représentée dans le barrage et l'étang rizipiscicole n'ayant pas reçu d'apport alimentaire (RC). Quant à la densité relative, elle montre que dans les étangs rizipiscicoles n'ayant pas reçu d'apport alimentaire et l'étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, les familles *Anuraeopsidaes* sont respectivement les plus prédominantes. La famille des *Anuraeopsidaes* et *Brachionidaes* Quant à eux prédominent la densité du zooplancton des autres structures d'élevage (Figure 18).

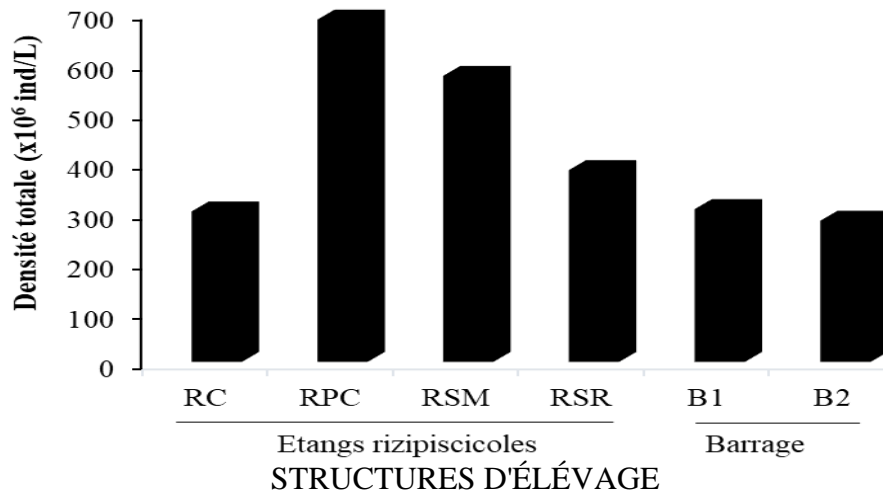


Figure 17 : Densité absolue de zooplancton dans les structures d'élevage

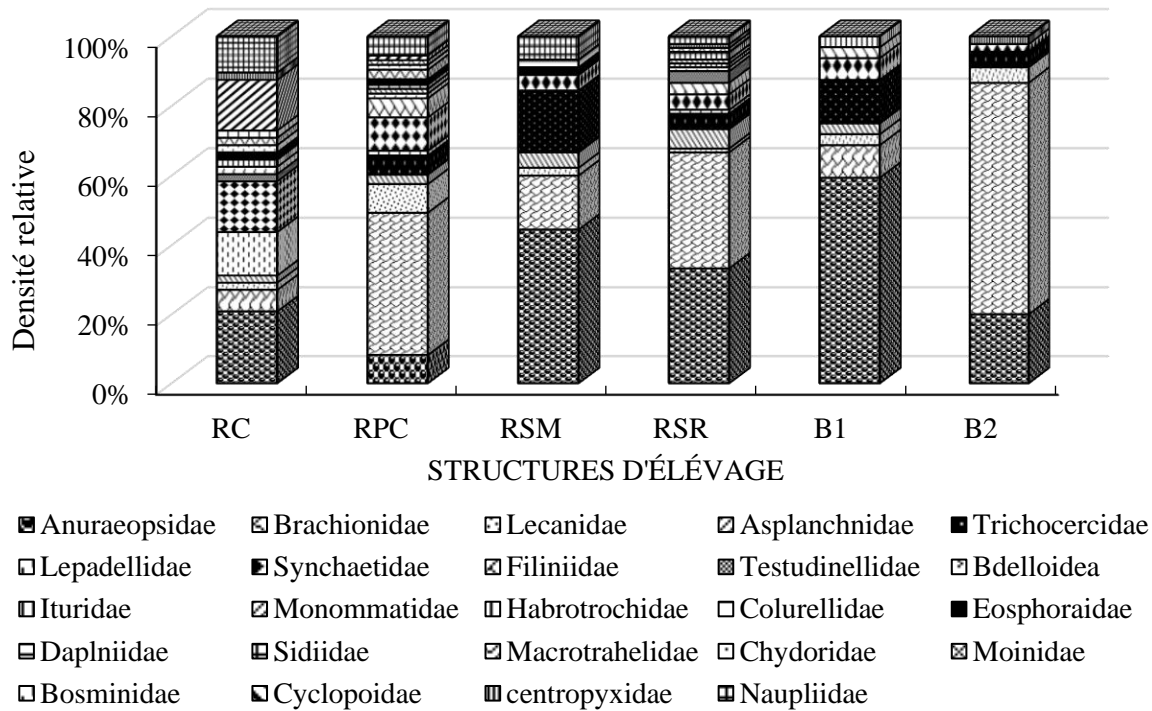


Figure 18 : Densité relative des familles de zooplanctons dans les structures d'élevage

III.1.2.3. Diversité et composition taxonomique de la similarité du peuplement

Les figures 19A et 19B présentent les indices de diversité de Shannon et d'équitabilité des communautés zooplanctonique. Dans l'ensemble, la diversité de Shannon (Figure 17A) a augmenté entre 2,0 du point (B2) du barrage à 3,4 bit/cels dans l'étang rizipiscicole avec

apport de sous-produits combinés (RPC). Concernant l'indice d'équitabilité de Jaccard relative aux différentes structures d'élevages, il a oscillé entre 0,65 au point B1 du barrage et 0,96 dans l'étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés (Figure 17B). Ces indices ont été plus élevés dans les étangs rizipiscicoles alors qu'ils ont été plus faibles au niveau du barrage. Statistiquement l'indice de Shannon et d'équitabilité ne varient pas significativement d'un milieu à l'autre (Test de Kruskal-Wallis, $p > 0,05$).

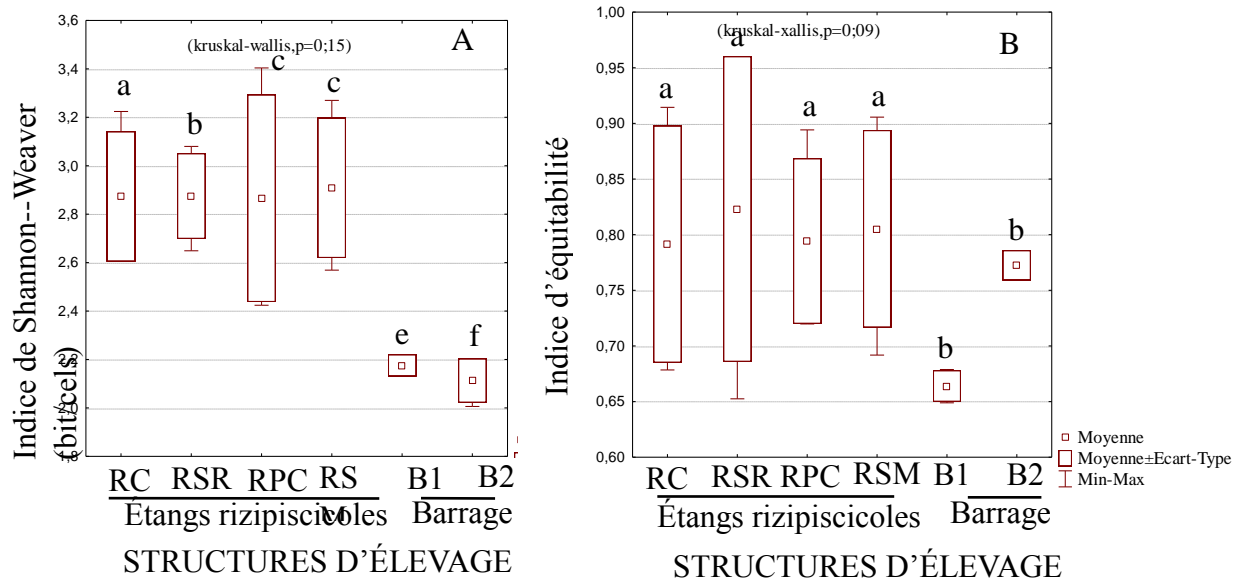


Figure 19 : Indices de diversité de Shannon et d'équitabilité de la communauté zooplanctonique de Bonoufla

III.1.3. Correlation entre les paramètres physico-chimiques et les communautés zooplanctoniques

Une analyse canonique des Redondances (RDA) a été utilisée pour mettre en évidence la corrélation entre le zooplancton et les paramètres physico-chimiques. Les deux premiers axes expriment 95,6 % de la variance totale. La figure 20 indique que le premier axe qui rend compte de 86,4 % de l'inertie totale est négativement à la conductivité. Suivant les deux premiers axes, aucun groupe complètement homogène n'a été trouvé. Les taxons zooplanctoniques, tels que Monommat (Apsp), Filinniid (Mepu), Brachion, sont fortement et négativement corrélés au variable conductivité. Le second axe qui exprime 9,2 % de la variance totale est caractérisé par des variables qui déterminent

Le second axe quant à lui rend compte de 9,2 % de l'inertie totale et est positivement corrélé au nitrate et à l'orthophosphate et négativement corrélé à la température, à l'oxygène dissous et à la transparence. Les taxons *Trichocercas*, *Annuraeopsis*, *Testudinela* et *Asplanchna* sont respectivement influencés positivement par le nitrate et l'orthophosphate. En revanche l'oxygène dissous (O_2), la température, le pH, influence négativement les *Bosmina*, les *Lepadella*, les *Cyclopse*, *Chydorus*.

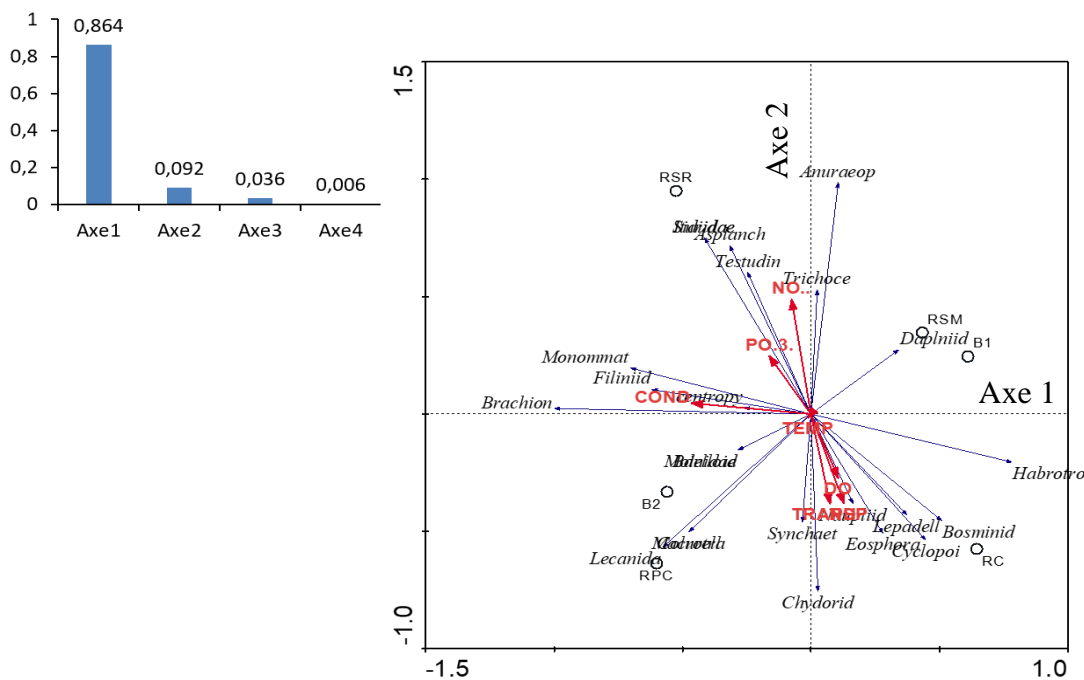


Figure 20 : Corrélation des paramètres abiotiques avec les taxons zooplanctoniques des milieux

III.2. Discussion

L'analyse des différents paramètres physico-chimiques (température, pH, DO, conductivité, transparence, nitrate et l'orthophosphate) mesurés dans les étangs et le barrage a montré une variation significative de ces paramètres entre les différentes structures d'élevage. Cette variation significative serait le fait de la contiguïté des stations donc à leurs expositions au même rayonnement solaire. Les valeurs de la température enregistrées dans les structures d'élevage oscillent de 24,2 °C à 31,5 °C. Cette gamme de température obtenue est caractéristique de celle des régions tropicales toujours chaude toute l'année. Ces résultats corroborent ceux de Bamba (2007) qui a observé une gamme de température similaire (26 à 27 °C) dans les structures d'élevage de Blondéy caractéristique des régions tropicales

Le pH quant à lui, a des valeurs comprises entre 4,38 à 7,48, avec une tendance beaucoup plus acide dans les étangs rizipiscicoles pourvus d'aliments. Cette relative acidité observée dans ces étangs avec les sous-produits, serait le fait de la dégradation de la matière organique issue non seulement des aliments distribués et non ingérés par les poissons, mais aussi des intrants organiques entraînés dans les étangs par les eaux de ruissellement en provenance des plantations de café, de cacao et anacarde. Selon Lévêque (1990), l'acidité des milieux d'élevage est influencée par l'occupation du bassin versant. En effet, la minéralisation de cette matière organique accumulée dans les étangs par les microorganismes fournit du dioxyde de carbone (CO₂) qui réduit le pH dans ces structures (à ajouter l'auteur)

Les valeurs minimales d'oxygène dissous ont été obtenues dans les étangs ayant reçu les aliments exogènes. Ces faibles concentrations d'oxygène dissous dans ces étangs pourraient être dues à la décomposition des matières organiques accumulées dans les structures d'élevage par les microorganismes. Au cours de la minéralisation, ces microorganismes consomment l'oxygène dissous d'où la faible teneur de ce paramètre dans les étangs recevant les sous-produits combinés. Les valeurs faibles d'oxygène dissous observées dans les structures d'élevage, pourraient s'expliquer par la mesure de ce paramètre en début de matinée. Selon (Efole-Ewoukem, 2011), la forte consommation d'oxygène dissous par les organismes aquatiques (phytoplancton, zooplancton, invertébrés et des poissons) pendant la nuit explique en général les faibles valeurs de ce paramètre en début de matinée. De même que l'oxygène dissous, les valeurs minimales de transparence ont été enregistrées dans les étangs ayant reçu les aliments combinés. La transparence dans les étangs alimentés est remarquablement plus faible que dans les autres structures d'élevage. Cette faible transparence serait le fait de l'abondance du phytoplancton dans les étangs due à l'enrichissement de ces milieux en sels nutritifs issus du processus de décomposition et de minéralisation des aliments non consommés par les microorganismes (bactéries et champignons) (Schlumberger, 2002). A l'inverse, la conductivité est significativement élevée dans les étangs recevant les aliments combinés. Cette conductivité plus forte dans les étangs nourris artificiellement pourrait être liée à la forte activité de minéralisation due à la disponibilité de la matière organique issue de l'aliment artificiel non consommé. En effet, en milieu non oxygéné, l'activité de minéralisation par les microorganismes décomposeurs est accélérée mettant à disposition un taux élevé de sels nutritifs qui enrichissent également le milieu en solides dissous d'où la forte conductivité. Les teneurs en sels nutritifs (nitrate et

orthophosphate) des stations d'étangs ayant reçu l'aliment exogène sont significativement plus élevées que celles obtenues dans les autres stations. Les fortes valeurs de ces paramètres enregistrées dans les étangs alimentés proviendraient de la minéralisation des restes d'aliments non consommés par les poissons tel que mentionné par Yapo et al. (2014) dans fermes piscicoles au sud-est de la Côte d'Ivoire.

Dans la ferme piscicole de Bonoufla, 127 taxons zooplanctoniques ont été récoltés. Le nombre de taxons identifiés au cours de cette étude, est relativement supérieur à ceux enregistrés dans les eaux des bas-fonds à Gagnoa (Côte d'Ivoire) (31 taxons) (Yté *et al.*, 2009) et au Bénin dans les étangs d'aquaculture traditionnelle du fleuve Delta (30 taxons) (Elegbe *et al.*, 2016). Cette variation de richesse taxonomique pourrait s'expliquer par la différence de la surface d'échantillonnage. En effet, la surface de nos milieux échantillonnés est comprise entre 200 m² et un hectare d'étangs. Alors que celle de Yté *et al.* (2009) et Elegbe *et al.* (2016) sont respectivement 400 m² et 72 m². Ces résultats corroborent ceux d'Elegbe *et al.* (2016) dans les étangs d'aquaculture traditionnelle du fleuve Delta au Bénin. Par ailleurs, la composition taxonomique du zooplancton est dominée par les Rotifères. Cette forte diversité des Rotifères s'expliquerait par la situation géographique et la nature de l'hydrosystème. En effet, dans les régions tropicales, les écosystèmes lacustres présentent une grande diversité de Rotifères. Ces mêmes observations ont été faites par plusieurs auteurs (Aka *et al.*, 2001 ; Kâ *et al.*, 2006 ; Ouéda *et al.*, 2007).

Dans l'ensemble, les étangs ayant reçu l'aliment combiné : étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, étangs rizipiscicole avec apport de son de maïs, étangs rizipiscicoles avec de son de riz (RPC, RSM, RSR) enregistrent les plus grands nombres de taxons comparés à l'étang sans aliment RC (90 taxons). Cette différence serait liée à l'abondance du phytoplancton dans les étangs recevant l'aliment exogène.

Les proportions de taxons constants sont plus élevées dans les étangs piscicoles ayant reçu les aliments combinés que dans les autres structures d'élevages. Ces structures d'élevages offriraient de meilleures conditions de vie aux organismes zooplanctoniques.

Concernant l'indice de diversité Shannon-Weaver, il est significativement plus élevé dans les étangs soumis aux aliments combinés qu'à l'étang sans aliment. Ce résultat résulterait des valeurs élevées des paramètres physico-chimiques liés à la minéralisation (conductivité, nitrates et orthophosphates) dans les étangs nourris. En effet, les fortes teneurs de ces

paramètres favoriseraient le développement de substances nutritives pour le zooplancton d'où leur prolifération. En ce qui concerne l'équitabilité, elle est dans l'ensemble élevée à toutes les structures élevages. Le peuplement zooplanctonique semble être bien organisé, stable et équilibré sur l'ensemble. Des observations similaires ont été faites par Yté & Kouassi (1983) lors de l'analyse de la structure du zooplancton en Côte d'Ivoire. Les valeurs d'équitabilité (0,65 à 0,95) enregistrées sur la ferme piscicole de Bonoufla se situent dans la même gamme de variation que celles obtenues (0,74 à 0,83) par Yté *et al.* (2009) dans les eaux des bas-fonds à Ganoa, centre-ouest, Côte d'Ivoire.

L'analyse quantitative du zooplancton révèle que la densité zooplanctonique augmente avec l'apport d'aliments combinés. En effet, ces aliments enrichiraient les étangs en matières organiques qui pourraient mettre à disposition les nutriments par le phénomène de minéralisation. Ces nutriments agiraient indirectement (par le développement phytoplanctonique) sur la prolifération des taxons zooplanctoniques (Onana *et al.*, 2014). Ce résultat serait également le fait des valeurs élevées de conductivité et à la forte disponibilité de la ressource nutritive dans ces étangs. Selon Harris *et al.* (2000), la variation de l'abondance et de la structure des communautés zooplanctoniques sont très sensibles aux changements des conditions environnementales.

Nos travaux ont permis de montrer que la prolifération de certaines espèces est influencée de façon importante par la température, l'oxygène, le pH, la conductivité, la transparence, le nitrate et l'ot phosphate. L'influence de ces paramètres sur l'abondance de ces espèces permet de faire un rapprochement avec leur préférence écologique. Les taxons *Filinia longiseta*, *Monommata* sp, *Asplanchna* sp., *Lepadella voigti*, *Lecane luna.*, *Trichocerca similis* et *Brachionus angularis* sont les taxons dominants obtenus, parmi lesquels une espèce indicatrice de milieux eutrophe a été recensée. En effet, l'espèce telle que *Trichocerca similis* est une espèce indicatrice de milieu eutrophe d'après les travaux de Onana *et al.* (2014).

CONCLUSION

La présente étude a consisté à évaluer l'effet de l'apport d'aliment de sous-produits agricoles de tilapia *Oreochromis niloticus* sur la diversité des communautés Zooplanctonique dans les étangs rizipiscicoles de Bonoufla (Vavoua, centre-ouest de la Côte d'Ivoire). La caractérisation, des paramètres physico-chimiques, des eaux des étangs piscicoles ainsi que celle du barrage qui les alimente, révèle que les étangs ayant reçu l'aliment exogène (RSR, RSM, RPC) sont caractérisés par des valeurs élevées de conductivité, de nitrate et de phosphate mais aussi, par de faibles valeurs d'oxygène dissous et de transparence. Cependant, l'étang piscicoles n'ayant pas reçu d'aliment exogène (RC) et celle du B1 du barrage ont enregistré les valeurs élevées de transparence et d'oxygène dissous mais de très faibles valeurs de conductivité, de nitrate et de phosphate. Ces paramètres environnementaux varient significativement entre les structures d'élevages ayant reçu l'aliment exogène et celle n'ayant pas reçu d'aliment exogène et le barrage. A l'opposée, les paramètres tels que la température, le pH et le nitrate sont invariables d'une structure d'élevage à une autre.

L'analyse du peuplement zooplanctonique note 127 taxons récoltés appartenant à quatre groupes zooplanctoniques notamment les Rotifères (75 taxons), les Cladocères (13 taxons), les Copépodes (10 taxons) et Autres organismes (27 taxons). Concernant le nombre de taxons par structure d'élevage, le plus grand nombre de taxons (35 taxons) a été obtenu dans l'étang ayant reçu les aliments combinés RPC et le plus petit nombre (22 taxons) a été enregistré dans l'étang n'ayant pas reçu d'aliment exogène RC. La richesse taxonomique est significativement plus élevée dans structures d'élevages ayant reçu l'aliment exogène qu'aux autres milieux. Les Rotifères ont été le groupe zooplanctonique le plus diversifié avec au moins 60 % des taxons.

Nos résultats ont permis de voir l'effet de l'apport des sous-produits agricoles sur la diversité et la structure des communautés de zooplanctons en étang rizipiscicole, il serait encore plus intéressant :

- étendre l'étude en prenant en compte l'effet de la quantité des aliments sur la diversité zooplanctonique
- Poursuivre l'étude sur une période plus longue en prenant en compte les trois stades d'élevage du poisson.

Compte tenu de la nécessité du zooplancton pour le poisson, il sera important de faire leur culture.

REFERENCES

- Aka K.N.M., Pagano M., Cecchi P. & Corbin D. (2011). Cladocères des petits lacs de barrage du nord de la Côte d'Ivoire. Fiches techniques & document de vulgarisation, 1-6p.
- Aka M. (2003). Zooplancton des petits lacs de barrage du Nord et du Centre de la Côte d'Ivoire : communautés, biomasses, relations trophiques et impact de la prédation par les larves de Chaoborus et de poissons. Thèse unique, Université d'Abobo- Adjamé, (Abidjan, Côte d'Ivoire), 270 p.
- Aka M., Pagano M., Saint-Jean L., Arfi R., Bouvy M., Cecchi P., Corbin D. & Thomas S. (2001). Zooplankton variability in 49 shallow tropical reservoirs of Ivory Coast (West Africa). *International Review of Hydrobiology*, 85 : 491-504.
- Al Dilaimi A. (2009). Détermination de la ration lipidique alimentaire optimale chez les alevins du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*). Mémoire de Magister en Gestion de Ressources Aquatiques, Université d'Oran (Algérie), 78 p.
- Allen J.D. (1976). Life history patterns in zooplankton. *American Naturalist*, 110 : 165-180.
- Amblard C. & Pinel-Alloul B. (1995). Variations saisonnières et interannuelles du plancton
- Ara K. (2004). Temporal variability and production of the planktonic copepod community in the Cananea Lagoon estuarine system, Sao Paulo, Brazil. *Zoological Studies*, 43 : 179-186
- Azaza M.S., Mensi F., Imorou Toko I, Dhraief M.N., Abdelmouleh A., Brini B. & Kraïem M.M. (2006). Effets de l'incorporation de la nutrition chez les poissons. *INRA Production Animale*, 17(3) : 205-210.
- Balvay G. (2009). La biodiversité du zooplancton d'eau douce en Haute-Savoie et en France. *Archives des Sciences*, 62 : 87-100.
- Bamba Y., Doumbia L., Ouattara S., Ouattara A., Da Costa K.S. & Gourene G. (2015). Effet de l'incorporation de sous-produits de cacao et d'arachide dans l'alimentation du tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) élevé en bassin. *Afrique Science*, 11(5) : 172-183
- Bamba Y. (2007). Production en étang du tilapia *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) nourris avec des sous-produits agricoles sans adjonction de farine de poisson. Thèse de Doctorat, Université d'Abobo-Adjamé, Côte d'Ivoire, 155 p.
- Bamba Y., Ouattara A. & Gourene G. (2007). Production d'alevins de tilapia (*Oreochromis niloticus* L.1758) nourris avec des sous-produits agricoles, sans adjonction de farine de poisson, *Agronomie Africaine*, 19 (2) : 211-221.

- BNETD. (2004). Etude prospective pour la relance du secteur pêche et aquaculture en Côte d'Ivoire (période 1990- 2000). Rapport technique / Volet diagnostic., Abidjan, 149 p.
- Bony K.Y., Konan K.F., Edia O.E., Kouassi N.C., Diomandé D. & Ouattara A. (2013). Anatomie et stratégies de reproduction de *Indoplanorbis exustus* (Deshayes, 1834), un mollusque invasif d'eau douce en Côte d'Ivoire (Afrique de l'Ouest). *Journal of Applied Biosciences* 71 : 5742– 5752.
- Boise A.A., Raphael N.E., Céline S.K.N., Celstin A.B. & Gouli G.Bi. (2020). Peuplement zooplanctonique des étangs de prégrossissement de *Chrysichthys nigrodigitatus* (Lacépède, 1803) fertilisés avec trois aliments organiques composés des sous-produits agricoles récoltés en Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences*, 146 : 15016-15024.
- Brummett R.E. (2000). Food organism availability and resource partitioning in organically and inorganically fertilized *Tilapia rendalli* ponds. *Aquaculture*, 183 : 51-71.
- Châtelain C., Dao H., Gautier L. & Spichiger R. (2004). Forest Cover Changes in Côte d'Ivoire and Upper Guinea. In : (Poorter L., Bongers F., Kouamé F.N. & Hawthorne W.D. (eds), CABI publishing, Wallingford. 15-32.
- Chambord S., Maris T., Colas F., Van Engeland T., Sossou A.-C., Azémar F., Le Coz M., Cox T., Buisson L., Souissi S., Meire P. & Tackx M. (2016). Mesozooplankton affinities in a recovering freshwater estuary. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 177 : 47-59.
- Chemli A. (2017). Le zooplancton comme bioindicateur de l'état trophique et de l'intégrité écologique des lacs du Parc du Mont-Tremblant. Mémoire de maîtrise en sciences biologiques, Faculté des arts et des sciences, Université de Montréal, Canada, 111 p.
- Cnaani A. & Hulata G. (2011). Improving salinity tolerance in tilapias : Past experience and futurs prospects. *The Israeli Journal of Aquaculture*, 63 : 1–21.
- Dajoz R. (2000). Précis d'écologie. 7ème Edition. Dunod, Paris, 615 p.
- Djéné K.R. (2020). Diversité des macro-invertébrés et leur utilisation dans l'évaluation de la qualité écologique des écosystèmes aquatiques urbains de Daloa (Centre-Ouest, Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat en Hydrobiologie, Université Jean Lorougnon Guédé, Daloa (Côte d'Ivoire), 207 p.
- Dussart B. (1980). Les Copépodes. In : Flore et faune aquatique de l'Afrique Sahélo-soudanienne. Durand J.R. & Lévêque C. (Eds.). Tome I, Paris (France) : 333-356.

- Efole-Ewoukem T. (2011). Optimisation biotechnique de la pisciculture en étang dans le cadre du développement durable des exploitations familiales agricoles au Cameroun. Thèse de doctorat de l'Université de Dschang, Cameroun, 164 p.
- Elegbe H.A., Blé C.M., Etilé R.N., Chikou A., Toko I.I., Aka M.N., Agbohessi P.T & Laleye P. (2016). Diversity and structure of zooplankton in a tropical traditional aquaculture system "whedos" in ouémé river high delta (benin, west africa). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 4 : 772-779.
- Etilé N. R. (2012). Peuplement zooplanctonique d'une lagune tropicale ouest-africaine : cas du complexe lagunaire de grand-lahou (C.I). Thèse de Doctorat, Université Félix Houphouët-Boigny (Côte d'Ivoire), 228 p.
- Etilé R.N., Aka M.N., Kouassi A.M., Pagano M. & N'douba V. (2012). Spatiotemporal Variations in the Abundance, Biomass, Fecundity, and Production of *Oithona brevicornis* (Copepoda : Cyclopoida) (Grand-Lahou, Côte d'Ivoire). *Zoological Studies*, 51 : 627-643.
- Evrard K. (1996). Intégration culturelle et croissance externe. Université Toulouse 1 Capitole, : 382-398.
- FAO. (2004). Fiche de synthèse de l'Année internationale du riz (disponibles à l'adresse www.fao.org/rice2004/fr/index_fr.htm). : 30-33.
- FAO. (2006). Notes d'orientation, n° 2 : Sécurité alimentaire, Juin 2006. Rome. 183p
- FAO. (2011). Développement de l'aquaculture 5. Utilisation des poissons sauvages comme aliment en aquaculture. FAO, Directives techniques pour une pêche responsable, n° 5, Suppl. 5. Rome (Italy). 89 p.
- FAO. (2013). La situation mondiale de l'alimentation et de l'agriculture 2013. Mettre les systèmes alimentaires au service d'une meilleure nutrition. Rome (également disponible en ligne, à l'adresse : <http://www.fao.org/3/i3300f/i3300f.pdf>). 130 p.
- FAO. (2014). FAO Fishing Vessels Finder (FVF). In : Département des pêches et de l'aquaculture de la FAO [en ligne]. Rome. [Cité le 9 janvier 2014]. www.fao.org/fishery/collection/fvf/. 8 p.
- FAOSTAT. (2021). Cultures et produits animaux pour la République de Côte d'Ivoire <http://www.fao.org/faostat/fr/data/QCL/> Consulté le 16/08/2021

- Friot D. (2002). Quelques aliments et matières premières utilisés en alimentation des animaux dans les zones tropicales In Mémento de l'agronome CIRAD-GRET (CD-ROM), MAE, Paris (France), 36 p.
- Harris R.P., Wiebe P.H., Lenz J., Skjoldal H.R. & Huntley M. (2000). Zooplankton methodology manual. London : Academic Press, San Diego. 11 p.
- Halwart M. & Dam A. A. (2010). Intégration de l'irrigation et de l'aquaculture en Afrique de l'Ouest : concepts, pratiques et perspectives d'avenir. FAO, Rome, 199 p.
- Iga-Iga R. (2008). Contribution à la mise au point d'aliments pour tilapia *Oreochromis niloticus* à base d'intrants locaux : Cas du Gabon. Mémoire de Master, Institut de Recherches Agronomiques et Forestières, Libreville, 47 p.
- Kâ S., Pagano M., Bâ N., Bouvy M., Leboulanger C., Arfi R., Thiaw T.O., Ndour M.E.H., Corbin D., Defaye D., Cuoc C. & Kouassi E. (2006). Zooplankton distribution related to environmental factors and phytoplankton in a shallow tropical lake (lake Guiers, Senegal, West Africa). *International Review of Hydrobiology*, 91 : 389-405.
- Khattabi H. (2002). Intérêts de l'étude des paramètres hydrogéologiques et hydrobiologiques pour la compréhension du fonctionnement de la station de traitement des lixiviats de la décharge d'ordures ménagères d'Etueffont (Belfort, France), Thèse de Doctorat 3^{ème} cycle, Institut des Sciences de l'Environnement, Spécialité : Sciences de l'eau et de l'environnement, 152 p.
- Kirk K.L. (2002). Competition in variable environments : experiments with planktonic rotifers. *Freshwater biology*, 47 : 1089-1096.
- Koffie-bikpo C.Y & Kra K.S. (2013). La région du Haut-Sassandra dans la distribution des produits vivriers agricoles en Côte d'Ivoire. *Revue de géographie tropicale et d'environnement*, n°2, 2013, 9 p.
- Koné K., Bony K.Y., Konan K. F., Edia O. E., Gnagne T. & Gourène G. (2013). Freshwater snail dynamics focused on potential risk of using urine as fertilizer in Katiola, an endemic area of Schistosomiasis (Ivory Coast; West Africa). *Journal of Entomology and Zoology Studies* 1 (5) : 110-115.
- Kouadio K.F. (2015). Contribution des biotechnologies à la sécurité alimentaire : cas du biofertilisant organique (symbiose *Anabaena-Azollae*, *Azolla filiculoides*) sur *Oriza sativa* (riz CB-one) en Côte d'Ivoire. Master en Science, URF Agroforesterie, Université Jean Lorougnon Guédé. 50 p.

- Kouassi N. C. (1993). Contribution à l'étude du zooplancton des étangs de pisciculture de la station piscicole de Bouaké (Côte d'Ivoire) et de la prise de proies planctoniques chez les alevins d'*Oreochromis niloticus* (Pisces, Cichlidae). Thèse de Doctorat 3e cycle, Université Nationale de Côte d'Ivoire, 156 p.
- Kouassi N.C., Bony K.Y, Konan F.K., Edia E.O., Sylla S. & Moreau J. (2009). Food composition and zooplanktonic prey selectivity of *Lates niloticus* (Linné, 1762) juveniles in fishponds (Ivory Coast ; West Africa). *Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems*, (4) : 393.
- Koudenoukpo C.Z., Chikou A., Togouet Zebaze S.H., Mvondo N., Hazoume R.U.S., Houndonougbo P.K., Mensah G.A. & Laleye P.A. (2017). Zooplanktons et macroinvertébrés aquatiques : vers un assemblage de bioindicateurs pour un meilleur monitoring des écosystèmes aquatiques en région tropicale. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 1 : 276-287.
- Koste W. & Shiel R.J. (1980). New Rotifera from Australia. *Trans. R. Soc. S. Aust.*, 104 : 133-144.
- Kumar K. & Ayyappan S. (1998). Current practices in integrated aquaculture from India. Integrated Aquaculture Research Planning Workshop, Purulia India March 1998. Working paper N° 5, 25 p.
- Landa G.G., Barbosa F.A.R., Rietzler, A.C. & Barbosa, P.M.M. (2007). *Thermocyclops decipiens* (Kiefer, 1929) (Copepoda, Cyclopoida) as indicator of water quality in the State of Minas Gerais, Brazil. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 50 : 695-705.
- Laplace-Treyture C. & Dutartre A. (2007). « Elaboration et définition des profils écologiques des principaux taxons du phytoplancton en plan d'eau ». Cemagref, Groupement de Bordeaux, Unité de Recherche Réseaux, Epuration et Qualité des Eaux. Rapport, 51 p.
- Lazard J. (2009). La pisciculture des tilapias. *Cahiers Agricultures*, 18 (2-3) : 393-401.
- Legendre M., Pagano M. & Saint Jean L. (1987). Peuplements et biomasse zooplanctonique dans des étangs de pisciculture lagunaire (Layo, Côte d'Ivoire). Etude de la recolonisation après la mise en eau. *Aquaculture*, 67 : 321-341.

- Lévêque C., Paugy D. & Teugels G.G. (1990). Faune des Poissons d'Eaux Douces et Saumâtres de l'Afrique de l'Ouest (1st edn). Muste Royal de l'Afrique Centrale & ORSTOM : Tervuren & Paris, 28, vol, I, 384p.
- Levêque C., paugy.D. & Teugels G.G. (1992). Flore et Faune aquatiques de l'Afrique Sahelo-Soudanienne. ORSTOM, Pars, Tome 2. 526 p.
- Magalhães A., Nobre D.S.B., Bessa R.S.C., Pereira L.C.C. & Da Costa R.M. (2011). Seasonal and short-term variations in the copepod community of a shallow Amazon estuary (Taperaçu, Northern Brazil). *Journal of Coastal Research*, 64, : 1520-1524.
- McGregor G.B. (2013). Freshwater Cyanobacteria of North-Eastern Australia : 2. Chroococcales. 133(1), 1-130.
- Mikolasek O., Barlet B., Chia E., Pouomogne, V. & Tomedi Eyango Tabi M. (2009). Développement de la petite pisciculture marchande au Cameroun : la recherche action en parte action en partenariat. *Cahier Agriculture*, 18 : 270-276.
- Mollo P. & Noury A. (2013). Le Manuel du plancton. Éditions Charles Léopold Mayer, 101 p.
- N'Doua E., Kouassi A.M. & Adingra A.A. (2008). Communauté zooplanctonique de la lagune de Grand-Lahou (Côte d'Ivoire). Centre de Recherches Océanologiques. Fiches techniques & document de vulgarisation : 1-5.
- Ndour N., Sambou B., Ba N., Sambou Y. & Dasylyva M. (2017). Analyse du régime alimentaire de l'ichtyofaune dans les étangs piscicoles traditionnels de la Basse Casamance (Sénégal). *Journal of Applied Biosciences*, 119 : 11849-11863.
- Nelson J.S. (1994). Fishes of the world, 3rd edition. Awiley Intersciences. JOHN Wiley and Sons. Toronto, New York, 600 p.
- Onana F.M., Zebaze Togouet S.H., Nyamsi Tchatcho N.L., Domche Teham H. B. & Ngassam P. (2014). Distribution spatio-temporelle du zooplancton en relation avec les facteurs abiotiques dans un hydrosysteme urbain : le ruisseau Kondi (Douala, Cameroun). *Journal of Applied Biosciences*, 82 : 7326 – 7338.
- ONDR. (2020). Strategie nationale revisée de developpement de la filière riz en Côte d'Ivoire .40 p.
- Ouattara N.I. (1998). Impact de la construction d'un barrage sur le peuplement zooplanctonique de la rivière Bia (Côte d'Ivoire). Mémoire de D.E.A, Université de Cocody, Abidjan, (Côte d'Ivoire), 49 p.

- Ouattara N.I., Ouattara A., Koné T., N'Douba V. & Gourene G. (2007). Distribution du zooplancton le long de deux petits bassins côtiers ouest africains (Bia et Agnébi ; Côte d'Ivoire). *Agronomie Africaine*, 19 : 197-210.
- Ouattara N.I., Iftime A. & Mester L.E. (2009). Age et croissance de deux espèces de Cichlidae (Pisces) : *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) et *Sarotherodon melanotheron* Rüppell, 1852. du lac de barrage d'Ayamé (Côte d'Ivoire, Afrique de l'Ouest). Travaux du muséum national d'histoire naturelle « Grigore Antipa », LII : 313-324. <https://www.researchgate.net/publication/242520866>
- Oueda A. (2009). Zooplancton et alimentation des poissons des lacs artificiels de Bagré et de Loumbila (Burkina Faso). Thèse de Doctorat Université de Ouagadougou, (Burkina Faso), 179 p.
- Oueda A., Guenda W., Kabré T. A., Zongo F. & Kabré G. (2007). Diversity, abundance and seasonal dynamic of zooplankton community in a South-Saharan reservoir (Burkina Faso). *Journal of Biological Sciences*, 7 : 1- 9.
- Ouedraogo S. (2000). Biologie de reproduction du tilapia : *Oreochromis niloticus* du lac de barrage de la Comoé. Mémoire d'Ingénieur du Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, (Bobo-Dioulasso, Burkina Faso), 77 p.
- Pagano M., Champalbert G., Aka M., Kouassi E., Arfi R., Got P., Troussellier M., Corbin N. D., Bouvy M. & Ouvy B. (2006). Herbivorous and microbial grazing pathways of metazooplankton in the Senegal River Estuary (West Africa). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 67 : 369-381.
- Paugy D., Lévêque C., Teugels G.G. (2004). Faune des Poissons d'Eau Douce et Saumâtre d'Afrique de l'Ouest (2nd edn). Faune et Flore Tropicales : Paris. 40,815p.
- Perès J. M. (1976). Précis d'Océanologie biologique. Collection sup., Presses Universitaires de France, 246 p.
- Pouomogne V., Nana J.P. & Pouomogne J.B. (1998). Principes de Pisciculture appliquée en milieu tropical africain. Comment produire du poisson à coût modéré (des exemples du Cameroun). CEPID / Coopération Française Yaoundé. Presses Universitaires d'Afrique (Ed), Yaoundé (Cameroun), 236 p.
- Pourriot R. & Champ P. (1982). Consommateurs et production secondaire. In : Ecologie du plancton des eaux continentales. Pourriot R., Capblancq J., Champ P. & Meyer J.A. (Eds.), Collection d'Ecologie Masson, Paris (France) : 49-112.

- Pourriot R. (1980). Les Rotifères. In : Flore et faune aquatique de l'Afrique Sahélo-soudanienne. Durand J.R. & Lévêque C. (Eds.), Tome I, ORSTOM, Paris (France) : 219-244.
- Rey J. & Saint-Jean L. (1980). Les Branchiopodes. In : Flore et faune aquatique de l'Afrique Sahélo-soudanienne. Durand J.R. & Lévêque, C. (Eds.), Tome I, ORSTOM, Paris (France) : 307-332.
- Roger P.A. (1996). Biology and management of the floodwater ecosystem in rice fields. International Rice Research Institute, Los Banos, Laguna, Philippines, 250 p.
- Rossi N. & Jamet J.-L. (2009). Structure and succession of plankton communities in two Mediterranean neighbouring coastal ecosystems (Toulon bays, France). In : New. Oceanography Developments, Chapter 11. Nova Science Publishers Inc., NY, 14 p.
- Riviere R. (1978). Manuel d'alimentation des ruminants domestiques en milieu tropical. Institut d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux. Paris (France), 527 p.
- Sane S. (2006). Contrôle de la production primaire du Lac du Guiers au Nord du Sénégal. Thèse de Doctorat de l'Université Cheikh Anta Diop (Dakar, Sénégal), 187 p.
- Sangaré A., Koffi E., Akamou F. & Fall C. (2009). Etat des ressources phylogénétiques pour l'alimentation et l'agriculture : second rapport national, Ministère de l'agriculture, République de Côte d'Ivoire, 16 p.
- Schlumberger O. (2002). Mémento de la pisciculture d'étang, 4e Edition. CEMAGREF (Ed), Montpellier (France), 237 p.
- Shiel R.J. (1995). A guide to identification of rotifers, cladocerans and copepods from australian inland water, *identification guide* N° 3, 150 p.
- Siddhuraju P. & Becker K. (2003). Comparative nutritional evolution of differentially processed mucuna seeds (*Mucuna pruriens* (L.) DC. Var.utilis (Wall ex Wight) (Baker ex Burck) on growth performance, feed utilization and body composition in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus* L.). *Aquaculture Resources*, 34 : 487-500.
- SODEXAM (Société d'exploitation et de développement aéroportuaire, aéronautique et météorologique). (2010). Bulletin agro météorologique décadaire, 5p.
- Sypagua. (2016). Syndicat des producteurs aquacoles de Guadeloupe, Sypagua, Le tilapia - *Oreochromis niloticus* http://www.sypagua.com/elevage-aquaculture/tilapia_oreochromisniloticus.html. Visité 15 /5/2021

- Ter Braak C.J.F. & Smilauer P. (2002). 'CANOCO for Windows 4.5.' (Biometris-Plant Research International : Wageningen, The Netherlands, 13p.
- Toguyeni A., Fauconneau B., Melard C, Fostier A., Lazard J., Baras E., Kuhn E., Van der Geyten S.& Baroiller J-F. (2009). Sexual dimorphism in two pure Cichlid species, *Oreochromis niloticus niloticus* (Linnaeus, 1758) and *Sarotherodon melanotheron melanotheron* Rüppel 1852, and their intergeneric hybrids. *African Journal of Aquatic Science*, 34(1) : 69–75.
- Toguyeni A. (2004). Tilapia production and its global impacts in central african countries. In : 6th International Symposium on Tilapia in Aquaculture. BFAR & ATA : Manila.
- Utermôhl, H. (1958). Zur Vervollkommung der quantitative phytoplankton Methodik. *Mitt. int Ver Thero. angew. Limnology*, 9, 1-38.
- Yapo M. L., Sylla S., Edia O.E., Atse B.C. & Kouassi P. (2014). Spatial variation of aquatic insect community in fish farms pond in Southern Côte d'Ivoire, *West Africa. International Journal of Biosciences*, 4 : 309-321.
- Yao S.S., Etilé R.N. & Blahoua G.K. (2015). Diversity and structure of zooplankton community of comoé river in relation with environmental factors (Comoé National Park, Côte d'Ivoire. *International journal of Engineering Research and Management*, (2) : 68-74.
- Yté W., Getheme A.M. & Sanogo T.A. (2009). Zooplankton des eaux de bas-fonds à Gagnoa, Centre-ouest Côte d'Ivoire. *Agronomie Africaine*, 21 : 253-260.
- Yté W.A., Kouassi N.C. & Yoro S. (1996). Peuplement zooplanctonique du lac de Buyo (Côte d'Ivoire) : *Liste faunistique et distribution. Agronomie Africaine*, 8 : 143-152.
- Yté W. A. & Kouassi N. (1983). Structure des peuplements de Cladocères et de Rotifères du lac d'Ayamé (Côte d'Ivoire). *Ann. Univ. Abidjan, sér. (Ecologie)*, 16 : 87 - 97.
- Zro F.G.B., Guéi A.M., Nangha Y.K., Soro D. & Bakayoko S. (2016). Statistical approach to the analysis of the variability and fertility of vegetable soils of Daloa (Côte d'Ivoire). *African journal of soil science*, 4(4) : 328-338.

ANNEXE

Annexe 1 : Fiche de comptage

Protocole standardisé - phytoplancton - septembre 2009 v.3.3. Cemagref :
MÉTHODE UTERMÖHL (modifié)

Taxinomiste :		Date de comptage :	...
Code de l'échantillon:		Temps de comptage:	
Nature des communautés	Phytoplancton <input type="checkbox"/>	Début	
	Périphyton <input type="checkbox"/>		
Phase d'élevage		Fin
COMPTAGE^a : CHAMPS ALÉATOIRE <input checked="" type="checkbox"/> Ou <input type="checkbox"/> PAR TRANSECTS			
Volume sédimenté en ml (v) :	.5	Dilution	Oui <input type="checkbox"/> ou Non <input type="checkbox"/> ; si Oui facteur de dilution (d):
Surface de la chambre en mm² (A) :		Le nombre d'objet/ml du taxon i (N _i) est obtenu avec : N_i = (x_i/c)*[(Ad)/(av)] Norme EN15204	
Surface d'un champ¹ en mm² (a) :		Remarque :	
Durée de sédimentation (heure) :	H		
Nombre total de champs comptés (ci) :			
Nombre total d'individus comptés :			
		NOMBRE D'OBJETS (x_i) COMPTÉS PAR CHAMPS (Ci)	

Objet	Nom du taxon	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	C19	C20

¹Dans le cas de comptage de transects, la surface d'un champ correspond à la surface d'un transect.

Annexe 2 : Planche de quelques taxons zooplanctonique répertoriés



1. *Filinia longiseta*



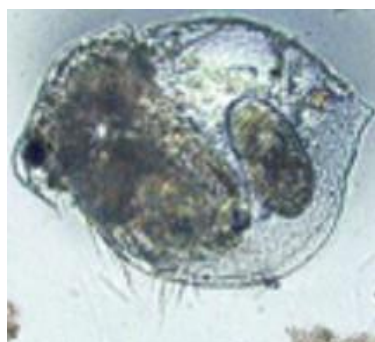
2. *Nauplius sp*



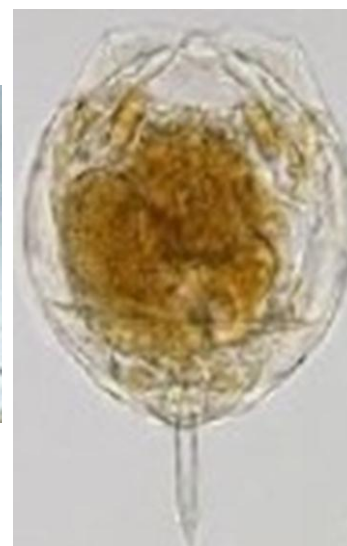
3. *Polyarthra sp*



4. *Anuraeopsis fissa*



5. *Ceriodanphnia cornuta*



6. *Lecane cornuta*



7. *Moina micrura*



8. *Lecane luna*

RESUME

Les pisciculteurs utilisent généralement les sous-produits agricoles pour l'accroissement de la production piscicole. Or, ces apports extérieurs d'aliments sont le plus souvent à la base de la fertilisation accrue des milieux d'élevage. Ce qui pourrait déséquilibrer la faune et la flore indigènes dans ces hydrosystèmes artificiels. La présente étude vise à évaluer l'effet des apports d'aliment de sous-produits agricoles de tilapia (*Oreochromis niloticus*) sur la diversité des communautés zooplanctonique des étangs rizipiscicoles de Bonoufla. Ainsi, trois aliments (RSM, RSR, RPC) formulés uniquement avec des sous-produits et un étang sans apport d'aliment, ainsi que deux points du barrage ont été testés. Les prélèvements du peuplement planctonique ont été effectués mensuellement à l'aide de filet à plancton, de mai à novembre 2021 dans quatre étangs et deux points du barrage. Au total 125 taxons zooplanctonique comprenant 60 % de Rotifères ont été observées dans les étangs ayant reçu les aliments exogènes (RSR, RSM, RPC) avec respectivement, 100, 115, 113 taxons. Les abondances les plus élevées au niveau de ces trois communautés sont également enregistrées dans ces étangs. En élevage, l'apport d'aliments artificiels aux poissons, augmente significativement la diversité zooplanctonique.

Mots clés : Sous-produits agricoles, Rizipisciculture, Zooplancton, *Oreochromis niloticus*, Côte d'Ivoire

ABSTRACT

Fish farmers generally use agricultural by-products to increase fish production. However, these external feed inputs are most often the basis for increased fertilization of the rearing environments. This could unbalance the native fauna and flora in these artificial hydrosystems. The present study aims to evaluate the effect of feed inputs of agricultural by-products of tilapia (*Oreochromis niloticus*) on the diversity of zooplankton communities in Bonoufla's rice-fish ponds. Thus, three feeds (RSM, RSR, RPC) formulated only with by-products and one pond without feed input, as well as two streams were tested. Plankton sampling was conducted monthly using plankton nets from October 2016 to June 2017 in four

ponds and two streams. A total of 125 zooplanktonic taxa including 60 % Rotifers were observed in the ponds that received the exogenous feeds (RPC, RSM, RSR) with, respectively, 100, 115, 113 taxa. The highest abundances of these three communities were also recorded in these ponds. In culture, the supply of artificial food to fishes, significantly increases the zooplanktonic diversity.

Key words : Agricultural by-products, rice-fish culture, Zooplankton, *Oreochromis niloticus*, Côte d'Ivoire