



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 : 2024 - 2025

N° D'ORDRE : 126

# THESE DE DOCTORAT

Mention : **Ecologie, Biodiversité et Evolution**

Spécialité : **Hydrobiologie**

**Impacts des sous-produits agricoles utilisés dans l'alimentation de *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) sur la dynamique des microalgues en milieu rizipiscicole (Bonoufla, Centre-ouest de la Côte d'Ivoire)**

CANDIDAT

Nom : KOUADIO

Prénoms : Atto Delphin

## JURY

- Président** : M. BARIMA Yao Sadaïou Sabas, Professeur Titulaire,  
Université Jean LOROUGNON GUEDE
- Co-Directeurs** : M. GROGA Noël, Maître de Conférences,  
Université Jean LOROUGNON GUEDE  
: M. KONAN Kouakou Séraphin, Maître de Conférences,  
Université Jean LOROUGNON GUEDE
- Rapporteur** : M. KOMOE Koffi, Maître de Conférences,  
Université Félix HOUPHOUET-BOIGNY
- Examineurs** : M. KOUASSI Blé Alexis Tardy, Maître de Conférences,  
Université Peleforo GON COULIBALY  
: M. BOUSSOU Koffi Charles, Maître de Conférences,  
Université Jean LOROUGNON GUEDE

Soutenue publiquement  
le : 5 avril 2025



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 : 2024 - 2025

N° D'ORDRE : 126

# THESE DE DOCTORAT

Mention : **Ecologie, Biodiversité et Evolution**

Spécialité : **Hydrobiologie**

**Impacts des sous-produits agricoles utilisés dans  
l'alimentation de *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758)  
sur la dynamique des microalgues en milieu  
rizipiscicole (Bonoufla, Centre-ouest de la Côte d'Ivoire)**

CANDIDAT

Nom : KOUADIO

Prénoms : Atto Delphin

## JURY

Président : M. BARIMA Yao Sadaïou Sabas, Professeur Titulaire,  
Université Jean LOROUGNON GUEDE

Co-Directeurs : M. GROGA Noël, Maître de Conférences,  
Université Jean LOROUGNON GUEDE

: M. KONAN Kouakou Séraphin, Maître de Conférences,  
Université Jean LOROUGNON GUEDE

Rapporteur : M. KOMOE Koffi, Maître de Conférences,  
Université Félix HOUPHOUET-BOIGNY

Examineurs : M. KOUASSI Blé Alexis Tardy, Maître de Conférences,  
Université Peleforo GON COULIBALY

: M. BOUSSOU Koffi Charles, Maître de Conférences,  
Université Jean LOROUGNON GUEDE

Soutenue publiquement  
le : 5 avril 2025

<b>TABLE DES MATIERES</b>	<b>Page</b>
<b>TABLE DES MATIERES</b> .....	<b>i</b>
<b>DEDICACE</b> .....	<b>viii</b>
<b>AVANT-PROPOS</b> .....	<b>ix</b>
<b>REMERCIEMENTS</b> .....	<b>x</b>
<b>LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS</b> .....	<b>xiii</b>
<b>LISTE DES TABLEAUX</b> .....	<b>xiv</b>
<b>LISTE DES FIGURES</b> .....	<b>xvi</b>
<b>LISTE DES ANNEXES</b> .....	<b>xx</b>
<b>INTRODUCTION</b> .....	<b>1</b>
<b>PARTIE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE</b> .....	<b>5</b>
1.1. Zone d'étude .....	6
1.1.1. Situation géographique et description de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro- Bonoufla.....	6
1.1.2. Climat .....	6
1.1.3. Formations géologiques, sols et hydrographie .....	8
1.1.4. Végétation et pratiques agricoles.....	9
1.2. Microalgues.....	10
1.2.1. Définition.....	10
1.2.2. Classification des microalgues .....	10
1.2.2.1. Cyanobacteria.....	11
1.2.2.2. Bacillariophyta .....	12
1.2.2.3. Chlorophyta.....	13
1.2.2.4. Cryptophyta.....	15
1.2.2.5. Chrysophyta .....	15
1.2.2.6. Dinophyta.....	16
1.2.2.7. Euglenophyta.....	18
1.2.2.8. Rhodophyta .....	19
1.2.2.9. Xanthophyta .....	20
1.2.3. Ecologie des microalgues .....	21
1.2.3.1. Habitats.....	21
1.2.3.2. Facteurs influençant le développement des microalgues .....	21
1.2.3.2.1. Facteurs abiotiques .....	21
1.2.3.2.1.1. Eléments nutritifs.....	21

1.2.3.2.1.2. Température et lumière.....	22
1.2.3.2.1.3. pH et oxygène dissous .....	23
1.2.3.2.2. Facteurs biotiques .....	23
1.2.4. Importance des microalgues dans le réseau trophique .....	24
1.2.5. Effets néfastes du bloom de microalgues en pisciculture.....	24
1.2.5.1. Microalgues potentiellement nuisibles en pisciculture .....	24
1.2.5.2. Microalgues potentiellement toxiques en pisciculture .....	25
1.2.6. Etat des connaissances sur les microalgues des étangs piscicoles et rizipiscicoles en Côte d'Ivoire .....	26
1.3. Riz, tilapia du Nil, rizipisciculture et sous-produits agricoles utilisés en élevage de poisson .....	27
1.3.1. Riz.....	27
1.3.1.1. Description et classification botanique .....	27
1.3.1.2. Cycle de développement .....	28
1.3.1.3. Conditions favorables à la croissance du riz irrigué .....	29
1.3.2. Tilapia du Nil ( <i>Oreochromis niloticus</i> ) .....	29
1.3.2.1. Origine et position systématique .....	29
1.3.2.2. Caractéristiques morphologiques .....	30
1.3.2.3. Habitude alimentaire et milieu de croissance.....	30
1.3.3. Rizipisciculture.....	31
1.3.3.1. Définition .....	31
1.3.3.2. Pratique de la rizipisciculture en Afrique.....	32
1.3.3.3. Composantes et fonctionnement écologique d'un étang rizipiscicole .....	33
1.3.3.4. Production de <i>Oreochromis niloticus</i> en étangs rizipiscicoles.....	34
1.3.3.5. Avantages de la rizipisciculture .....	35
1.3.4. Sous-produits agricoles utilisés en élevage de poissons.....	36
1.3.4.1. Sous-produits agricoles d'origine végétale .....	36
1.3.4.2. Sous-produits agricoles d'origine animale .....	36
<b>PARTIE II : MATERIEL ET METHODES .....</b>	<b>38</b>
2.1. Matériel.....	39
2.1.1. Matériel biologique.....	39
2.1.2. Sous-produits agricoles utilisés .....	39
2.1.3. Matériel technique .....	39
2.1.3.1. Outils de mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau .....	39

2.1.3.2. Outils d'échantillonnage des microalgues.....	40
2.1.3.3. Outils d'observation et de comptage des microalgues .....	41
2.1.3.4. Solutions chimiques utilisées pour le dosage des sels nutritifs.....	42
2.1.3.5. Outils d'extraction et de dosage de la chlorophylle <i>a</i> .....	43
2.2. Méthodes.....	43
2.2.1. Dispositif expérimental.....	43
2.2.2. Nourrissage des poissons.....	45
2.2.3. Collecte de données .....	46
2.2.3.1. Période d'échantillonnage .....	46
2.2.3.2. Mesure <i>in situ</i> des paramètres physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage .....	46
2.2.3.3. Prélèvement des échantillons d'eau pour des analyses chimiques au laboratoire .....	47
2.2.3.4. Récolte des microalgues dans les structures d'élevage.....	47
2.2.3.4.1. Echantillonnage des microalgues pélagiques .....	47
2.2.3.4.2. Echantillonnage des microalgues épiphytiques .....	49
2.2.4. Traitement des données physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage.....	50
2.2.4.1. Détermination de la concentration des sels nutritifs .....	50
2.2.4.1.1. Dosage des ions nitrites .....	50
2.2.4.1.2. Dosage des ions nitrates .....	50
2.2.4.1.3. Dosage des ions ammonium .....	51
2.2.4.1.4. Dosage des ions orthophosphates .....	51
2.2.4.1.5. Dosage du phosphore total .....	52
2.2.4.1.6. Dosage de l'azote total .....	52
2.2.4.2. Mesure de la DBO <sub>5</sub> .....	53
2.2.4.3. Détermination de l'Indice de Pollution Organique de l'eau des structures d'élevage .....	53
2.2.4.4. Evaluation de la qualité physico-chimique de l'eau pour l'aquaculture .....	54
2.2.4.5. Evaluation de la qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage pour la meilleure croissance de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	55
2.2.5. Traitement des données relatives aux microalgues .....	56
2.2.5.1. Détermination de la composition qualitative des peuplements de microalgues..	56
2.2.5.1.1. Observation et identification des taxons de microalgues .....	56
2.2.5.1.2. Recherche et classification des taxons potentiellement toxiques .....	56

2.2.5.1.3. Richesse spécifique.....	58
2.2.5.1.4. Fréquence d'occurrence.....	58
2.2.5.1.5. Indice de similarité de Jaccard.....	58
2.2.5.2. Etude de la structure quantitative et du déterminisme de la prolifération des microalgues dans les étangs rizipiscicoles .....	59
2.2.5.2.1. Dénombrement des taxons de microalgues .....	59
2.2.5.2.2. Evaluation de la diversité des microalgues dans les structures d'élevage..	60
2.2.5.2.2.1. Indice de diversité de Shannon- Weaver .....	60
2.2.5.2.2.2. Indice d'équitabilité de Piéluou .....	61
2.2.5.2.2.3. Variation de la diversité de Shannon & Weaver .....	62
2.2.5.2.2.4. Richesse spécifique raréfiée .....	62
2.2.5.2.3. Dosage de la chlorophylle <i>a</i> .....	63
2.2.5.2.4. Approche des groupes fonctionnels du phytoplancton.....	64
2.2.6. Analyses statistiques des données .....	67
2.2.6.1. Analyses univariées.....	67
2.2.6.2. Analyses multivariées .....	68
2.2.6.2.1. Analyse en Composantes Principales .....	68
2.2.6.2.2. Analyse canonique de Redondances.....	68
<b>PARTIE III : RESULTATS ET DISCUSSION .....</b>	<b>70</b>
3.1. Qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla .....	71
3.1.1. Résultats .....	71
3.1.1.1. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques mesurés <i>in situ</i> au cours du prégrossissement et du grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	71
3.1.1.1.1. Température.....	71
3.1.1.1.2. Potentiel d'hydrogène.....	72
3.1.1.1.3. Oxygène dissous .....	73
3.1.1.1.4. Transparence.....	73
3.1.1.1.5. Conductivité.....	74
3.1.1.1.6. Solides totaux dissous.....	75
3.1.1.1.7. Turbidité .....	76
3.1.1.2. Variations spatiales des sels nutritifs et de la DBO <sub>5</sub> au cours du prégrossissement et du grossissement de <i>O. niloticus</i> .....	77
3.1.1.2.1. Nitrites .....	77

3.1.1.2.2. Nitrates.....	78
3.1.1.2.3. Ammonium.....	80
3.1.1.2.4. Orthophosphates .....	81
3.1.1.2.5. Phosphore total .....	82
3.1.1.2.6. Azote total.....	83
3.1.1.2.7. Demande biochimique en oxygène.....	83
3.1.1.3. Niveau de pollution organique de l'eau des étangs rizipiscicoles.....	84
3.1.1.4. Qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage pour l'aquaculture et la meilleure croissance de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	85
3.1.1.4.1. Qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage pour l'aquaculture.....	85
3.1.1.4.2. Qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage pour la meilleure croissance de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	86
3.1.1.5. Typologie abiotique des structures d'élevage .....	89
3.1.2. Discussion.....	92
3.2. Composition taxonomique des microalgues des structures d'élevage.....	96
3.2.1. Résultats .....	96
3.2.1.1. Richesse taxonomique des microalgues .....	96
3.2.1.2. Proportion des différents embranchements de microalgues en fonction des habitats.....	117
3.2.1.3. Occurrence des microalgues collectées dans les structures d'élevage .....	118
3.2.1.4. Similarité du peuplement entre les différentes structures d'élevage.....	119
3.2.1.5. Composition des microalgues potentiellement toxiques .....	119
3.2.2. Discussion.....	121
3.3. Structure et déterminisme de la prolifération des peuplements de microalgues dans les étangs rizipiscicoles .....	124
3.3.1. Résultats .....	124
3.3.1.1. Structure et déterminisme des peuplements des microalgues pélagiques .....	124
3.3.1.1.1. Structure des peuplements des microalgues pélagiques .....	124
3.3.1.1.1.1. Variations spatiales de la densité du phytoplancton au cours du prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	124
3.3.1.1.1.2. Dynamique mensuelle de la densité du phytoplancton au cours du prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	126

3.3.1.1.1.3. Taxons phytoplanctoniques dominants dans les structures d'élevage	127
3.3.1.1.1.4. Variations de la teneur en chlorophylle <i>a</i> durant les deux phases d'élevage	129
3.3.1.1.1.5. Variations de la raréfaction de la richesse des microalgues pélagiques	130
3.3.1.1.1.6. Variations de la diversité des peuplements des microalgues pélagiques	131
3.3.1.1.1.7. Considération des groupes fonctionnels des peuplements des microalgues	132
3.3.1.1.1.7.1. Composition des groupes fonctionnels des microalgues pélagiques	132
3.3.1.1.1.7.2. Dynamique mensuelle de l'abondance des groupes fonctionnels des microalgues	134
3.3.1.1.2. Déterminisme de la prolifération des microalgues pélagiques	136
3.3.1.2. Structure et déterminisme des peuplements de microalgues épiphytiques	138
3.3.1.2.1. Structure des peuplements de microalgues épiphytiques	138
3.3.1.2.1.1. Variations spatiales de la densité des microalgues épiphytiques au cours du prégrossissement et du grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i>	138
3.3.1.2.1.2. Dynamique mensuelle de la densité des microalgues épiphytiques au cours du prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i>	140
3.3.1.2.1.3. Taxons dominants sur les tiges de riz	142
3.3.1.2.1.4. Variations de la raréfaction de la richesse des microalgues épiphytiques	143
3.3.1.2.1.5. Variations de la diversité des peuplements de microalgues épiphytiques	144
3.3.1.2.2. Déterminisme de la prolifération des microalgues épiphytiques	145
3.3.1.3. Dynamique des taxons potentiellement toxiques dans les étangs rizipiscicoles	147
3.3.1.3.1. Evolution mensuelle de la densité des taxons potentiellement toxiques récoltés en phase de prégrossissement de <i>Oreochromis niloticus</i>	147
3.3.1.3.2. Evolution mensuelle de la densité des taxons potentiellement toxiques en phase de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i>	148
3.3.2. Discussion	150
<b>CONCLUSION</b>	<b>155</b>

**REFERENCES..... 159**  
**ANNEXES**  
**PUBLICATIONS**

**DEDICACE**

*Nous dédions cette thèse à la mémoire du Professeur feu KONAN Koffi Félix qui nous a quitté dès le début des travaux de cette thèse, alors qu'il a bien voulu les diriger jusqu'à terme. Que le Seigneur lui accorde sa sainte miséricorde.*

## **AVANT-PROPOS**

Cette thèse est le fruit d'une coopération entre le Laboratoire de Biodiversité et Ecologie Tropicale de l'Université Jean LOROUGNON GUEDE (Daloa) et le Laboratoire d'Environnement et de Biologie Aquatique de l'Université NANGUI ABROGOUA (Abidjan). Les travaux ont bénéficié d'un soutien financier de la CEDEAO dans le cadre de son Programme d'Appui à la Transition Agroécologique en Afrique de l'Ouest (PATAE). L'objectif de ce programme était d'accompagner la transition agroécologique en Afrique de l'Ouest afin de favoriser non seulement l'émergence, l'adoption et la diffusion des pratiques écologiquement intensives dans les exploitations familiales, mais aussi l'adoption de modes de gestion et d'organisation favorisant cette adoption. En Côte d'Ivoire, les travaux effectués dans le cadre de ce programme ont abordé deux axes de recherche. Le premier axe est orienté sur la réduction du coût de la production du riz et du tilapia dans un système agroécologique. Le second axe dans lequel cette étude s'inscrit s'est intéressé à la compréhension de la dynamique des peuplements naturels de macroinvertébrés, du zooplancton et de microalgues dans ce système. La présente étude a abordé la dynamique des microalgues pélagiques et épiphytiques ainsi que la qualité de l'eau dans un système d'association riz-poisson utilisant les sous-produits agricoles comme intrants alimentaires.

Ces axes de recherche visaient à fournir aux pisciculteurs des bases scientifiques et techniques susceptibles de les aider à optimiser la production du poisson et du riz dans un système productif intégré et durable.

## **REMERCIEMENTS**

La thèse est une expérience exceptionnelle et bien plus riche en enseignements que ce à quoi nous nous attendions. Au moment de mettre ce mémoire en page, nous souhaitons remercier toutes les personnes qui, d'une manière ou d'une autre, ont contribué à notre encadrement et à notre accompagnement au cours de la réalisation de cette thèse. Cette partie du manuscrit nous tient à cœur, car, sans la présence de ces personnes, cette aventure passionnante aurait été différente.

Tout d'abord, nous remercions l'équipe dirigeante de l'Université Jean LOROUGNON GUEDE, avec à sa tête la Présidente, Professeur ADOHI KROU Viviane, pour avoir autorisé notre inscription dans ladite Université et pour la formation de qualité que nous avons bénéficiée.

Dans le même volet, nous exprimons notre gratitude au Professeur SORO Dogniméton, Vice-Président en charge de la Pédagogie et de la Vie Universitaire pour son dévouement à la formation des étudiants de l'Université Jean LOROUGNON GUEDE. Au Professeur KONE Issiaka, Vice-Président en charge de la Recherche, de l'Innovation Technologique et des Relations Extérieures, nous disons merci pour ses actions visant à améliorer la visibilité externe de ladite Université.

Nos remerciements vont ensuite vers le Professeur KOUASSI Kouakou Lazare, Directeur de l'Unité de Formation et de Recherche de l'Environnement, qui a accepté que ce travail se fasse dans cette unité. Nous le remercions également pour ses précieux conseils d'orientation.

Nous témoignons notre profonde gratitude au Professeur KOFFI Béné Jean-Claude, Responsable du Laboratoire de Biodiversité et Ecologie Tropicale, pour nous avoir acceptés dans ce Laboratoire. Nous lui exprimons toute notre gratitude pour les conseils avisés qu'il nous a prodigués depuis notre inscription en Master de Biodiversité et Gestion Durable des Ecosystèmes.

Nous ne saurons comment exprimer de manière satisfaisante notre gratitude envers le Docteur GROGA Noël, Maître de Conférences et Co-Directeur scientifique de cette thèse. Vous avez guidé nos premiers pas dans l'univers de la recherche scientifique sur les algues depuis le Master. Ces années de formation scientifique passées avec vous ont été une expérience professionnelle très enrichissante. Merci pour votre confiance, votre immense disponibilité et votre investissement dans ce travail.

Nos sincères remerciements vont aussi à l'endroit du Docteur KONAN Kouakou Séraphin, Maître de Conférences et Co-Directeur scientifique de cette thèse. Merci d'avoir accepté de

codiriger ce travail et pour votre dévouement au travail bien fait. Votre rigueur et expertise scientifique, vos critiques très remarquables et prodigieux conseils, ainsi que votre humilité, ont été pour nous une boussole pour la consolidation de ce travail.

Nous exprimons notre vive reconnaissance au Professeur BARIMA Yao Sadaïou Sabas, Professeur Titulaire à l'Université Jean LOROUGNON GUEDE, pour avoir accepté de présider le jury de soutenance de cette thèse.

Nous témoignons notre profonde gratitude aux Docteurs KOUASSI Blé Alexis Tardy et BOUSSOU Koffi Charles, tous deux Maîtres de Conférences, respectivement à l'Université Peleforo GON COULIBALY et à l'Université Jean LOROUGNON GUEDE, pour leur précieuse contribution à l'amélioration de la qualité de cette thèse en tant qu'examineurs au sein du jury de soutenance.

Au Docteur KOMOE Koffi, Maître de Conférences à l'Université Félix HOUPHOUET-BOIGNY, nous lui disons infiniment merci pour sa contribution à l'amélioration de la qualité de ce manuscrit de thèse et pour avoir accepté de faire partie du jury en tant que rapporteur.

Nous remercions chaleureusement le Docteur ADON Marie Paulette, Maître de Conférences à l'Université Jean LOROUGNON GUEDE, pour sa disponibilité et ses observations très remarquables qui ont contribué à améliorer la qualité scientifique de ce manuscrit de thèse.

Nous traduisons notre reconnaissance au Professeur DIBI Brou, Responsable du Laboratoire des Sciences et Technologies de l'Environnement, pour tous ses bons conseils depuis notre première inscription en thèse.

Nous exprimons également notre gratitude envers le Docteur KOUAME Djaha, Maître de Conférences à l'Université Jean LOROUGNON GUEDE, pour nous avoir orientés vers la thématique des microalgues.

Aux Docteurs SALLA Moreto, Maître Assistant au Laboratoire d'Amélioration et de Valorisation Agricole, et ATTOUNGBRE Kouakou Sévérin, Maître-Assistant au Laboratoire de Biodiversité et Ecologie Tropicale, nous adressons nos sincères remerciements pour leur disponibilité, leur générosité et leur aide précieuse lors de l'identification des cellules algales. Vous avez toujours répondu présents à chacune de nos sollicitations pour améliorer la qualité de ce travail.

Nous traduisons également notre infinie gratitude à Monsieur KOUAKOU Kouassi Séraphin, Technicien au Centre de Recherches Océanologiques, qui n'a pas hésité un seul instant à nous aider pendant le dosage des sels nutritifs des échantillons d'eau prélevés dans le cadre de ce travail.

Nous tenons à exprimer notre gratitude au Professeur OUATTARA Allassane, Directeur du Laboratoire d'Environnement et de Biologie Aquatique (LEBA) de l'Université Nangui ABROGOUA, pour l'opportunité qu'il nous a offerte en nous accueillant au sein de ce Laboratoire.

Aux Docteurs KONATE Dotchemin et AKA Etienne Narcisse Adouony ainsi qu'à la Doctorante ADJOUMANI Yaoua Ines, tous membres du LEBA, nous exprimons notre gratitude pour leurs conseils et leur disponibilité lors des analyses statistiques des données de cette étude. Particulièrement au Docteur ZIE Barthelemy de ce même Laboratoire, notre compagnon de terrain, à qui un infini merci est adressé pour sa disponibilité, ses conseils fraternels et son soutien inestimable durant tout ce travail. Il s'est toujours comporté comme un véritable grand frère à notre égard.

Nous adressons aussi nos remerciements au Docteur NDJOUONDO Gildas Parfait, Maître de Conférences à l'Université de BAMENDA (Cameroun) pour sa grande disponibilité. Nos longues conversations lors de l'identification des Cyanobacteria et la correction de certaines parties du manuscrit ont été très instructives pour nous.

Nous voudrions également exprimer notre profonde gratitude à Monsieur KOUAKOU Kouadio, notre Père, pour avoir permis à ce que ce travail se réalise dans les structures de sa ferme rizipiscicole.

Un remerciement particulier est adressé à mes amis étudiants de l'Université Jean LOROUGNON GUEDE, notamment SORO Babaguy, SORO Donafologo Drissa, AMANI Koffi Jean Arsène, N'DA Diane Sara-Elisabeth Francine, GNEBA Logro Romie Olga, KOUADIO Yao Honesine, BROU Kouamé Emile, Docteur KOUAME Adou Pangny Raymond et Docteur ABOLI Tano-Bla Félicité, pour leur aide précieuse lors de la collecte des données de cette étude.

Merci aussi à notre aîné frère Docteur KOUADIO Kouadio Emile, Médecin Généraliste à l'Hôpital Militaire d'Abidjan, ainsi qu'à notre sœur KOUADIO Ahou Kan Bienvenue, et à nos autres frères et sœurs, pour leur soutien spirituel et financier sans faille et leurs encouragements tout au long de notre parcours scolaire et universitaire.

Enfin, que toutes les personnes qui, de près ou de loin, directement ou indirectement, ont pris de leur temps pour nous assister trouvent dans ces lignes l'expression de notre profonde gratitude.

**LISTE DES SIGLES ET ABREVIATIONS**

ACP	: Analyse en Composante Principale
ADERIZ	: Agence pour le Développement de la Filière RIZ
AFNOR	: Association Française de NORmalisation
ANOVA	: Analyse de la Variance
APDRA	: Association Pisciculture et Développement Rural en Afrique tropicale humide
CEDEAO	: Communauté Economique des Etats de l'Afrique de l'Ouest
CNRA	: Centre National de Recherche Agronomique
CRO	: Centre de Recherches Océanologiques
DBO <sub>5</sub>	: Demande Biochimique en Oxygène pendant 5 jours
Epi	: Epiphytique
FAO	: Organisation pour l'alimentation et l'agriculture
FIRCA	: Fonds Interprofessionnel pour la Recherche et le Conseil Agricoles
GF	: Groupes Fonctionnels
Ind/cm <sup>2</sup>	: Individus par centimètre carré
Ind/l	: Individus par litre
INS	: Institut National de la Statistique
IPO	: Indice de Pollution Organique
MEDD	: Ministère de l'Ecologie et du Développement Durable
MIRAH	: Ministère des Ressources Animale et Halieutique
ONDR	: Office Nationale de Développement de la Riziculture
Pél	: Pélagique
RC	: Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliment
RDA	: Analyse de Redondance
RPC	: Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés
RSM	: Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs
RSR	: Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz
TDS	: Taux de Solides Dissous
UFR	: Unité de Formation et de Recherche
µm	: Micromètre
UTN	: Unité de Turbidité Néphélométrique

<b>LISTE DES TABLEAUX</b>	<b>Pages</b>
<b>Tableau I</b> : Nombre de taxon de microalgues récoltés dans quelques étangs piscicoles et rizipiscicoles en Côte d’Ivoire.....	27
<b>Tableau II</b> : Composition bromatologique des sous-produits agricoles utilisés durant les deux stades d’élevage.....	46
<b>Tableau III</b> : Classes de l'Indice de Pollution Organique en fonction des valeurs limites de chaque paramètre.....	54
<b>Tableau IV</b> : Classification du niveau de pollution en fonction de la valeur de l'Indice de Pollution Organique .....	54
<b>Tableau V</b> : Système d’Evaluation de la Qualité de l’Eau des cours d’eau pour l’aquaculture .....	55
<b>Tableau VI</b> : Critères de la qualité de l’eau pour <i>Oreochromis niloticus</i> .....	55
<b>Tableau VII</b> : Liste des principaux genres de microalgues potentiellement toxiques.....	57
<b>Tableau VIII</b> : Présentation des groupes fonctionnels montrant les codons, l’habitat-type, les taxons représentatifs, les tolérances et leurs sensibilités.....	65
<b>Tableau IX</b> : Diagnostic de la convenance des eaux des structures d’élevage pour l’aquaculture .....	86
<b>Tableau X</b> : Valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques de l’eau des structures d’élevage et leurs gammes optimales recommandées pour la meilleure croissance de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	88
<b>Tableau XI</b> : Liste taxonomique des microalgues récoltées dans les structures d’élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla en fonction des habitats .....	98
<b>Tableau XII</b> : Catégorie des taxons suivant leur occurrence dans les structures d’élevage .	118
<b>Tableau XIII</b> : Similarité entre les différentes structures d’élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla.....	119
<b>Tableau XIV</b> : Liste des microalgues potentiellement toxiques collectées dans les structures d’élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla.....	120
<b>Tableau XV</b> : Richesse spécifique des taxons potentiellement toxiques inventoriés dans les structures d’élevage.....	121
<b>Tableau XVI</b> : Taxons phytoplanctoniques dominants dans les structures d’élevage en phase de prégrossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	128
<b>Tableau XVII</b> : Taxons phytoplanctoniques dominants dans les structures d’élevage en phase de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	129

<b>Tableau XVIII</b> : Valeurs moyennes des richesses raréfiées des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage pendant les phases de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	131
<b>Tableau XIX</b> : Valeurs moyennes des indices de Shannon et d'équitabilité des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage .....	132
<b>Tableau XX</b> : Abondance et caractéristiques fonctionnelles des taxons pélagiques dominants représentatifs des groupes fonctionnels de phytoplancton dans l'eau des structures d'élevage .....	133
<b>Tableau XXI</b> : Taxons épiphytiques dominants dans les structures d'élevage en prégrossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	142
<b>Tableau XXII</b> : Taxons épiphytiques dominants dans les structures d'élevage durant la phase de grossissement <i>Oreochromis niloticus</i> .....	143
<b>Tableau XXIII</b> : Valeurs moyennes des richesses raréfiées des microalgues épiphytiques dans les structures d'élevage pendant les phases de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	144
<b>Tableau XXIV</b> : Valeurs moyennes des indices de Shannon et d'équitabilité des microalgues épiphytiques dans les structures d'élevage pendant la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	145

LISTE DES FIGURES	Pages
<b>Figure 1</b> : Situation géographique de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla .....	7
<b>Figure 2</b> : Diagramme ombrothermique de la Région du Haut-Sassandra de 2001 à 2020.....	8
<b>Figure 3</b> : Carte géologique du bassin-versant de la rivière Lobo .....	9
<b>Figure 4</b> : Quelques formes de Cyanobacteria .....	12
<b>Figure 5</b> : Représentation schématique de la systématique des Diatomées .....	13
<b>Figure 6</b> : Quelques formes de Chlorophyta .....	14
<b>Figure 7</b> : Vue de trois espèces de Cryptophyta.....	15
<b>Figure 8</b> : Vue de trois espèces de Chrysophyta .....	16
<b>Figure 9</b> : Morphologie classique d'une cellule de Dinophyta.....	17
<b>Figure 10</b> : Cycle de vie d'une cellule de Dinophyta.....	17
<b>Figure 11</b> : Quelques espèces de Euglenophyta.....	18
<b>Figure 12</b> : Quelques espèces de Rhodophyta.....	19
<b>Figure 13</b> : Quelques espèces de Xanthophyta .....	20
<b>Figure 14</b> : Synthèse des effets potentiels des blooms d'algue sur les poissons.....	25
<b>Figure 15</b> : Présentation schématique d'un système d'association riz-poisson .....	32
<b>Figure 16</b> : Représentation schématique des composantes écologiques d'un système d'association rizipiscicole .....	34
<b>Figure 17</b> : Quelques matériels utilisés pour la mesure des paramètres physico-chimiques ..	40
<b>Figure 18</b> : Quelques outils utilisés pour l'échantillonnage des microalgues.....	41
<b>Figure 19</b> : Quelques outils d'observation et de dénombrement des cellules de microalgues	42
<b>Figure 20</b> : Quelques matériels d'extraction et de dosage de la chlorophylle <i>a</i> .....	43
<b>Figure 21</b> : Vue d'un étang repiqué, remis en eau et empoissonné.....	45
<b>Figure 22</b> : Schéma du dispositif expérimental.....	45
<b>Figure 23</b> : Points d'échantillonnage du phytoplancton et filtration d'eau dans un étang rizipiscicole .....	48
<b>Figure 24</b> : Technique d'échantillonnage des cellules épiphytiques de microalgues sur les tiges de riz dans les étangs rizipiscicoles.....	49
<b>Figure 25</b> : Présentation d'une boîte à moustache .....	67
<b>Figure 26</b> : Variation spatiale de la température de l'eau des structures d'élevage durant la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	71
<b>Figure 27</b> : Variation spatiale du pH de l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	72

<b>Figure 28</b> : Variation spatiale de l'oxygène dissous dans l'eau des structures d'élevage durant la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	73
<b>Figure 29</b> : Variation spatiale de la transparence de l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	74
<b>Figure 30</b> : Variation spatiale de la conductivité électrique de l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> ...	75
<b>Figure 31</b> : Variation spatiale des solides totaux dissous de l'eau des structures d'élevage durant la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	76
<b>Figure 32</b> : Variation spatiale de la turbidité de l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	77
<b>Figure 33</b> : Variation spatiale de la concentration des nitrites dans l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	78
<b>Figure 34</b> : Variation spatiale de la concentration des nitrates dans l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	79
<b>Figure 35</b> : Variation spatiale de la concentration des ions ammonium dans l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	80
<b>Figure 36</b> : Variation spatiale de la concentration d'orthophosphates dans l'eau des structures d'élevage durant la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	81
<b>Figure 37</b> : Variation spatiale de la concentration du phosphore total dans l'eau des structures d'élevage durant la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	82
<b>Figure 38</b> : Variation spatiale de l'azote total dans l'eau des structures d'élevage au cours du prégrossissement et du grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	83
<b>Figure 39</b> : Variation spatiale de la DBO <sub>5</sub> dans l'eau des structures d'élevage au cours du stade de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	84
<b>Figure 40</b> : Profil et cartographie globale de l'indice de pollution organique des eaux des structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla .....	85
<b>Figure 41</b> : Résultat de l'Analyse en Composantes Principales sur les paramètres physico-chimiques mesurés dans les structures d'élevage au cours du prégrossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	90

<b>Figure 42</b> : Résultat de l'Analyse en Composantes Principales sur les paramètres physico-chimiques mesurés dans les structures d'élevage au cours du grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	91
<b>Figure 43</b> : Proportion des embranchements de microalgues selon les habitats dans les étangs rizipiscicoles.....	118
<b>Figure 44</b> : Abondance totale des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage durant la phase de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	125
<b>Figure 45</b> : Abondance relative des embranchements des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage en phase de prégrossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	125
<b>Figure 46</b> : Abondance relative des embranchements des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage en phase de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	126
<b>Figure 47</b> : Variation mensuelle de la densité des microalgues pélagiques après l'empoissonnement des étangs rizipiscicoles en prégrossissement et en grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	127
<b>Figure 48</b> : Variations de la concentration en chlorophylle a de l'eau des structures d'élevage en prégrossissement et en grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	130
<b>Figure 49</b> : Succession mensuelle de l'abondance relative des groupes fonctionnels de phytoplancton dans les structures d'élevage au cours des phases de prégrossissement et de grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	135
<b>Figure 50</b> : Ordination en RDA sur l'axe 1 et 2 des paramètres environnementaux et les taxons pélagiques dominants dans les structures d'élevage au prégrossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	137
<b>Figure 51</b> : Ordination en RDA sur l'axe 1 et 2 des paramètres environnementaux et les taxons pélagiques dominants dans les structures d'élevage au grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	137
<b>Figure 52</b> : Densité totale des microalgues récoltées sur la partie immergée des tiges de riz des structures d'élevage en prégrossissement et en grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	139
<b>Figure 53</b> : Densité relative des embranchements des microalgues épiphytiques dans les structures d'élevage en phase prégrossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	139
<b>Figure 54</b> : Densité relative des embranchements des microalgues épiphytiques dans les structures d'élevage en phase grossissement de <i>Oreochromis niloticus</i> .....	140

**Figure 55** : Variation mensuelle de la densité des microalgues épiphytiques après l’empoissonnement des étangs rizipiscicoles en prégrossissement et en grossissement de *Oreochromis niloticus* ..... 141

**Figure 56** : Ordination en RDA des paramètres environnementaux et les taxons épiphytiques dominants dans les structures d’élevage en phase de prégrossissement de *Oreochromis niloticus* ..... 146

**Figure 57** : Ordination en RDA des paramètres environnementaux et les taxons épiphytiques dominants dans les structures d’élevage en phase de grossissement de *Oreochromis niloticus* ..... 147

**Figure 58** : Courbes d’évolution mensuelle de la densité moyenne des taxons potentiellement toxiques récoltés en phase de prégrossissement de *Oreochromis niloticus* ..... 148

**Figure 59** : Courbes d’évolution de la densité moyenne des taxons potentiellement toxiques récoltés en phase de grossissement de *Oreochromis niloticus*..... 149

**LISTE DES ANNEXES**

**Annexe I** : Fiche de comptage des cellules algales.

**Annexe II** : Planches des images et dimensions des différents taxons identifiés dans les structures d'élevage.

---

# **INTRODUCTION**

Le poisson et le riz font partie des aliments les plus consommés en Afrique de l'Ouest (Mendez *et al.*, 2013, Traoré *et al.*, 2020 ; Van Hecke & Vanderleenen, 2023). En Côte d'Ivoire, la consommation nationale du riz entre 2019 et 2023 est en moyenne 1 686 069 tonnes/an (ADERIZ, 2025) et les besoins moyens en poisson sont estimés à environ 700 000 tonnes/an (Fréchet *et al.*, 2022). Malgré d'immenses potentialités naturelles et de nombreux efforts déployés par l'Etat de Côte d'Ivoire dans la riziculture et la pisciculture, les productions (aquacole et rizicole) du pays demeurent très faibles (FAO, 2014). En effet, la production nationale annuelle du riz blanchi, qui est estimée en moyenne à 1 747 830 tonnes entre 2019 et 2023 (FAO, 2025), est insuffisante pour couvrir la demande locale (Gniza, 2022). En ce qui concerne le poisson, la production piscicole, composée majoritairement de tilapia, a atteint en moyenne 6 164,6 tonnes entre 2019 et 2023 (MIRAH, 2024). Cette production additionnée à celle de la pêche est également insuffisante pour répondre à la demande nationale de poissons (Yayo N'cho *et al.*, 2020). Pour combler ces déficits en poisson et en riz, l'Etat ivoirien a combiné des efforts pour le développement de plusieurs projets piscicoles et a adopté une stratégie de relance de la production du riz basée en grande partie sur la promotion de la riziculture irriguée (Avit *et al.*, 2014). Mais, la variabilité climatique dans le pays, notamment dans la Région du Centre-ouest, impacte les mécanismes de production des pisciculteurs et des riziculteurs (Niamien *et al.*, 2017). Face aux effets de la variabilité climatique en zone rurale, certains riziculteurs et pisciculteurs développent des pratiques agroécologiques telles que l'association de l'élevage du poisson à la riziculture irriguée, appelée rizipisciculture (Niamien *et al.*, 2017). La rizipisciculture offre de bonnes relations symbiotiques pour optimiser la production simultanée du riz et du poisson (Hem *et al.*, 2008 ; Avit *et al.*, 2012, 2014). Cette pratique améliore la biodiversité des écosystèmes rizicoles et protège l'environnement (Liu *et al.*, 2020).

Par ailleurs, l'accès et le coût des aliments des poissons constituent un facteur clé pour leur croissance et la rentabilité des systèmes piscicoles en Côte d'Ivoire (Yao *et al.*, 2016 ; Aboya *et al.*, 2020). Devant le coût élevé des aliments industriels dits conventionnels faits à base de la farine de poissons, les rizipisciculteurs, notamment ceux du Centre-ouest du pays utilisent massivement les sous-produits agricoles pour optimiser la rentabilité de leurs étangs rizipiscicoles (Kimou *et al.*, 2016 ; Yao *et al.*, 2017 ; Kamagaté *et al.*, 2020). Ces sous-produits agricoles présentent l'avantage d'être disponibles en grande quantité, à faible coût et riches en protéines (Bamba, 2007). Mais, leur usage peut provoquer la dégradation de la qualité de l'eau, souvent une sous-production des étangs (Anougbo *et al.*, 2020) et n'est pas sans conséquence sur la dynamique des microalgues (Yifan *et al.*, 2023).

Les microalgues sont des organismes photosynthétiques invisibles à l'œil nu qui vivent librement et passivement en suspension (phytoplancton) ou fixés sur les substrats immergés (périphyton) dans l'eau (Stickney *et al.*, 2000). Elles constituent un essentiel producteur situé à la base des réseaux trophiques aquatiques. De par leur concentration en suspension dans la colonne d'eau ou sur les substrats immergés, les microalgues représentent une partie importante des aliments naturels de certains poissons d'élevage tels que le tilapia (Ouattara *et al.*, 2009 ; Zorzal-Almeida & Fernandes, 2014 ; Kra *et al.*, 2023). Dans les milieux rizipiscicoles, les plantes de riz maintiennent la disponibilité des microalgues qui sont consommées par les poissons (Kraft, 1992). Certaines microalgues appartenant au genre *Anabaena* fixent l'azote atmosphérique, contribuant ainsi à la croissance des plants de riz (Awasthi, 2021).

Mais, la forte concentration algale dans les milieux piscicoles peut entraîner des dommages environnementaux et économiques pour l'aquaculteur (Rahman *et al.*, 2012). En effet, la forte prolifération des cellules algales provoque des blooms sur la surface des étangs piscicoles (Wolowski *et al.*, 2024). Ces blooms peuvent encombrer les branchies des poissons (Rahman *et al.*, 2017) et entraîner la baisse de la transparence de l'eau et de la teneur en oxygène dissous des étangs piscicoles (Rahman *et al.*, 2014).

Aussi, la stabilité de l'eau des étangs piscicoles, associée à l'enrichissement en nutriments, provoque la transition dans la composition spécifique de ces algues vers la dominance de certaines espèces néfastes (Dokulil & Teubner, 2000). Ces espèces néfastes appartenant généralement aux genres *Dinophysis*, *Alexandrium*, *Microcystis*, *Anabaena*, *Anabaenopsis* produisent des métabolites secondaires (phycotoxines) qui sont parfois mortels pour le zooplancton et la faune piscicole (Merwe *et al.*, 2012 ; Niamien-Ebrottié *et al.*, 2015 ; Montuori *et al.*, 2024). Ces algues peuvent aussi causer des intoxications chez les aquaculteurs, puis indirectement pour la santé des consommateurs de ces poissons (Corbel *et al.*, 2014).

Dans ce contexte, la connaissance des mécanismes écologiques qui sous-tendent la rentabilité du système de coculture riz-poisson est incontournable pour sa durabilité et sa vulgarisation.

En Côte d'Ivoire, plusieurs études sur les algues ont été menées dans les milieux piscicoles (Da, 1992 ; Dabbadie, 1996 ; Kouassi, 2004 ; Bamba, 2007 ; Grogga *et al.*, 2019 ; Soro, 2020 ; Anougbo, 2022 et Kra *et al.*, 2021, 2023 ; Konan *et al.*, 2024). Mais dans les étangs rizipiscicoles, les études algales effectuées jusqu'à présent sont seulement celles de Avit *et al.* (2012), de Bony *et al.* (2015) et de Allouko *et al.* (2016) qui se sont limitées qu'à l'occurrence (présence ou absence) de quelques taxons de microalgues planctoniques dans ces milieux sans aliment exogène. Il ressort clairement que les microalgues pélagiques et épiphytiques des étangs rizipiscicoles n'ont pas donné lieu à des études écologiques approfondies dans le contexte

d'optimisation de la production rizipiscicole par des aliments exogènes. Pourtant, l'étude des microalgues de la colonne d'eau et celles fixées sur les parties submergées des tiges du riz est importante pour bien maîtriser les conditions environnementales de la production rizipiscicole et modérer l'apport quotidien des aliments exogènes. Ainsi, la question de recherche suivante se pose : quels sont les impacts de l'usage des aliments exogènes tels que les sous-produits agricoles sur la qualité de l'eau et la prolifération des microalgues pélagiques et périphytiques dans les milieux rizipiscicoles ?

Les hypothèses qui sous-tendent cette étude sont que (i) l'utilisation des sous-produits agricoles dans l'alimentation des poissons dégrade la qualité physico-chimique de l'eau des étangs rizipiscicoles, (ii) les apports de sous-produits agricoles dans les étangs d'association riz-poisson modifient la composition taxonomique des microalgues présentes dans le milieu, (iii) le nourrissage des poissons à l'aide des sous-produits agricoles impacte la structure des microalgues et le déterminisme de leur prolifération dans les étangs rizipiscicoles.

L'objectif général de la présente étude est d'améliorer les connaissances sur l'influence des sous-produits agricoles sur la qualité de l'eau et les peuplements de microalgues dans les systèmes d'association riz-poisson.

Cette étude a consisté plus spécifiquement à :

- évaluer l'effet des apports des sous-produits agricoles sur la qualité physico-chimique de l'eau des étangs rizipiscicoles ;
- déterminer l'impact des apports de sous-produits agricoles sur la composition taxonomique des microalgues pélagiques et épiphytiques des étangs rizipiscicoles ;
- analyser l'influence des apports de sous-produits agricoles sur la structure des peuplements de ces microalgues et le déterminisme de leur prolifération dans les étangs rizipiscicoles.

Le présent mémoire est organisé en trois grandes parties. La première partie est relative à la synthèse bibliographique qui présente les généralités sur la zone d'étude, les microalgues, le riz, le tilapia du Nil, la rizipisciculture et les sous-produits utilisés en pisciculture. La seconde partie aborde le matériel et les méthodes utilisés dans ce travail. Quant à la troisième partie, elle fait mention des résultats acquis par objectif spécifique de l'étude qui sont par la suite discutés. Une conclusion contenant des suggestions et des perspectives clôt ce manuscrit.

---

## **PARTIE I : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE**

## 1.1. Zone d'étude

### 1.1.1. Situation géographique et description de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla

L'étude a été effectuée dans les structures de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla. Cette ferme est localisée dans la Région du Haut-Sassandra, précisément dans le département de Vavoua aux coordonnées 7°11'40" de la latitude Nord et 6°31'38" de la longitude Ouest (Figure 1). Le département de Vavoua fait frontière à ceux de Zuenoula et de Kounahiri à l'Est, de Daloa et de Zoukougbeu au Sud, de Bangolo, de Kouibly et de Biankouma à l'Ouest. Au Nord, il fait limite avec les départements de Séguéla et de Mankono. La population du département de Vavoua est estimée à 477 154 habitants (INS, 2022).

La ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla est constituée de neuf étangs rectangulaires numérotés de E1 à E9. L'étang E1 a une superficie de 675 m<sup>2</sup> et les huit autres étangs ont des superficies comprises entre 200 et 360 m<sup>2</sup>. Un barrage situé en amont de la ferme assure l'alimentation en eau de tous les étangs. Ce barrage est lui-même alimenté en eau par une petite rivière traversant une plantation cacaoyère. La canalisation des différents étangs ne permet pas l'échange direct d'eau entre eux. Les bordures du barrage sont dominées par des colonies de *Cyclosorus striatus*. La vase et le sable sont les substrats prédominants dans le barrage et les étangs. En période de sécheresse, l'eau du barrage est utilisée pour arroser le vivrier et sert à abreuver les moutons et les bœufs (Kouadio *et al.*, 2023).

La ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla est sujette à des pressions anthropiques. Ces pressions sont dues aux activités agricoles, notamment, la cacaoculture, l'hévéaculture, la caféiculture et la riziculture menées par les paysans avec usage courant de pesticides.

### 1.1.2. Climat

Situé dans la Région du Haut-Sassandra, le département de Vavoua se trouve dans une zone de climat équatorial de transition atténué (Kouao *et al.*, 2021). Les données pluviométriques et thermiques moyennes mensuelles enregistrées de 2001 à 2020 par la SODEXAM à la station de Daloa et de Vavoua permettent de constater que le climat de la Région du Haut-Sassandra est bimodal (Figure 2). Il est caractérisé par une saison sèche allant de novembre à février et une saison pluvieuse qui s'échelonne de mars à octobre, avec un ralentissement de pluie entre mi-juillet et mi-août. Depuis 1997, le régime pluviométrique dans cette Région est caractérisé par une décroissance progressive des millimètres de pluies (Niamien *et al.*, 2017). La saison pluvieuse de la Région du Haut-Sassandra a un maximum de pluie en juin et un autre en septembre (Ligban *et al.*, 2009). Dans cette Région, le mois de février est le plus chaud de

l'année, tandis que le mois le plus humide de l'année est celui d'août (Adjiri *et al.*, 2020). Les saisons pluvieuse et sèche de la Région s'alternent avec des températures moyennes qui varient entre 24,78°C et 28,17°C. Les précipitations annuelles dans la zone sont comprises entre 1200 et 1600 mm (Figure 2). Le climat du département de Vavoua est influencé par l'harmattan provenant du Nord du pays qui engendre parfois d'épais brouillards.

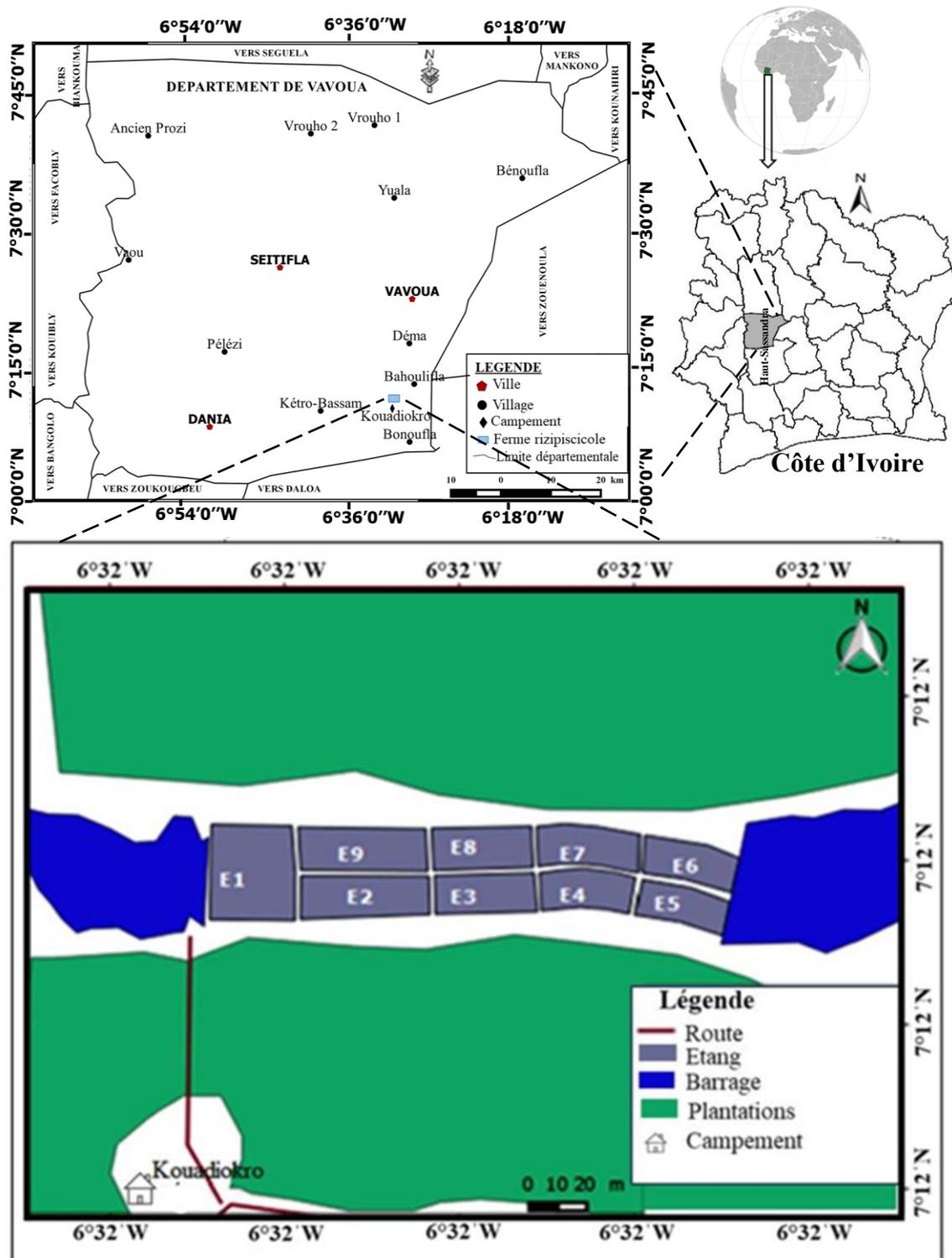
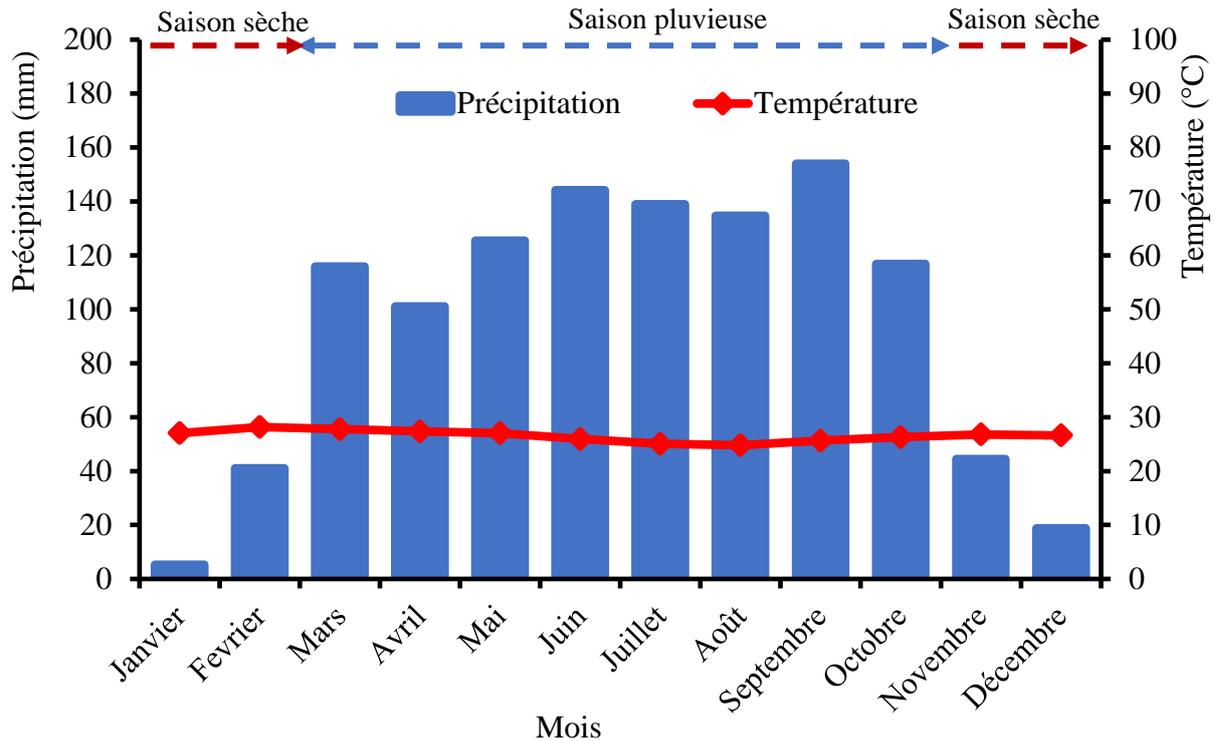


Figure 1 : Situation géographique de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla



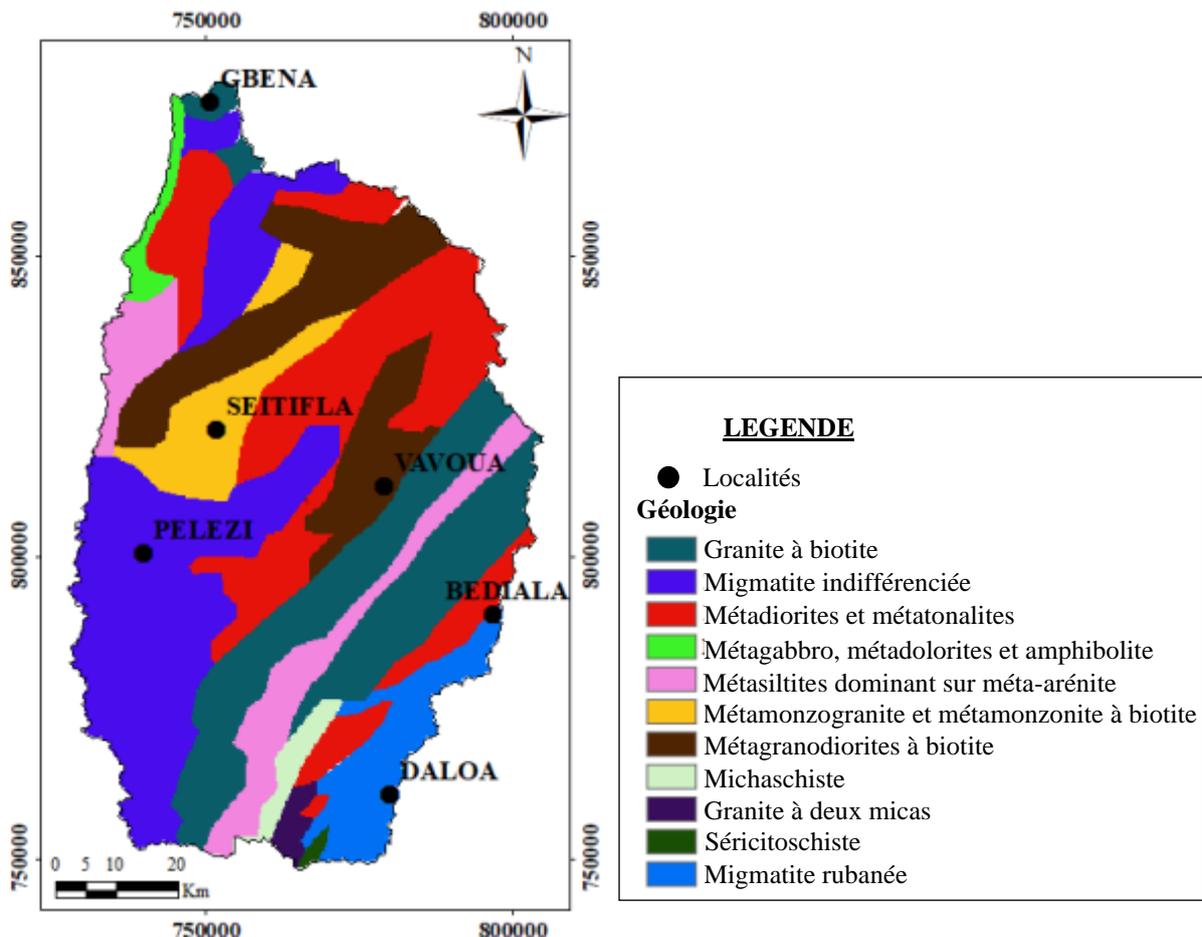
**Figure 2 :** Diagramme ombrothermique de la Région du Haut-Sassandra de 2001 à 2020

### 1.1.3. Formations géologiques, sols et hydrographie

Les formations géologiques du département de Vavoua appartiennent essentiellement au domaine paléozoïque situé à l'Est de la faille Sassandra (Tagini, 1971). Ces formations géologiques sont dominées par des roches magmatiques de types plutoniques et volcaniques (Delor *et al.*, 1995). Les roches magmatiques du département de Vavoua sont représentées par les granitoïdes (Figure 3) qui se rencontrent dans la majeure partie du bassin versant de la rivière Lobo (Yao, 2015). Quelques roches métamorphiques de type migmatites et schisteux se trouvent aussi dans ce département (Ahimon, 1990).

Du point de vue pédologique, les sols du département de Vavoua sont principalement de type ferrallitique remanié modal et fortement désaturé (Perraud & Souchère, 1969 ; FIRCA, 2015). Ils sont profonds et fertiles, avec une texture argilo-sableuse ou argileuse. Ces sols ferrallitiques sont issus de l'altération du socle précambrien (Monnier, 1979 ; Koffie-Bikpo & Kra, 2013). Le département de Vavoua présente également des vallées alluviales peu encaissées qui offrent de larges bas-fonds alluvionnaires favorables aux cultures irriguées.

Situé dans un sous-bassin versant de la rivière Lobo, le département de Vavoua est arrosé par les cours d'eau de la « Dê » et le « Goré », et leurs affluents. Ces cours d'eau sont caractérisés par des étiages de janvier à mai et des crues entre septembre et octobre (Sangaré *et al.*, 2009).



**Figure 3 :** Carte géologique du bassin-versant de la rivière Lobo

Source : Delor *et al.* (1995) modifiée par Yao (2015).

#### 1.1.4. Végétation et pratiques agricoles

La végétation du département de Vavoua est caractérisée par une savane préforestière constituée d'îlots de forêts denses et humides dégradés au Sud, de savane arborée au Nord et une mosaïque de cultures pérennes et de jachères (Koffie-Bikpo & Kra, 2013). La forêt dégradée est la végétation la plus dominante marquée par l'exploitation agricole avec l'intensification des cultures pérennes (Kouassi *et al.*, 2020). Néanmoins, on y trouve de nombreuses essences forestières telles que le Bété (*Mansonia altissima*), le Samba (*Triplochiton scleroxylon*), l'Ako (*Antiaris africana*) (Guillaumet & Adjahohoun, 1971).

L'agriculture est la principale activité économique du département de Vavoua (Kra, 2022). Elle est marquée par les cultures de rente telles que le cacao, le café, l'anacarde, l'hévéa, le coton et les cultures vivrières (le maïs, le riz, l'igname, l'aubergine et le manioc). Le département de Vavoua regorge de vastes espaces de bas-fonds (Gniza, 2020). Ces bas-fonds sont valorisés par la pisciculture, la riziculture et les cultures maraîchères. Dans ce département, la riziculture

constitue l'une des principales cultures vivrières et la saison de culture du riz s'étend généralement de mai à décembre.

## **1.2. Microalgues**

### **1.2.1. Définition**

Les algues et les cyanobactéries désignent une série d'organismes photosynthétiques (Barberousse, 2006). Le mot algue est issu du latin *alga*. Il désigne les végétaux inférieurs ou Thallophytes chlorophylliens (dépourvus de racines, de tiges et de feuilles) dont le cycle de vie se déroule en milieu humide tels que les eaux saumâtres et les eaux douces (Skulberg, 1996 ; De Reviere, 2003). Le terme algue se réfère à la fois aux microalgues et aux macroalgues.

Les Cyanobactéries, appelée souvent algues bleues, sont des procaryotes appartenant au règne des bactéries dans l'arbre du vivant (Bernard, 2014). Elles possèdent une paroi cellulaire rigide apparentée à celle des bactéries de type Gram négatif (Levi *et al.*, 2006).

Dans cette étude, le terme microalgues désigne à la fois les cyanobactéries et les algues eucaryotes ayant généralement toutes une taille de l'ordre du micron, donc invisibles à l'œil nu. Les microalgues sont sous forme unicellulaire, coloniale, filamenteuse ou à structure parenchymateuse (Kouassi, 2013 ; Schirmeister *et al.*, 2013). Elles possèdent tous de la chlorophylle a ainsi que d'autres pigments tels que les caroténoïdes, phycobiliprotéine, phycoérythrine, etc. (Levi *et al.*, 2006 ; Osório *et al.*, 2020). Le métabolisme de la plupart des algues est dominé par l'autotrophie basée sur la photosynthèse qui constitue la source principale de leur énergie (Dauta & Feuillade, 1995).

Selon le mode de vie des microalgues, on distingue le phytoplancton et le périphyton. Le phytoplancton regroupe les microalgues pélagiques qui vivent librement, passivement et en suspension dans la colonne d'eau (Mollo & Noury, 2013). Leurs mouvements dépendent de ceux de l'environnement aquatique (Grogan, 2012). Tandis que le périphyton rassemble les algues ayant un mode de vie fixé à différents substrats immergés dans l'eau (Stickney *et al.*, 2000). Dans la nature, le périphyton se trouve sous forme de mélange complexe d'algues, de microbes hétérotrophes, de Cyanobacteria, de champignons et de débris qui adhèrent à des substrats présents dans l'eau (Kongbo *et al.*, 2024).

### **1.2.2. Classification des microalgues**

En se basant sur les caractères cytologiques, les microorganismes photosynthétiques regroupent deux règnes bien distincts, à savoir les eucaryotes et les procaryotes. Les eucaryotes ou algues vraies sont pourvus d'une membrane nucléaire et se distinguent des cyanobactéries qui sont des

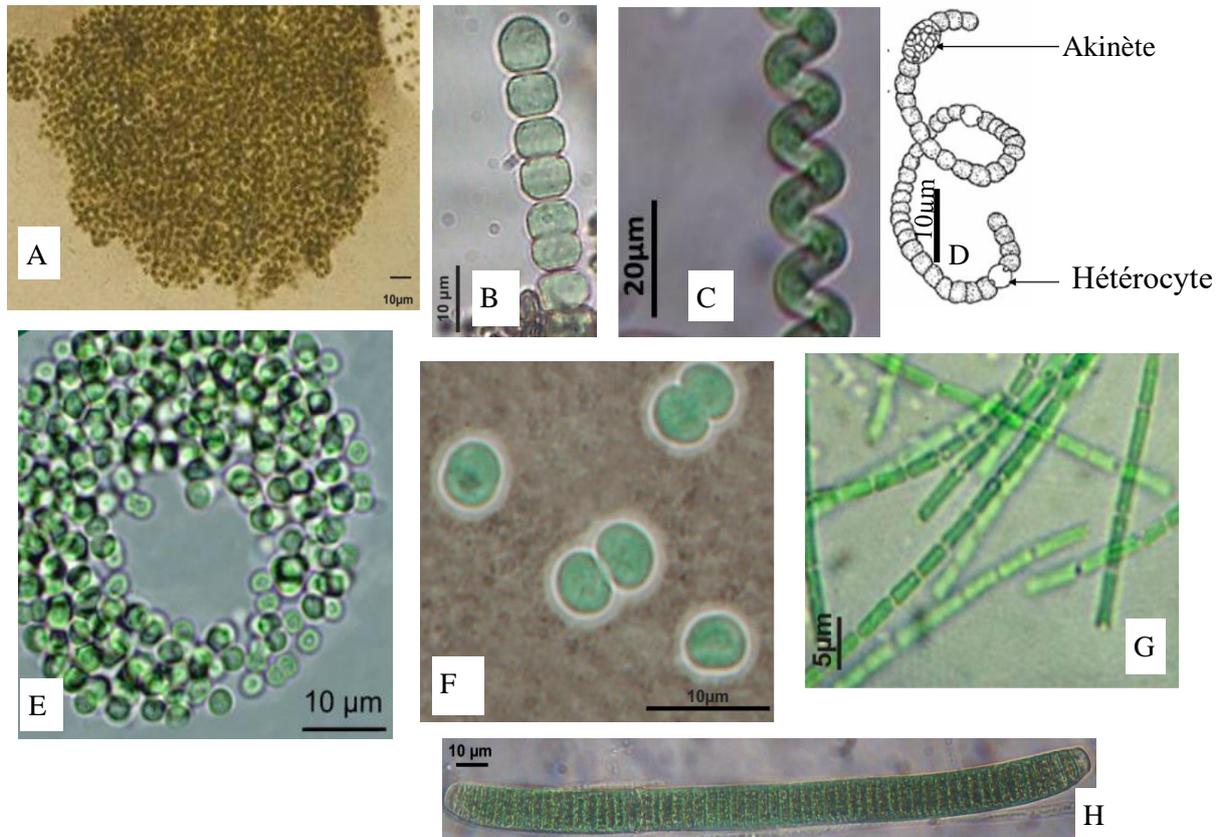
procaryotes, c'est-à-dire des microorganismes photosynthétiques dépourvus de cette membrane (Frémy & Lassus, 2001). La classification des microalgues est en révision continue (Komárek *et al.*, 2014). Elle est basée sur plusieurs critères écologiques, morphologiques, physiologiques, ultrastructuraux, biochimiques, cytologiques, biochimiques et de reproduction (Guiry & Guiry, 2023). D'après John *et al.* (2021), on dénombre 15 embranchements de microalgues. Il s'agit des Bacillariophyta, des Chlorophyta, des Cryptophyta, des Cyanobacteria, des Dinophyta, des Euglenophyta, des Xanthophyta, des Rhodophyta, Chrysophyta, des Eustigmatophyta, des Raphidophyta, des Haptophyta, des Phaeophyta, des Prasinophyta et des Glaucophyta. Les sept premiers embranchements cités sont couramment recensés dans les eaux douces tropicales (Compère, 1989). Les caractéristiques de ceux-ci sont présentées ci-après.

### **1.2.2.1. Cyanobacteria**

L'embranchement des Cyanobacteria, appelé aussi cyanobactéries ou Cyanophyta, fait partie du règne des Eubacteria. Il regroupe les microorganismes procaryotes photosynthétiques de couleur bleue ou bleu-vert, ce sont des protophytes. L'embranchement des Cyanobacteria est désigné officiellement sous le nom de Cyanobacteriota depuis 2022 (Oren *et al.*, 2022). Le diamètre des cellules de Cyanobacteria varie d'environ 1 à 10  $\mu\text{m}$  (Duy *et al.*, 2000). Les Cyanobacteria se distinguent des autres procaryotes hétérotrophes par la présence de la chlorophylle *a* et *f* ainsi que des pigments accessoires bleu-vert tels que la phycocyanine, la phycoérythrine et les caroténoïdes (Colyer *et al.*, 2005 ; Nürnberg *et al.*, 2018). Les cellules de Cyanobacteria ne contiennent pas de la bactériochlorophylle (Van Den Hoek *et al.*, 1995), ni de véritable noyau, ni de plaste et de la chlorophylle *b* (Chen *et al.*, 2010). Les espèces de Cyanophyta sont regroupées en une seule classe (Cyanophyceae) et ont des propriétés communes à la fois aux algues et/ou aux bactéries. Selon la classification révisée par Komárek *et al.* (2014), les Cyanophyceae regroupent plus de 2000 espèces et peuvent être divisées en huit ordres : Chroococcales, Chroococciopsidales, Gloeobacterales, Oscillatoriales, Nostocales, Pleurocapsales, Spirulinales et Synechococcales. Les cellules de Cyanophyceae sont dépourvues de flagelles et leurs types morphologiques peuvent être des colonies (Figure 4 A et E), des cellules filamenteuses (trichomes) (Figure 4 B, C, D et G), des thalles unicellulaires coccoïdes, de cellules solitaires (Figure 4 F), ou entourées d'une gaine.

Plusieurs genres de Cyanobacteria filamenteuses ont la capacité de fixer l'azote atmosphérique et de le transformer en ammonium. Cette fixation se fait souvent dans les hétérocytes qui sont de grandes cellules spécialisées. En plus des hétérocytes, certaines espèces de Cyanobacteria forment des spores résistantes appelées akinètes qui sont des cellules plus grandes, entourées

par des parois épaisses (Figure 4 E). Les Cyanophyceae se multiplient principalement par division cellulaire et par fragmentation chez les formes filamenteuses (De Reviere, 2003).



**Figure 4 :** Quelques formes de Cyanobacteria

A = *Microcystis panniformis*, B = *Komvophoron schmidlei*, C = *Spirulina princeps*, D = *Anabaena* sp., E = *Aphanocapsa annulata*, F = *Synechocystis aquatilis*, G = *Pseudanabaena galeata*, H = *Oscillatoria curviceps*.  
Source : Tucci *et al.* (2019).

### 1.2.2.2. Bacillariophyta

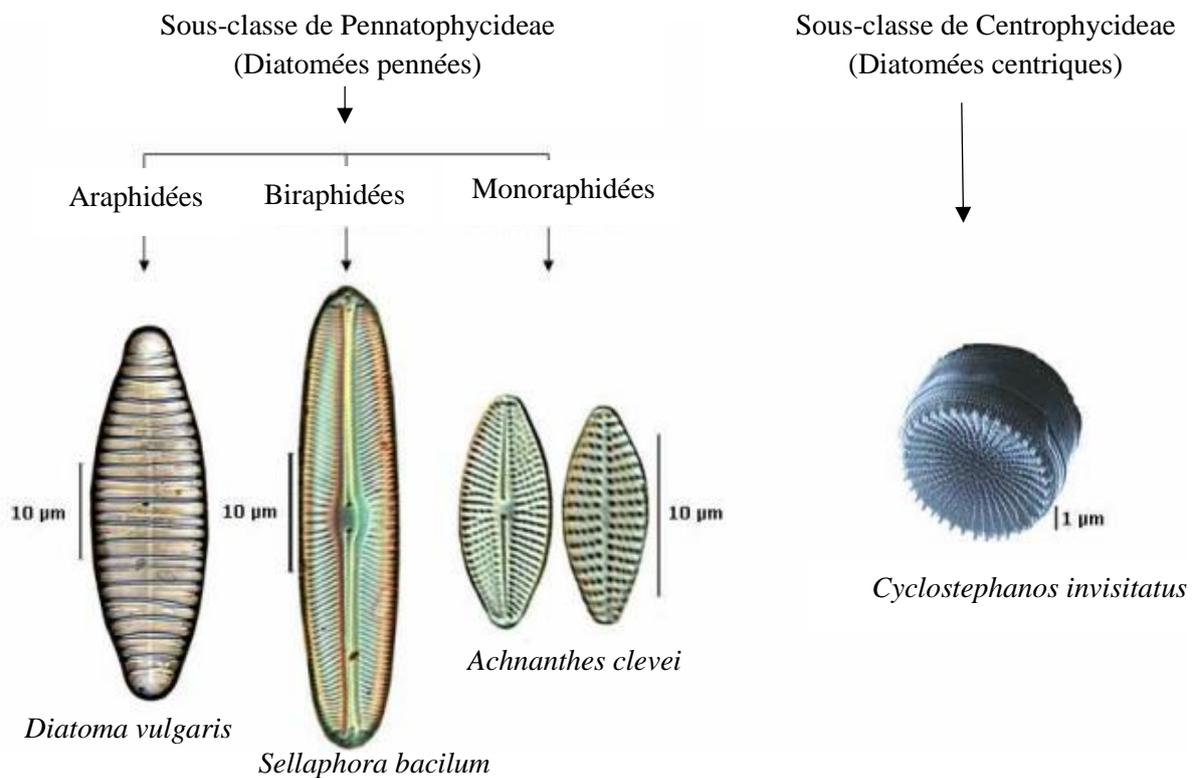
Les Bacillariophyta ou Diatomées regroupent les microalgues unicellulaires ou coloniales, quelquefois filamenteuses, à plastes bruns ou jaunes contenant de la chlorophylle *a* et *c*, du  $\beta$ -carotène et plusieurs xanthophylles (Bourrelly, 1968). Les cellules de Bacillariophyta sont les plus importantes de la biomasse phytoplanctonique des eaux douces tropicales (Van Den Hoek *et al.*, 1995). Les microalgues appartenant à cet embranchement ne possèdent pas de flagelle et sont pourvues d'une structure périphérique siliceuse bivalve complexe appelée frustule qui comporte des bandes connectives (Round *et al.*, 1990 ; Van Den Hoek *et al.*, 1995). La plus grande partie du frustule est appelée l'épivalve et la plus petite est l'hypoalve.

Les Bacillariophyta sont divisés en deux groupes : les Diatomées pennées qui ont une symétrie bilatérale et les Diatomées centriques qui ont une symétrie radiale (Figure 5). Leur systématique est fondée sur l'ornementation et la forme des valves (Van Den Hoek *et al.*, 1995). Chez les

pennées, la distinction des espèces se fait en fonction de la présence et du nombre de raphé. Selon ce critère, les Diatomées pennées se distinguent en trois sous-groupes à savoir :

- les Araphidées qui n'ont pas de raphés ;
- les Biraphidées qui ont un raphé sur chaque valve ;
- les Monoraphidées chez lesquelles le raphé se trouve sur une seule valve.

Les cellules de Diatomées se reproduisent par multiplication végétative. Elles peuvent entrer dans la phase de reproduction sexuée (auxosporulation). Les gamètes de Diatomées étant haploïdes, ils fusionnent pour donner un zygote, celui-ci se développe et devient une 'auxospore' à l'intérieur de laquelle un nouveau frustule de la cellule initiale est synthétisé par la mise en place progressive de dépôts de silice. Lorsque cette élongation est achevée, la cellule mère va briser le périzonium qui l'entourait. Une fois libérée, elle pourra entamer les phases de multiplication végétative (Canter-Lund & Lund, 1995).



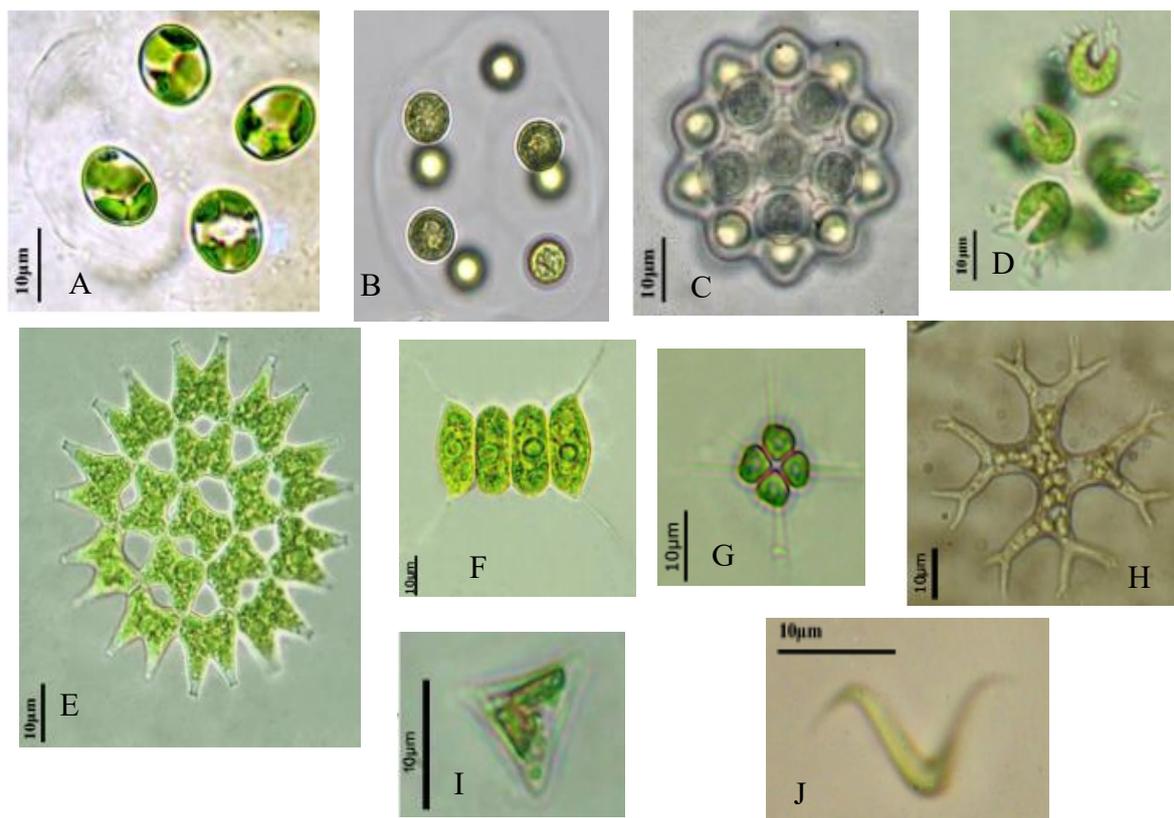
**Figure 5 :** Représentation schématique de la systématique des Diatomées

Source : Van Den Hoek *et al.* (1995).

### 1.2.2.3. Chlorophyta

Les Chlorophyta ou algues vertes regroupent les microalgues possédant des plastides d'un vert franc, renfermant les chlorophylles *a* et *b* associées aux carotènes et xanthophylles. Ces microalgues sont les plus abondantes des eucaryotes et se présentent sous forme de colonies

(Figure 6 A à D), de cénobes ou agrégats (Figure 6 E à G), de filaments simples ou ramifiés, unisériés (Figure 6 H) et de cellules solitaires (Figure 6 I et J). Les formes nageuses possèdent généralement deux ou quatre flagelles de même taille. Ces algues sont bien représentées dans les eaux douces tropicales (Iltis, 1980). Cet embranchement est constitué de 7934 espèces regroupées en douze classes dont les plus recencées sont les Chlorophyceae, les Trebouxiophyceae, les Ulvophyceae, les Pyramimonadophyceae, les Zygnematophyceae, les Chlorodendrophyceae et les Pseudoscourfieldiophyceae (Guiry, 2024). Certaines algues appartenant à cet embranchement sont d'excellentes sources d'acides gras, de vitamines et de protéines. Le mode de reproduction des Chlorophyta peut être sexué ou asexué. D'après Graham & Wilcox (2000), la reproduction sexuée des cellules de Chlorophyta peut se faire par isogamie (les deux gamètes sont de taille identique), hétérogamie (le gamète mâle est plus petit que le gamète femelle) et oogamie (la fusion d'un gamète femelle volumineux non flagellé avec un gamète mâle petit et mobile).

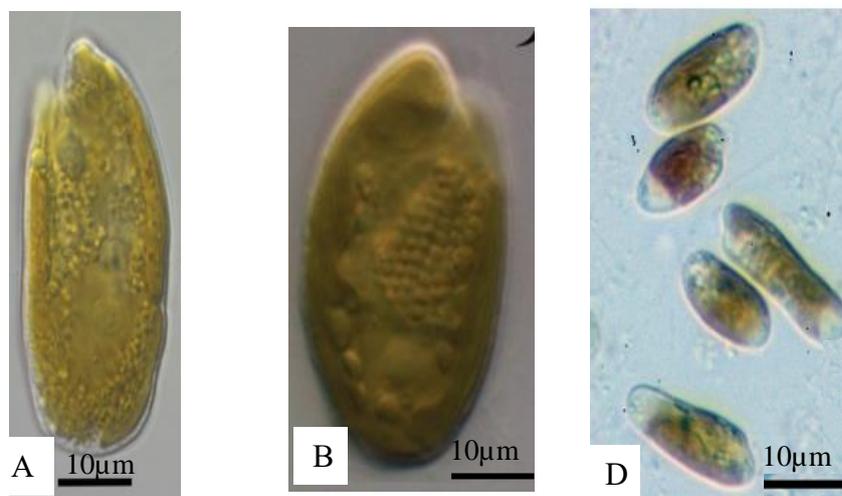


**Figure 6 :** Quelques formes de Chlorophyta

Colonies de *Oocystis borgei* (A), de *Radiococcus polycoccus* (B), de *Coelastrum pseudomicroporum* (C) et de *Kirchneriella lunaris* (D) ; Cénobes de *Pediatrum duplex* (E), de *Desmodesmus communis* (F) et de *Tetrastrum heteracanthum* (G) ; Filaments ramifiés de *Isthmochloron lobulatum* (H) ; cellules solitaires de *Goniochloris mutica* (I) et de *Monoraphidium contortum* (J). Source : Tucci *et al.* (2019).

#### 1.2.2.4. Cryptophyta

Les microalgues appartenant à l'embranchement des Cryptophyta sont tous des organismes unicellulaires munis de fouets légèrement inégaux, insérés latéralement, dirigés dans le même sens et sortant d'un cytopharynx (Sheath & Wehr, 2003). Ce sont des cellules libres, solitaires, à contours réniformes ou elliptiques, souvent plus larges à l'apex (Figure 7). Elles peuvent se développer en toute saison et s'adaptent bien aux eaux à faible éclaircissement. Les cellules de Cryptophyta sont généralement pourvues de deux flagelles et d'un, deux ou plusieurs plastes. Ces plastes sont diversement colorés (bruns, jaune, rouge, bleu ou bleu-vert) et contiennent de la chlorophylle *a* et *c* et des pigments phycobilines comme pigments supplémentaires (Kim *et al.*, 2017).



**Figure 7 :** Vue de trois espèces de Cryptophyta

A = *Cryptomonas vietnamica*, B = *C. lundii*, D = *Rhodomonas* sp. Source : Gusev *et al.* (2020).

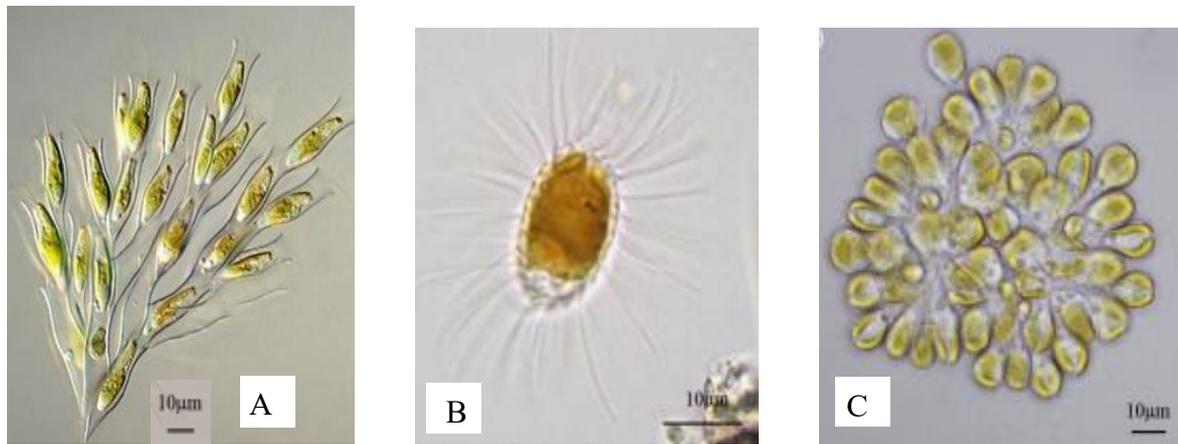
#### 1.2.2.5. Chrysophyta

Les Chrysophyta sont des microalgues unicellulaires ou coloniales caractérisées par leurs stomatocystes silicifiés endogènes et par des flagelles (Figure 8) et des chloroplastes hétérokontes à chlorophylle *a* et *c* (*c1* et *c2*). Les cellules de cet embranchement sont nues ou, dans de nombreux cas, entourées d'une enveloppe (Kristiansen & Skaloud, 2016). Chez certains genres de Chrysophyta tels que les *Mallomonas* et les *Synura*, la surface des cellules est recouverte d'écailles siliceuses et de longs poils de silice en forme d'aiguille (Kristiansen & Sandgren, 1986 ; Gusev *et al.*, 2023).

Les habitats typiques des Chrysophyta d'eau douce sont des lacs neutres ou légèrement acides et des étangs avec un apport modéré en nutriments. Le cycle biologique comprend les divisions mitotiques et l'enkystement. La reproduction par fusion cellulaire suivie de l'enkystement du

zygote a été observée chez de nombreuses espèces de Chrysophyta (Kristiansen & Skaloud, 2016).

Certains auteurs regroupent les classes des Chrysophyceae, des Dictyochophyceae, des Synurophyceae et d'autres ensembles dans l'embranchement des Chrysophyta (Kristiansen, 2002).



**Figure 8 :** Vue de trois espèces de Chrysophyta

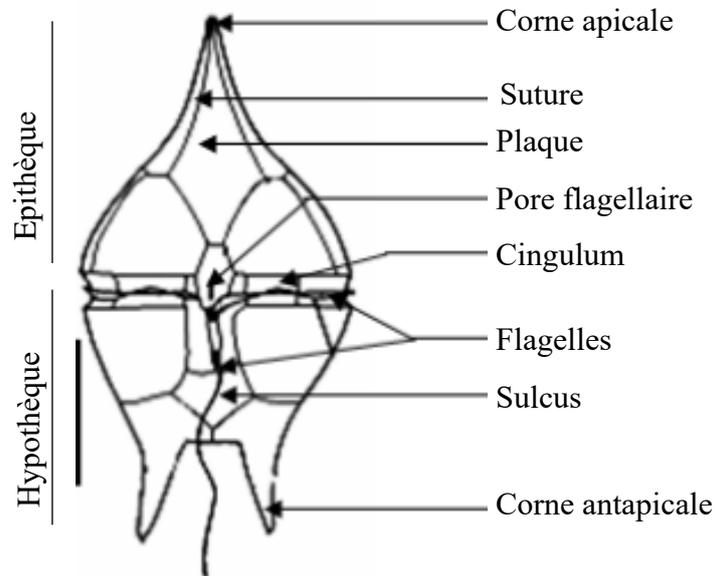
A= *Dinobryon divergens*, B = *Mallomonas denticulate*, C= *Synura uvella*. Source : Predojević *et al.* (2014).

#### 1.2.2.6. Dinophyta

Les Dinophyta appelés aussi Dinoflagellés sont majoritairement unicellulaires biflagellés et mobiles, avec quelques espèces coccoïdes, coloniales palmelloïdes ou filamenteuses. L'embranchement des Dinophyta comporte onze classes avec 3912 espèces. Les Dinophyceae et les Syndiniophyceae sont les classes les plus diversifiées en espèce (Guiry, 2024). A la différence des Diatomées, les individus de cet embranchement vivent libres et rarement regroupés en chaînes. Les Dinophyta se caractérisent morphologiquement par une ceinture transversale. Cette ceinture appelée le cingulum encercle la cellule et la divise en une épithèque et une hypothèque, alors qu'une invagination longitudinale, le sulcus, définit la face ventrale de la cellule (Figure 9). Chez certains groupes tels que les Prorocentrales, le cingulum et le sulcus sont absents et les deux flagelles sont insérés antérieurement (Taylor, 1987). Les deux flagelles sont dissemblables. L'un d'eux, orienté transversalement, est inséré dans le cingulum tandis que l'autre, longitudinal, est logé dans un sulcus. Les Dinophyta renferment des plastes bruns, rarement rouges ou bleu-vert, contenant les chlorophylles *a* et *c* ainsi que des carotènes et des xanthophylles (Sheath & Wehr, 2003).

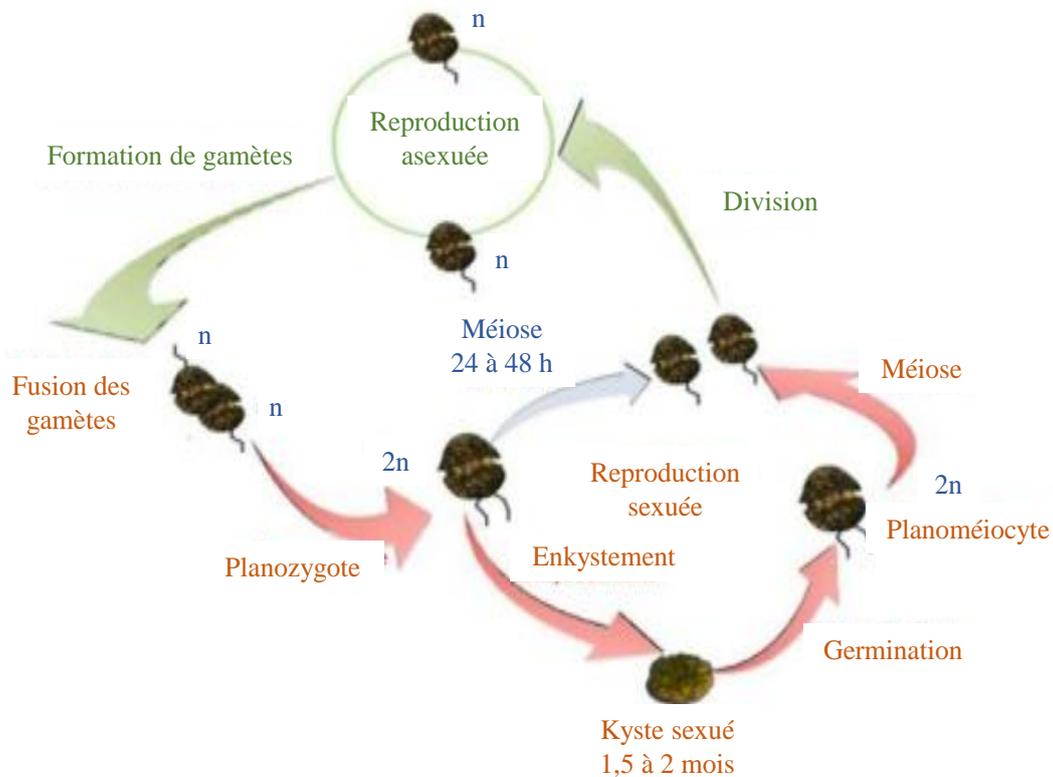
Le mode de reproduction des cellules de cet embranchement est essentiellement asexué par division cellulaire et/ou par divers types de spores (De Reviers, 2003). Le cycle de vie des cellules de Dinophyta (Figure 10) comporte une phase végétative haploïde et unicellulaire, au

cours de laquelle les gamètes se fusionnent pour donner un zygote et un stade diploïde associé à la reproduction sexuée (Haberkorn, 2009 ; Figueroa *et al.*, 2010). La reproduction sexuée semble être présente seulement chez les Dinophyta formant des kystes permanents (Dhib, 2015).



**Figure 9 :** Morphologie classique d'une cellule de Dinophyta

Source : Quéguiner (2007). Le trait à côté de la figure mesure 10  $\mu$ m.



**Figure 10 :** Cycle de vie d'une cellule de Dinophyta (*Alexandrium* sp.)

Source : Figueroa *et al.* (2010).

### 1.2.2.7. Euglenophyta

L'embranchement des Euglenophyta regroupe les microalgues sans paroi cellulaire, possédant un, deux ou trois flagelles émanant d'une invagination de la membrane cellulaire, une vacuole contractile et un stigma orange à rouge. Ce stigma est composé de globules et de caroténoïdes (Rosowski, 2003). Les Euglenophyta sont des organismes unicellulaires libres, le plus souvent mobiles grâce à leurs flagelles, incolores ou colorés par les chlorophylles *a* et *b* accompagnées de  $\beta$ -carotène et de xanthophylles (Wołowski *et al.*, 2013). Les cellules de cet embranchement sont fusiformes ou globuleuses. Elles peuvent être aplaties, foliacées ou à contour elliptique (Figure 11). Pour Da (1992), les Euglenophyta sont représentés par la seule classe des Euglenophyceae répartie en 13 genres. Mais, selon un classement récent sur AlgaeBase, les Euglenophyta sont regroupés en 9 classes et en 164 genres avec 2057 espèces (Guiry & Guiry, 2023 ; Guiry, 2024). Les Euglenophyta sont abondants dans les eaux polluées et riches en matières organiques. Pour cette raison, ils sont des indicateurs de pollution (Rahman *et al.*, 2014). Chez les Euglenophyta, la reproduction sexuée n'a pas encore été observée. La multiplication s'effectue par division cellulaire longitudinale. Elle intervient de l'apex à la base et chaque cellule fille conserve l'un des flagelles de la cellule mère, synthétisant "à nouveau" l'autre paire (De Reviere, 2003).

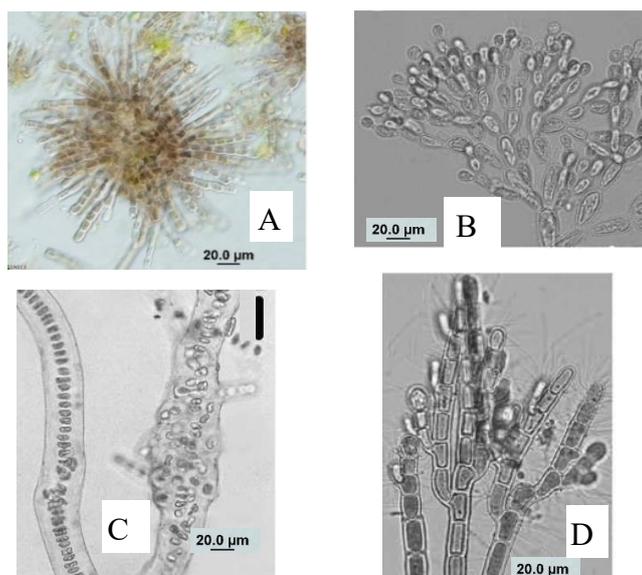


**Figure 11 :** Quelques espèces de Euglenophyta

A = *Lepocinclis acus*, B = *Trachelomonas hispida*, C = *Strombomonas acuminata*, D = *Euglenaformis proxima*, E = *Phacus longicauda* var. *insecta*, F = *Lepocinclis ovum*. Le trait à côté de chaque figure mesure 10  $\mu$ m.  
Source : Kouassi (2013).

### 1.2.2.8. Rhodophyta

Communément appelées algues rouges, les Rhodophyta sont un groupe monophylétique comprenant des macroalgues et des microalgues (Figure 12). Les Rhodophyta sont unicellulaires, mais la plupart sont multicellulaires et se développent sous forme de filaments ou de feuilles membraneuses avec une disposition plus ou moins hiérarchisée des rameaux (Sheath & Wehr, 2003). D'après la classification récente faite par Yoon *et al.* (2017), l'embranchement des Rhodophyta est divisé en sept classes (Cyanidiophyceae, Bangiophyceae, Compsopogonophyceae, Florideophyceae, Porphyridiophyceae, Rhodellophyceae et Stylonematophyceae). Les Rhodophyta comprennent environ 7500 espèces. La classe des Bangiophyceae et celle des Florideophyceae sont les plus diversifiées (Guiry, 2024). Les espèces de cet embranchement se distinguent morphologiquement par une structure cladomienne souvent très différenciée chez les Florideophyceae. Les Rhodophyta microscopiques ont des caractéristiques spécifiques telles que l'absence de stade flagellé lors de leur cycle de vie, la présence de pigments accessoires (phycoérythrine et phycocyanine), des  $\alpha$ - et  $\beta$ -carotènes, la zéaxanthine et d'autres xanthophylles dont la lutéine, et les chloroplastes avec des thylakoïdes uniques. Ces algues possèdent la chlorophylle *a* et parfois la chlorophylle *d* (Metting, 1996). Le cycle de reproduction des Rhodophyta est particulièrement complexe (Garon-Lardiere, 2004). Chez certains genres tels que *Porphyra* et *Bangia*, la division se fait uniquement par reproduction asexuée (formation d'archéospores) (Candia *et al.*, 1991), tandis qu'elle est sexuée chez d'autres tels que *Audouinella* et *Gracilaria* (Hansen & Garbary, 1984 ; Guimarães *et al.*, 1999).

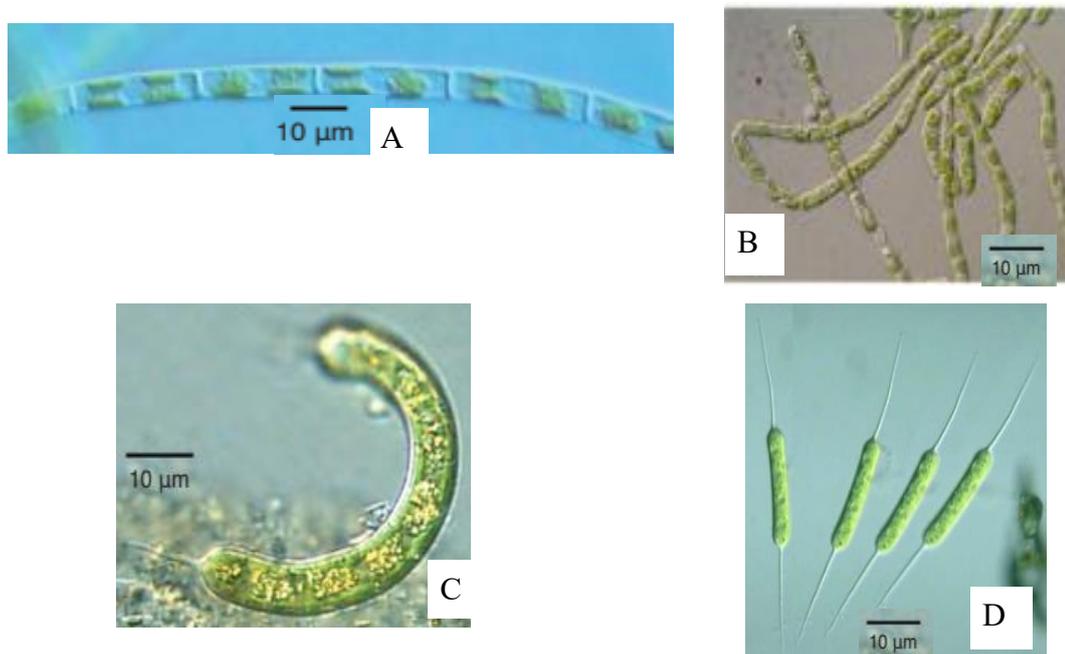


**Figure 12 :** Quelques espèces de Rhodophyta

A = *Audouinella hermannii*, B = *Batrachospermum gelatinosum*, C = *Chroodactylon ornatum*, D = *Sirodotia suecica*. Source : Jiménez (2011).

### 1.2.2.9. Xanthophyta

Les Xanthophyta sont des organismes unicellulaires (flagellés) vivant en colonies ou pluricellulaires (filaments) (John *et al.*, 2021). Certains organismes de cet embranchement sont coenocytiques ou siphonnés (Figure 13). Les microalgues de cet embranchement sont caractérisées par une plus forte proportion de pigments caroténoïdes ( $\beta$ -carotène) que de chlorophylles, ce qui leur donne une couleur jaune-vert (Ettl, 1978). Elles sont généralement dulçaquicoles, mais certaines espèces se rencontrent dans les eaux saumâtres ou marines (De Reviere, 2003). L'embranchement des Xanthophyta est divisé en trois classes : les Tribophyceae (Xanthophyceae), les Eustigmatophyceae et les Raphidophyceae (Ott & Oldham-Ott, 2003). Il comprend près de 600 espèces connues réparties entre 100 genres (John *et al.*, 2021). La reproduction des Xanthophyta est asexuée et se fait principalement par fragmentation d'une cellule en plusieurs chez les organismes pluricellulaires. La reproduction sexuée est très rare et est connue chez le genre *Vaucheria*, souvent isogame (Ott & Oldham-Ott, 2003 ; Rolland, 2009).



**Figure 13 :** Quelques espèces de Xanthophyta

A = *Tribonema* sp., B = *Xanthonema* sp., C = *Ophiocytium* sp., D = *Centritractus* sp.

Source : Wehr (2010).

### **1.2.3. Ecologie des microalgues**

#### **1.2.3.1. Habitats**

Les microalgues colonisent tous les biotopes humides riches en éléments nutritifs. Elles se retrouvent généralement dans les eaux douces, saumâtres ou salées. Les microalgues planctoniques (Phytoplancton) vivent dans la couche supérieure éclairée des masses d'eau, dite zone euphotique (Skulberg, 1996 ; Grogan, 2012). Par contre, les microalgues périphtiques colonisent les substrats immergés ou déposés à leur périphérie immédiate (Prygiel & Coste, 2000). Selon le type de substrat colonisé par ces microalgues, on distingue :

- l'épipélon, qui est constitué d'organismes colonisant la vase ;
- l'épipsammon, désignant les espèces vivant à la surface des grains de sable ;
- l'épilithon, qui rassemble les espèces qui vivent fixées sur les substrats durs et inertes de type pierre-blocs-galets ;
- l'épiphyton, qui est composé d'espèces vivant fixées sur les macrophytes aquatiques.

Les microalgues peuvent aussi vivre à l'intérieur du sédiment ; dans ce cas, elles sont qualifiées de phytobenthos (Kouassi, 2013).

#### **1.2.3.2. Facteurs influençant le développement des microalgues**

##### **1.2.3.2.1. Facteurs abiotiques**

Le développement des algues dépend de l'interaction de facteurs chimiques et physiques du milieu (Large *et al.*, 1993). Ces facteurs abiotiques exercent un contrôle descendant « top-down » sur la dynamique des algues. La répartition spécifique des algues est liée au fait qu'elles présentent des différences au niveau de l'exigence en nutriments, du taux d'assimilation des nutriments, du taux de croissance, de la température optimale, de la luminosité, etc. (Dekayir, 2007).

##### **1.2.3.2.1.1. Eléments nutritifs**

L'azote (ammoniac et nitrates) et le phosphore sous forme d'orthophosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ ) sont des éléments nutritifs indispensables à la croissance des microalgues (Ba, 2006 ; Rahman *et al.*, 2012). Ces éléments sont généralement en carence dans l'eau (Wetzel & Likens, 2000). Leur apport dans un milieu aquatique stimule la prolifération et la diversité des algues (Reynolds, 1998 ; Caron *et al.*, 2000). Le phosphore est généralement responsable de l'eutrophisation des eaux douces (Garnier *et al.*, 2001). Alors que, l'azote constitue le nutriment majeur limitant la production primaire dans les lacs tropicaux (Arfi *et al.*, 2007). Le processus de surenrichissement d'un plan d'eau en éléments nutritifs est qualifié d'eutrophisation qui induit

l'accélération de la croissance des algues, des Cyanobacteria, des plantes aquatiques et son appauvrissement en oxygène (Ji, 2008).

En milieu d'élevage, la concentration des éléments nutritifs dans l'eau a deux principales origines. La première origine est la déjection des poissons qui est riche en azote inorganique dissous (Dabbadie, 1996). La seconde constitue les aliments distribués non capturés par les poissons et qui tombent sur les fonds des étangs où ils sont dégradés par les bactéries (Dhawan & Kaur, 2002 ; Kenfack *et al.*, 2019).

#### **1.2.3.2.1.2. Température et lumière**

La température joue un rôle primordial dans la dynamique des microalgues (Durand & Chantraine, 1982). Elle représente un facteur limitant de la croissance des microalgues. En effet, la température agit sur le développement et la croissance des organismes vivants dans l'eau et particulièrement sur les micro-organismes (Rodier, 2009). Ce facteur contrôle les taux de métabolismes des organismes aquatiques (Chavez *et al.*, 2011 ; Letcher *et al.*, 2016). De ce fait, la température influence directement ou indirectement la répartition et la production des cellules algales et de Cyanobacteria (Durand & Chantraine, 1982). Aussi, la variation de la température a une grande influence sur les réactions chimiques, les phénomènes respiratoires, la photosynthèse et les déplacements des algues et des Cyanobacteria (Eppley, 1972). Les températures supérieures à 25°C favorisent le développement des micro-organismes et l'accélération des réactions d'oxydation des dérivés de l'azote tels que l'ammonium et les nitrites (Degbey *et al.*, 2008). Les microalgues les plus abondantes en termes de diversité de genre et d'espèce sont mésophiles et se multiplient à des températures comprises entre 15 et 35°C (Hua *et al.*, 2013). Ainsi, la prolifération des algues potentiellement nuisibles et toxiques se fait dans les eaux dont la température est comprise entre 15 et 30°C (Rahman *et al.*, 2012).

Quant à la lumière, elle est essentielle au développement des microalgues. Elle leur permet de réaliser la photosynthèse grâce aux pigments chlorophylliens. Un bon éclairage est donc indispensable pour une croissance cellulaire importante (Bellal *et al.*, 2019). Les intensités lumineuses optimales pour la croissance des algues et des Cyanobacteria sont variables d'une espèce à une autre (Reynolds, 2006). Par exemple, les Cyanobacteria, les Bacillariophyta et les Rhodophyta sont caractéristiques des milieux à faibles intensités lumineuses (Dauta & Feuillade, 1995), alors que les Chlorophyta en exigent un peu plus (Lavoie *et al.*, 2006).

Dans les eaux à faible niveau de lumière, certaines espèces de Cyanobacteria potentiellement toxiques peuvent dominer considérablement les autres algues planctoniques, principalement grâce à la présence des phycobiliprotéines. Ces pigments leur donnent la possibilité d'utiliser

une plus grande partie du spectre lumineux et donc de se développer à de plus faibles intensités (Skulberg *et al.*, 1984).

En milieu rizipiscicole, l'ombrage lié à une importante densité des plants de riz influe sur la température de l'eau et la luminosité, et donc sur la photosynthèse des microalgues (Mustow, 2002).

#### **1.2.3.2.1.3. pH et oxygène dissous**

Le potentiel d'hydrogène (pH) est une mesure de l'acidité et de l'alcalinité de l'eau. L'oxygène dissous est la concentration d'oxygène gazeux qui se trouve à l'état dissous dans une eau (Ozlem *et al.*, 2013). Ces deux paramètres sont essentiels dans le maintien de la vie et de la photosynthèse dans les milieux aquatiques (Villeneuve *et al.*, 2006 ; Hasan *et al.*, 2015).

La plupart des microalgues sont alcalophiles et se développent dans des milieux à pH compris entre 8 et 11,5. Les microalgues neutrophiles possèdent un optimum qui s'étend de 5,5 à 8. Par exemple, les *Euglena* sp. ont une croissance optimale à pH = 5,5 (Mujahidah *et al.*, 2024). Le pH optimal de croissance des microalgues acidophiles est de 6 (Cuaresma *et al.*, 2006). Les eaux à circulation lente ayant un pH compris entre 6 et 9 permettent la prolifération des microalgues potentiellement toxiques (Rahman *et al.*, 2012).

La variation de la teneur de l'oxygène dissous dans l'eau découle de multiples phénomènes tels que les échanges entre l'air et la surface de l'eau et les activités photosynthétiques des végétaux aquatiques, notamment les algues (Mader *et al.*, 2017). Ainsi, dans un milieu contenant beaucoup de microalgues et peu de consommateurs (bactéries, zooplancton, poissons), la teneur en oxygène dissous du milieu est enlevée et varie au cours de la journée (Goubier, 1989). En revanche, la respiration biologique et le processus de décomposition de la matière organique de l'eau réduisent les concentrations de l'oxygène dissous (Yee *et al.*, 2012 ; Van Der Hoven *et al.*, 2017).

#### **1.2.3.2.2. Facteurs biotiques**

Autres que les facteurs physiques et chimiques, il existe des facteurs biotiques qui affectent la dynamique des microalgues. Ces facteurs biotiques sont, entre autres, la compétition entre les espèces de microalgues et le broutage par les poissons planctophages, les macroinvertébrés et le zooplancton. La compétition intraspécifique des microalgues est l'un des facteurs biotiques régulateurs de la croissance algale. Les poissons et les macro-invertébrés planctophages effectuent un contrôle ascendant « bottom-up » sur le peuplement algal. McQueen *et al.* (1986) ont montré que les effets des herbivores sont maxima dans les milieux oligotrophes et

s'atténuent avec l'augmentation de l'eutrophie. Dans les étangs piscicoles, la dynamique des microalgues est fortement influencée par la prédation exercée par le zooplancton et l'ichtyofaune (Rahman *et al.*, 2012).

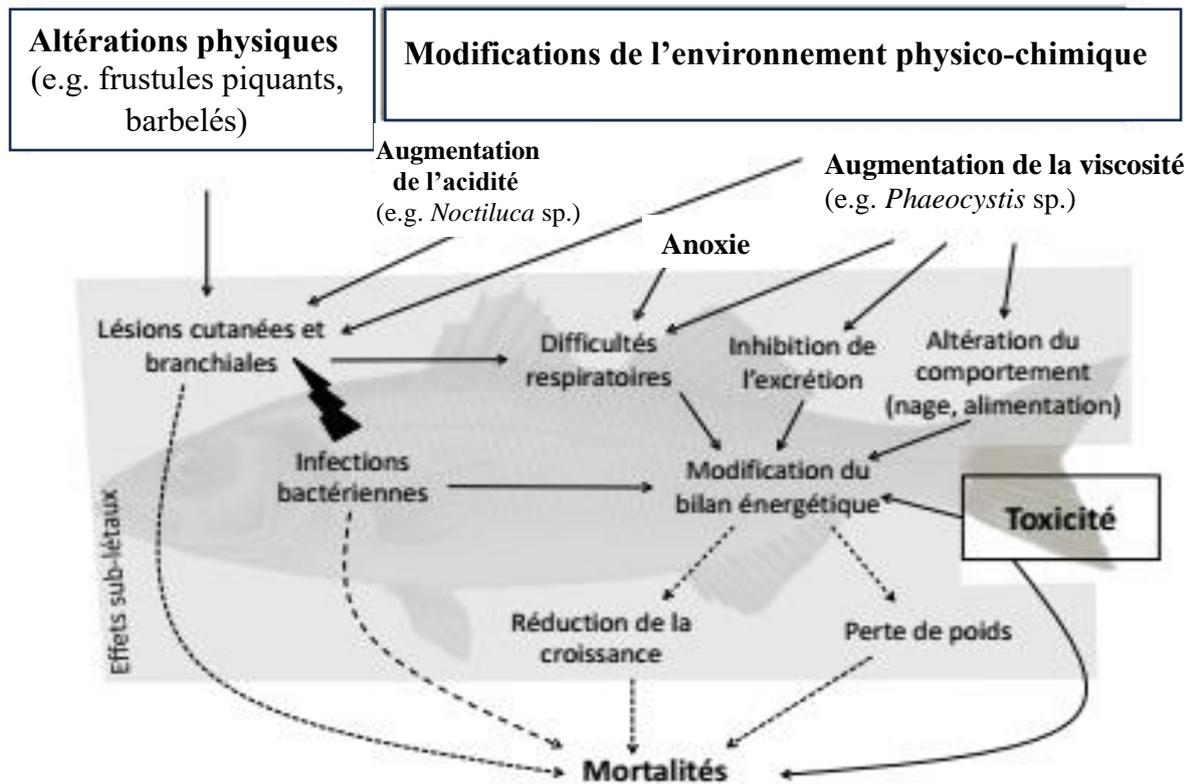
#### **1.2.4. Importance des microalgues dans le réseau trophique**

Les microalgues sont à la base des chaînes trophiques pélagiques (Azam & Malfatti, 2007). Elles sont donc responsables d'une part essentielle de la production primaire dans les milieux aquatiques (Reynolds, 1998). Parmi les éléments biologiques considérés dans le cadre de la DCE (Directive Cadre Européenne), les producteurs primaires représentés par le phytoplancton, le phytobenthos et les macrophytes constituent le premier maillon du réseau trophique des écosystèmes aquatiques. En pisciculture, les microalgues constituent un élément déterminant dans le fonctionnement des structures d'élevage (Bamba, 2007). Elles sont des aliments naturels de certaines espèces ichtyologiques (Ouattara *et al.*, 2001 ; Niamien-Ebrottié *et al.*, 2013). Leur utilisation en aquaculture fournit un apport adéquat en acides aminés essentiels, vitamines et acides gras poly-insaturés à longue chaîne aux poissons (Brown *et al.*, 1997). La modification de leur abondance et de leur composition spécifique affecte donc les niveaux supérieurs de ce réseau (Hürlimann & Niederhauser, 2007).

#### **1.2.5. Effets néfastes du bloom de microalgues en pisciculture**

##### **1.2.5.1. Microalgues potentiellement nuisibles en pisciculture**

Les microalgues qui ne produisent pas de toxines peuvent nuire à l'écosystème par leur biomasse élevée. Ces microorganismes sont potentiellement nuisibles. En effet, l'abondance excessive et la morphologie (filaments, frustule) de ce groupe de microorganismes sont susceptibles d'encombrer directement les branchies des poissons (Rahman *et al.*, 2012). D'après Mohamed & Mesaad (2007), ces microalgues peuvent entraîner les lésions cutanées et branchiales (Figure 14). Le bloom de microalgues peut modifier les conditions environnementales en réduisant la teneur en oxygène dissous nécessaire à la respiration des poissons et aussi être responsable de l'augmentation de la viscosité et de l'acidité du milieu (Lazzaro & Lacroix, 1995 ; Mohamed & Mesaad, 2007). Tous ces phénomènes peuvent avoir des conséquences mortelles pour les peuplements piscicoles (Bhat *et al.*, 2006 ; Ouellet, 2012). Les microalgues potentiellement nuisibles observées dans les milieux piscicoles sont généralement du genre *Phaeocystis*, *Euglena*, *Rhodomonas*, *Phacus*, *Trachelomonas*, *Noctiluca*, *Monomorphina*, etc. (Mohamed & Mesaad, 2007 ; Rahman *et al.*, 2012 ; Wołowski *et al.*, 2024).



**Figure 14 :** Synthèse des effets potentiels des blooms d'algue sur les poissons

Les effets sublétaux sont dans le cadre gris. Source : Mohamed & Mesaad (2007).

### 1.2.5.2. Microalgues potentiellement toxiques en pisciculture

Certains genres de Cyanobacteria et de Dinophyta sont susceptibles de produire des substances toxiques appelées phycotoxines pouvant être toxiques pour les poissons (Sournia, 1995). A cet effet, Lassus *et al.* (2016) ont classé les phycotoxines en trois catégories. La première catégorie appelée exotoxine, regroupe les toxines libérées dans l'eau par les microalgues. Les exotoxines agissent directement sur les autres organismes et peuvent provoquer leur mortalité massive. Elles sont qualifiées d'ichtyotoxines lorsqu'elles causent la mortalité des poissons. La deuxième catégorie concerne des espèces phytoplanctoniques qui émettent des toxines sous forme d'aérosols, potentiellement dangereux pour les promeneurs et baigneurs par leurs effets irritants. La troisième catégorie appelée endotoxine, recouvre la production de toxines à l'intérieur des cellules algales : les organismes phytoplanctophages qui ingèrent ces cellules sont alors susceptibles d'intoxiquer les consommateurs de ces organismes.

En termes de diversité, 2% des espèces de la flore phytoplanctonique mondiale, comprise entre 3400 et 4000, sont toxiques (Sournia, 1995). Pour Ernst *et al.* (2005), au moins 46 espèces de Cyanobacteria ont la capacité de produire des toxines. Les principaux genres de microalgues potentiellement toxiques sont les *Microcystis*, *Anabaena*, *Lyngbya*, *Cylindrospermopsis*, *Oscillatoria*, *Planktothrix*, *Alexandrium*, *Dinophysis*, *Peridinium* et *Proto-peridinium* (Lawton

*et al.*, 1999 ; Ibelings *et al.*, 2021). Ces microorganismes produisent naturellement des phycotoxines en faible quantité. Toutefois, lorsqu'elles prolifèrent excessivement dans un milieu aquatique, elles tendent à augmenter leurs concentrations surtout pendant la phase de sénescence où elles libèrent leur contenu. Les microalgues peuvent être nocives à faible ou à forte concentration selon les espèces. Par exemple, les espèces du genre *Dinophysis* sont extrêmement toxiques pour les poissons à des abondances d'environ 100 cellules/l (Glibert *et al.*, 2005). Les phycotoxines sont généralement véhiculées à travers les réseaux trophiques depuis les brouteurs herbivores et les filtreurs suspensivores vers les prédateurs supérieurs tels que les oiseaux, les mammifères et les poissons (Bhat *et al.*, 2006 ; Fauchot, 2006). L'absorption de ces microalgues toxiques par les poissons les rend impropre à la consommation humaine (Sournia, 1995 ; Lassus *et al.*, 2016). Selon le mécanisme de toxicité des phycotoxines, on distingue les hépatotoxines, les neurotoxines et les dermatotoxines (Pearson *et al.*, 2010). Les hépatotoxines agissent principalement sur le foie, mais aussi sur d'autres organes tels les intestins et les reins (Sivonen & Jones, 1999 ; Ouellet, 2012). Elles sont les plus fréquentes dans les proliférations de Cyanobacteria (Van Apeldoorn *et al.*, 2007). Les neurotoxines opèrent sur la jonction neuromusculaire et ont souvent des effets très rapides, tandis que les dermatotoxines sont à la base des irritations (Sivonen & Jones, 1999 ; Cox *et al.*, 2005 ; Warren *et al.*, 2011).

#### **1.2.6. Etat des connaissances sur les microalgues des étangs piscicoles et rizipiscicoles en Côte d'Ivoire**

Les hydrosystèmes aquacoles font de plus en plus l'objet de recherches qui s'intéressent aux interrelations entre les organismes qui les peuplent, leur production et le bilan des transferts de matière qui s'y produisent (Legendre *et al.*, 1987). A notre connaissance, les premiers travaux effectués en Côte d'Ivoire sur les microalgues en étangs piscicoles datent de 1986 et furent menés dans le complexe piscicole du Banco par Da (1986, 1992). Ces travaux ont recensé 238 taxons de microalgues mettant en évidence la composition structurale du phytoplancton en milieu piscicole. Ils ont été suivis par plusieurs travaux dont ceux de Dabbadie (1996), Kouassi (2004), Bamba (2007), Soro (2020), Kra *et al.* (2021), Anougbo (2022) et bien d'autres. A ce jour, les études portant sur les microalgues des étangs rizipiscicoles se limitent à celles de Avit *et al.* (2012) et de Bony *et al.* (2015). Les travaux de ces derniers auteurs ont mis en exergue l'occurrence de 19 taxons de phytoplancton dont 7 Cyanobacteria, 7 Chlorophyta, 4 Euglenophyta et 1 Bacillariophyta dans les étangs rizipiscicoles de la Station de Recherche en Pisciculture du CNRA de Bouaké (Tableau I).

**Tableau I** : Nombre de taxon de microalgues récoltés dans quelques étangs piscicoles et rizipiscicoles en Côte d’Ivoire

Lieux et auteurs	Etangs piscicoles						Etangs rizipiscicoles	
	Banco	Blondey	CNRA de Bouaké	Ferme verte d’Azaguié	Azaguié Abey	CNRA de Bouaké		
Embranchements	Da (1992)	Bamba (2007)	Soro (2020)	Kra <i>et al.</i> (2021)	Anougbo (2022)	Konan <i>et al.</i> (2024)	Avit <i>et al.</i> (2012)	Bony <i>et al.</i> (2015)
Chlorophyta	134	82	42	90	57	24	07	07
Euglenophyta	31	43	33	49	17	30	04	04
Bacillariophyta	42	32	02	29	09	08	01	01
Cyanobacteria	25	33	31	27	06	03	07	07
Dinophyta	05	-	03	02	-	01	-	-
Rhodophyta	01	-	-	-	-	-	-	-
Xantophyta	-	-	-	-	02	-	-	-
<b>Total des taxons</b>	<b>238</b>	<b>190</b>	<b>111</b>	<b>197</b>	<b>91</b>	<b>66</b>	<b>19</b>	<b>19</b>

- : Non déterminé par les auteurs.

### 1.3. Riz, tilapia du Nil, rizipisciculture et sous-produits agricoles utilisés en élevage de poisson

#### 1.3.1. Riz

##### 1.3.1.1. Description et classification botanique

Le riz est une herbacée du genre *Oryza* qui fait partie du groupe des angiospermes et de la famille des Poaceae (Sié *et al.*, 2009 ; Soreng *et al.*, 2015). Le genre *Oryza* comprend environ 23 espèces parmi lesquelles *Oryza sativa* (Linné, 1753) et *Oryza glaberrima* (Steudel, 1855) sont seulement cultivées (Vaughan *et al.*, 2003 ; Sweeney & McCouch, 2007). *Oryza glaberrima* se distingue de *O. sativa* par sa plus courte et dure ligule et par sa longue panicule dressée (Morishima *et al.*, 1962, Boeken, 1971). L’espèce *O. glaberrima* s’adapte à des terres hydromorphes extrêmement variées. Elle présente une bonne résistance aux virus et à la cécidomyie (Diptères) africaine des galles du riz (Nwilene *et al.*, 2002 ; Montcho *et al.*, 2017). L’espèce *O. sativa* est largement cultivée et représente 95% de la surface mondiale de riziculture. L’espèce *O. glaberrima* quant à elle n'est cultivée qu'en Afrique de l'Ouest et représente 5% de la surface mondiale de riziculture (Kim *et al.*, 2020). Du point de vue morphologique, la tige et les tiges secondaires (talles) du riz cultivé sont constituées d’une série

de nœuds et d'entre-nœuds très courts à la base et longs au fur et à mesure qu'elles croissent en hauteur. Les tiges portent des feuilles sessiles plates en forme de lame et une panicule terminale constituée d'un groupe d'épillets qui portent les grains (Maclean *et al.*, 2002). La hauteur de la plante de riz à maturité varie de 0,60 m à plus de 2 m selon les variétés et peut aller jusqu'à 5 m pour les variétés flottantes. L'inflorescence du riz est une panicule ramifiée de 20 à 40 cm pouvant porter plus de 100 fleurs ou épillets. La fleur du riz contient six étamines (Saing, 2023). Le fruit est un caryopse enveloppé dans deux glumelles grandes, coriaces et adhérentes, l'ensemble formant le riz complet. La partie souterraine est constituée d'un système racinaire fasciculé et fibreux qui est composé de racines ramifiées (Coudert *et al.*, 2010).

D'après les travaux de l'Angiosperms Phylogeny Group, la classification botanique de *O. sativa* et *O. glaberrima* est la suivante :

Règne	: Plantae
Division	: Magnoliophyta
Clade	: Monocotylédones
Ordre	: Poales
Famille	: Poaceae
Sous-Famille	: Oryzoideae
Genre	: <i>Oryza</i>
Espèce	: <i>Oryza sativa</i> / <i>Oryza glaberrima</i> (APG IV, 2016)

### **1.3.1.2. Cycle de développement**

Les espèces de riz cultivées sont toutes des plantes annuelles. Le cycle de développement du riz commence par la germination et s'achève à la formation des grains durs (Vaughan *et al.*, 2008). Il comprend trois phases qui sont :

- la phase végétative qui dure de 43 à 84 jours, va de la germination au tallage jusqu'à l'initiation paniculaire (Wopereis *et al.*, 2008). Elle se caractérise par l'accroissement maximal des talles puis par une élongation du chaume (Sié *et al.*, 2009) ;
- la phase reproductive qui va du développement paniculaire jusqu'à la floraison. Cette phase a une durée comprise entre 30 et 35 jours et elle correspond à la sortie de la panicule, de la gaine et de la feuille paniculaire et à la mise en place de la panicule ;
- la phase de maturité qui part de la floraison à la maturité complète. Elle dure 30 à 65 jours (Wopereis *et al.*, 2008).

La durée du cycle végétatif du riz est en fonction de la variété, de la température et de la sensibilité à la longueur du jour. Selon la durée du cycle végétatif, on a généralement les variétés

de riz précoce ou de cycle court (90 à 120 jours), de riz de cycle moyen (120 à 150 jours) et de cycle long (plus de 150 jours) (Wopereis *et al.*, 2008). Le riz WITA 9, connu localement sous le nom de « Nimba », est une variété améliorée qui prédomine dans les bas-fonds de la Côte d'Ivoire (Bouet *et al.*, 2005). Cette variété est précoce (120 jours) et résistante au virus de la panachure jaune du riz (Amancho *et al.*, 2008).

### **1.3.1.3. Conditions favorables à la croissance du riz irrigué**

Le plant de riz préfère les sols argileux ayant de bonnes capacités de rétention d'eau et une forte teneur en matière organique. En riziculture irriguée, le pH optimal se situe entre 5,5 et 7,2 (Koné, 2010). La culture du riz irrigué exige beaucoup d'eau et ses besoins évoluent en fonction du cycle végétatif de la plante et des conditions édaphiques. Les besoins en eau du riz oscillent entre 1200 et 2000 m<sup>3</sup>/ha/an en milieu irrigué (Ouedraogo, 2016). La température optimale est de 22 à 23°C pour la floraison et de 20 à 21°C pour la formation des grains de riz (Zingore *et al.*, 2014). L'intensité lumineuse optimale requise est atteinte pour des valeurs moyennes de radiation solaire de 350 à 450 calories/cm/jour (Balara *et al.*, 2014).

Le phosphore, le potassium et l'azote sont les principaux éléments de la nutrition minérale du riz (Zingore *et al.*, 2014). En effet, l'assimilation du phosphore permet une meilleure croissance racinaire et favorise le tallage, la précocité et la fructification chez le riz (Houndjinou, 2007). L'assimilation du potassium intervient dans la photosynthèse chez le riz. Le potassium favorise la migration et l'accumulation des glucides et des acides aminés dans certains organes de réserve (Dobermann & Fairhurst, 2000). D'après ces mêmes auteurs, l'azote permet une croissance rapide des plantes. Pour Lacharme (2001), l'azote permet aussi un meilleur tallage et une bonne formation des grains du riz.

## **1.3.2. Tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*)**

### **1.3.2.1. Origine et position systématique**

L'espèce *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) couramment appelée " tilapia du Nil ", fait partie des espèces les plus importantes en pisciculture africaine (Lazard, 2009 ; Ansah *et al.*, 2014). Elle fait partie également des poissons les plus élevés et les plus appréciés par les pisciculteurs et les consommateurs (Ouattara *et al.*, 2009). Originaire de la zone éthiopienne, *O. niloticus* s'adapte bien à des conditions variées en Afrique, en Asie et en Amérique du Sud (El-Sayed, 2006). En Afrique et en Asie, *O. niloticus* est l'une des principales espèces de poissons d'eau douce qui se comporte mieux en production piscicole intégrée, en raison de ses nombreuses caractéristiques positives (Hilbrands & Yzerman, 2004).

Cette espèce a été décrite par Linné en 1758 (Dabbadie, 1996). Elle appartient à la famille des Cichlidae et à l'ordre des perciformes. D'après Paugy *et al.* (2003) et Nelson *et al.* (2016), la classification ichthyologique de *O. niloticus* est la suivante :

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

#### **1.3.2.2. Caractéristiques morphologiques**

Appartenant à la famille des Cichlidae caractérisée par la présence d'une seule narine de chaque côté de la tête, *Oreochromis niloticus* est facilement distinguable grâce aux rayures verticales régulières noires qui existent sur la nageoire caudale et une ligne latérale discontinue (Paugy *et al.*, 2003). La nageoire dorsale est formée d'une seule pièce constituée de 17 à 18 épines et de 12 à 14 rayons souples (Lévêque *et al.*, 1992 ; Ouedraogo, 2000). D'après Lévêque *et al.* (1992), les écailles de la ligne latérale sont uniquement cycloïdes. Les flancs sont plus pâles avec six à neuf bandes transversales peu apparentes, le ventre et la lèvre inférieure sont blanchâtres. Les nageoires dorsale et anale sont grisâtres, parfois avec un liseré rouge très mince. Les nageoires pelviennes et pectorales sont respectivement grises et transparentes. La partie inférieure du premier arc branchial de *O. niloticus* possède 19 à 26 branchiospines (Lévêque *et al.*, 1992). La papille génitale est allongée chez le mâle, alors que chez la femelle, elle est courte et présente à son milieu une fente transversale (Paugy *et al.*, 2003).

#### **1.3.2.3. Habitude alimentaire et milieu de croissance**

Le poisson *Oreochromis niloticus* est un micro-herbivore qui se nourrit dans la colonne d'eau en filtrant le plancton par ses branchies (Frei *et al.*, 2007). L'activité de nourrissage et la prise alimentaire de *O. niloticus* sont fortement influencées par l'oxygène dissous, la température, la lumière et la disponibilité alimentaire (Kestemont & Baras, 2001). Son régime alimentaire peut changer d'un milieu à l'autre ou d'une saison à l'autre comme chez la plupart des autres espèces de poissons (Paugy & Lévêque, 2006). En effet, en milieu naturel, *O. niloticus* est

essentiellement phytoplanctonophage et consomme de multiples espèces de Chlorophyta, Cyanobacteria, Euglenophyta, Diatomées, etc. ; ce qui ne l'empêche pas également d'absorber du zooplancton et même des sédiments riches en bactéries (Lacroix, 2004 ; Ouattara *et al.*, 2009). En milieu d'élevage, l'espèce devient pratiquement omnivore et consomme le plancton (Kra *et al.*, 2023, N'do *et al.*, 2024), les sous-produits agricoles (sons de céréales, tourteaux d'oléagineux (Bamba *et al.*, 2008) ainsi que les aliments industriels (Blé *et al.*, 2011 ; Swana *et al.*, 2019). *Oreochromis niloticus* accepte des aliments composés (Lazard, 2009). Cette capacité d'adaptation à divers aliments et déchets est phénoménale et est à la base de sa haute potentialité pour la pisciculture (Kestemont *et al.*, 1989). Les besoins de *O. niloticus* en protéines varient, entre autres, avec sa taille ou son âge, la source de protéines et la teneur en énergie de la ration. Au stade larvaire, *O. niloticus* a besoin des teneurs élevées allant de 35 à 45% de protéines alimentaires pour une bonne performance (El-Sayed & Teshima, 1992). Les juvéniles de *O. niloticus* ont besoin de 30 à 40% de protéines alimentaires, alors que les adultes requièrent 20 à 30% de protéines pour une performance optimale. Quant aux géniteurs, ils ont un besoin en protéines identiques aux larves pour une reproduction optimale (El-Sayed *et al.*, 2000).

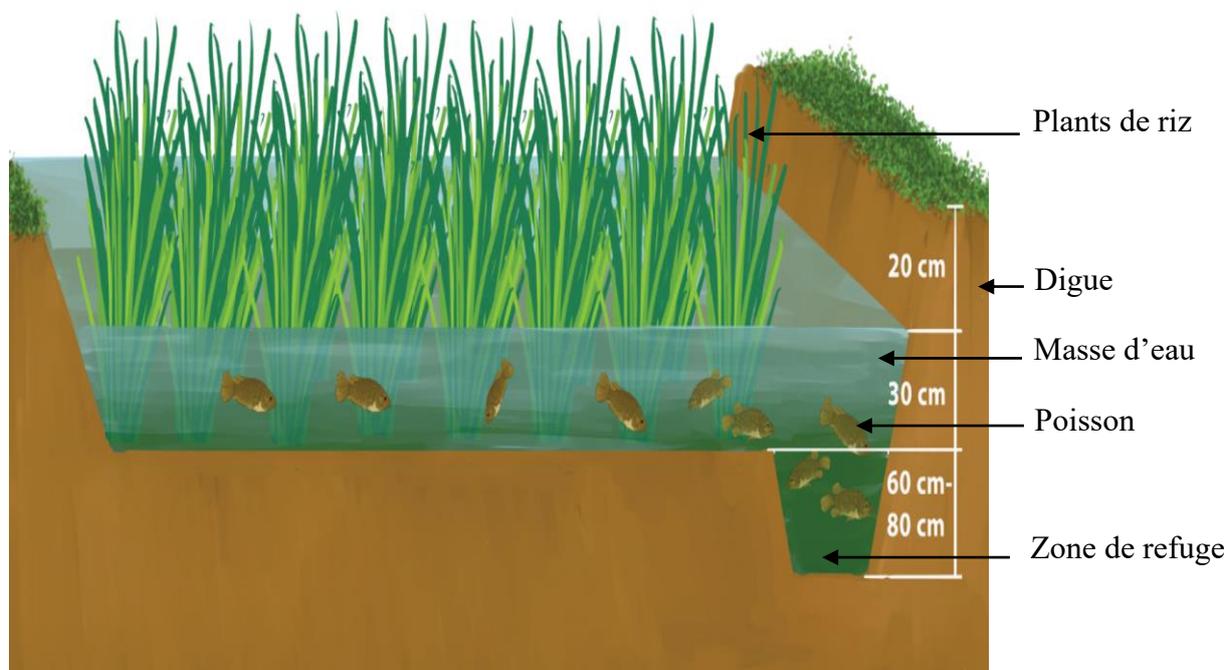
Le potentiel de reproduction de *O. niloticus* est influencé par les conditions environnementales (De Graaf *et al.*, 1999). Les gammes de températures létales inférieures pour *O. niloticus* sont entre 11 et 12°C et supérieures ou égales à 42°C (Mirea *et al.*, 2013). En eau douce, les meilleures performances de croissance de *O. niloticus* sont observées entre 28 et 32°C avec un pH compris entre 6 à 8,5 (Beveridge & McAndrew, 2000), des concentrations en oxygène dissous supérieures à 3,2 mg/l (Tran-Duy *et al.*, 2008) et des teneurs en azote ammoniacal inférieures à 0,1 mg/l (Pouomogne, 1994). Cette espèce ne se nourrit pas en dessous de 15°C (Ait-Hamouda, 2005) et sa production n'est possible qu'à plus de 20°C (FAO, 2018). Elle tolère les teneurs en N-NH<sub>4</sub>, N-NH<sub>3</sub> allant jusqu'à 3,4 mg/l (Pouomogne, 1994). La transparence idéale pour l'élevage de *O. niloticus* est située entre 15 et 20 cm (Mfossa, 2007). D'après Mamadou (1998), la gamme de conductivité propice pour l'élevage de *O. niloticus* va de 150 à 500 µS/cm.

### **1.3.3. Rizipisciculture**

#### **1.3.3.1. Définition**

La rizipisciculture est la culture du riz et l'élevage de poisson dans un même champ (Halwart & Gupta, 2010). Selon Mortillaro *et al.* (2022), elle consiste à produire simultanément du riz et du poisson sur une même parcelle irriguée (système d'association) (Figure 15) ou du riz et du poisson selon un système de rotation, ou encore du riz et du poisson sur des parcelles

juxtaposées tout en partageant la même eau (système par juxtaposition). Le système d'association riz-poisson est une pratique agroécologique qui utilise l'eau de façon plus efficiente (Halwart & Gupta, 2010). Elle se caractérise par une durée d'exploitation assez courte (quelques mois) et par des conditions de milieu sévères au point de vue température et oxygénation des eaux, mais riche en nutriments (Lacroix, 2004 ; Assi-Kaudjhis, 2008).



**Figure 15** : Présentation schématique d'un système d'association riz-poisson

Source : Mortillaro *et al.* (2022).

### 1.3.3.2. Pratique de la rizipisciculture en Afrique

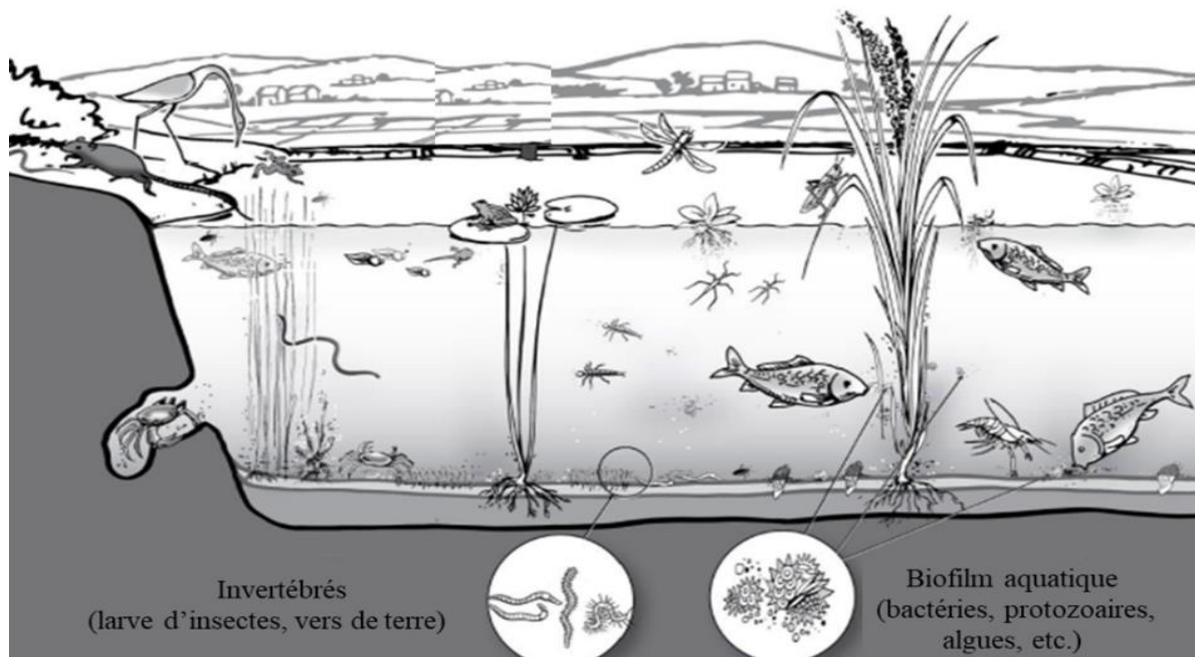
La rizipisciculture est bien développée dans les pays asiatiques (Halwart & Gupta, 2010 ; Islam *et al.*, 2015). En Afrique, elle s'implante peu à peu dans les pays tels que la Guinée (Hem *et al.*, 2008), le Madagascar (Paradis, 2017), le Mali (Niaré *et al.*, 2023), le Nigeria (Onoh *et al.*, 2020), etc. Elle apparaît aujourd'hui comme l'une des solutions alternatives pour réduire l'insécurité alimentaire et la pauvreté en milieu rural (Halwart & Dam, 2010 ; Rahman *et al.*, 2016). En Côte d'Ivoire, la rizipisciculture est peu pratiquée et date des années quatre-vingt. Depuis 2003, cette technique agroécologique s'implante progressivement dans les paysages agricoles ruraux. Elle est dominée par le système de juxtaposition avec principalement les espèces de poisson *Oreochromis niloticus* et *Heterotis niloticus* ainsi que les variétés de riz WITA 9 et WITA 12 (Kouadio *et al.*, 2024). Depuis 2022, l'Etat ivoirien a mis en place un vaste projet de vulgarisation de la rizipisciculture par juxtaposition dans les départements de Boundiali, Katiola, Gagnoa, Issia, Vavoua, Oumé, Danané et Duékoué (FIRCA, 2022).

### **1.3.3.3. Composantes et fonctionnement écologique d'un étang rizipiscicole**

Un étang rizipiscicole est une rizière artificiellement inondée, stagnante et de faible profondeur, où les poissons et les plants de riz constituent des composantes essentielles que l'on cherche à faire croître simultanément de façon optimale. Après le remplissage d'un étang rizipiscicole en eau, une partie de l'énergie lumineuse reçue sert à réchauffer les eaux et l'autre est utilisée par les végétaux pour se développer et se multiplier (Bacharsson, 1997). L'étang rizipiscicole a plusieurs niveaux trophiques comportant des poissons, des micro-organismes (bactéries, algues, zooplancton), larves d'insectes, des macroinvertébrés, des amphibiens, les oiseaux, les serpents, les rats des plants de riz et d'autres macrophytes (Figure 16). Ces organismes contribuent tous au fonctionnement trophique des étangs rizipiscicoles (Mortillaro & Dabbadie, 2018).

Dans un étang rizipiscicole, le riz et le poisson développent une relation mutualisme. En fait, la présence des poissons dans l'étang améliore la fertilité du sol à travers leurs excréments fécaux qui augmentent la disponibilité de l'azote et du phosphore dans le champ (Gurung & Subedi, 2002 ; Rahman *et al.*, 2016). Cette disponibilité d'azote induit une meilleure capacité de tallage des plants de riz (Zhong *et al.*, 2003). Aussi, en se nourrissant de larves aquatiques, les poissons participent directement à la lutte biologique contre les insectes nuisibles à la croissance des plants de riz (Halwart & Gupta, 2010). En revanche, les plants de riz offrent d'ombrage et un abri de protection aux poissons contre certains oiseaux piscivores. Ils favorisent également la disponibilité et la diversité des aliments naturels (microalgues épiphytiques, macroinvertébrés aquatiques, etc.) aux poissons (Mortillaro & Dabbadie, 2018).

Par ailleurs, les déjections des poissons stimulent le développement des algues qui constituent à leur tour la source d'aliments naturels des poissons (Kraft, 1992). Certaines algues du genre *Anabaena* sont des sources de fixation d'azote pour la croissance du riz et la décomposition des Chlorophyceae dans le fond des étangs apporte à celui-ci de nombreux sels minéraux (Franceschini, 1992). La photosynthèse des algues qui peuplent les étangs rizipiscicoles est fortement influencée par l'ombrage engendré par la densité des plants de riz qui réduisent l'intensité de la lumière à la surface de l'eau (Mustow, 2002).



**Figure 16** : Représentation schématique des composantes écologiques d'un système d'association rizipiscicole

Source : Mortillaro & Dabbadie (2018).

#### 1.3.3.4. Production de *Oreochromis niloticus* en étangs rizipiscicoles

La production performante de tilapia en étangs rizipiscicoles ne peut pas se faire sans une bonne maîtrise technique de son alimentation et du système d'élevage (Niaré & Kalossi, 2014). Les étangs rizipiscicoles sont des petites retenues d'eau artificielles assez peu profondes (0,5 à 1,3 m) complètement vidangeables faites sur le sol pour l'élevage des poissons et la culture du riz (Mortillaro *et al.*, 2022).

Il existe la rizipisciculture traditionnelle et la rizipisciculture semi-intensive. Le premier type consiste à élever des poissons arrivés accidentellement dans la rizière ou à les placer de façon permanente dans la rizière sans aucun aménagement de la parcelle rizicole et ni d'apport d'aliments exogènes aux poissons. Le second est un type de rizipisciculture qui nécessite la mise en place de plusieurs aménagements afin d'accroître la productivité. De plus, elle exige l'apport d'alimentation et de fertilisation afin d'assurer l'efficacité du système de production (Rakotondramiada, 2019). Ces aménagements consistent à créer des canaux latéraux et de quelques zones de refuge (Figure 15), puis un apport progressif d'eau selon l'évolution du riz afin de les rendre mieux adaptés à la production du poisson. Toutes les modifications sont destinées au développement du poisson sans inonder les plants de riz. Elles facilitent la récolte des poissons à la fin de la campagne rizicole, ou pour conserver les poissons dont l'élevage doit

être poursuivi pendant la récolte du riz. Une fois le riz est bien mûr, le niveau de l'eau dans l'étang est réduit pour faciliter sa récolte (Halwart, 1998).

Tout comme en pisciculture, la production intensive de *Oreochromis niloticus* en milieu rizipiscicole se fait à un niveau d'intrants élevé et les poissons sont nourris avec des aliments complémentaires. La production de *O. niloticus* en pisciculture commence par l'alevinage, ensuite le prégrossissement et finit par le grossissement. En rizipisciculture semi-intensive, elle débute généralement par la phase de prégrossissement. Cette phase consiste à introduire les alevins de 3 à 5 g dans les étangs rizicoles jusqu'à obtenir les poissons de 20 à 40 g en fin de cycle rizicole. Au cours de cette phase, l'aliment apporté doit être dosé à 35 - 40% de protéines avec une distribution de 7,5% de la biomasse des poissons, deux à trois fois par jour selon le système d'exploitation mis en place (Kestemont *et al.*, 1989). Lorsque le poids de 20 à 40 g est atteint, les poissons sont sexés et les mâles sont transférés dans des structures adaptées pour le grossissement. La phase de grossissement consiste à réintroduire seulement les poissons mâles (20 à 40 g) dans les étangs rizicoles et à les conduire à un poids commercialisable compris entre 300 et 400 g en fin de cycle rizicole. Quelques poissons prédateurs (*Hemichromis fasciatus*, silures) sont utilisés dans les étangs de grossissement pour contrôler les erreurs de sexage. A ce stade d'élevage, l'aliment des poissons doit contenir 30 à 35% de protéines et doit être distribué à raison de 3 à 4% de leur poids vif, deux à trois fois par jour (Kestemont *et al.*, 1989).

#### **1.3.3.5. Avantages de la rizipisciculture**

La coculture du riz et du poisson permet de réduire la demande de pesticides, d'engrais et d'herbicides dans la production du riz (Berg & Tam, 2018 ; Liu *et al.*, 2020). Elle permet aussi d'optimiser l'utilisation des ressources en terre et en eau, d'améliorer la fertilité des sols à travers les déjections des poissons (APDRA, 2015 ; Liu *et al.*, 2020). En effet, les poissons consomment des mauvaises herbes et des ravageurs des étangs. La perte des aliments exogènes non consommés par les poissons et leurs excréments fournissent des nutriments pour la croissance optimale du plancton et du riz (Tsuruta *et al.*, 2011 ; Feng *et al.*, 2016 ; Boyd *et al.*, 2020). Les plants de riz maximisent la disponibilité des ressources naturelles facilement accessibles telles que le périphyton (Saikia & Das, 2011 et 2015). D'après Liu *et al.* (2020) et Arunrat & Sereenonchai (2022), le système de coculture riz-poisson génère plus de services écosystémiques (diversité biologique, approvisionnement alimentaire et régulation de la température) que la monoculture du riz. Avec des aliments complémentaires, la rizipisciculture peut permettre d'obtenir une production de 4,8 t/ha de riz et de 1,2 à 1,9 t/ha de poisson avec

des poids moyens allant de 150 à 250 g (Roy *et al.*, 1990). C'est un système de résilience aux effets liés au changement climatique (Aldin & Carl, 2004).

### **1.3.4. Sous-produits agricoles utilisés en élevage de poissons**

#### **1.3.4.1. Sous-produits agricoles d'origine végétale**

Les sous-produits agricoles d'origine végétale utilisés en pisciculture sont des intrants céréaliers ou oléagineux. Les intrants céréaliers, encore appelés sons, sont des sous-produits qui dérivent d'une série de traitements (décorticage, mouture) des grains de céréales et représentent environ 30% du poids de ceux-ci (Riviere, 1978). Les intrants oléagineux sont des matières issues des produits végétaux riches en protéines et utilisés dans l'alimentation animale. Les sous-produits agricoles d'origine végétale sont utilisés directement par les poissons comme aliments ou indirectement comme fertilisants organiques de la production primaire endogène après un compostage intra ou extra-étang (Dabbadie, 1996). D'après Gabriel *et al.* (2007) et Crentsil & Ukpong (2014), les sous-produits agricoles d'origine végétale sont utilisés pour nourrir les poissons d'élevage sur la plupart des fermes rizipiscicoles de l'Afrique Subsaharienne. Ce sont entre autres, les tourteaux de soja, d'arachide et de coton, les sons de maïs, de mil, de riz et de blé (Riviere, 1978 ; Bamba, 2007 ; Kodio *et al.*, 2022). Suivant Pouomogne (2005), la dégradation des sous-produits agricoles d'origine végétale fournirait à l'étang plus ou moins des nutriments biogènes et d'amendements calciques pour la production photosynthétique. Ils constituent de bonnes sources de protéines de haute valeur biologique, d'énergie et de matières grasses. Toutefois, leurs faibles teneurs en protéines et en lysine ne permettent pas de les utiliser comme les seules sources azotées dans les aliments destinés à l'élevage des animaux (Bamba, 2007). En Côte d'Ivoire, ils sont utilisés seuls ou en association pour nourrir les poissons en système semi-intensif, extensif (Kimou *et al.*, 2016) et en rizipisciculture (Kimou *et al.*, 2016 ; Kamagaté *et al.*, 2020). Le son de riz et le mélange de sons de riz et de maïs sont les plus utilisés en majorité en zone rurale des Régions du Centre-Ouest et du Sud-Ouest de la Côte d'Ivoire (Kimou *et al.*, 2016).

#### **1.3.4.2. Sous-produits agricoles d'origine animale**

Les sous-produits agricoles d'origine animale sont des intrants alimentaires issus d'animaux terrestres qu'aquatiques et utilisés dans la production aquacole (Le Gouvello & Simar, 2017). En pisciculture, les principaux sous-produits d'origine animale sont la farine de poisson, la fiente de volaille, la bouse de bovins et la farine de sang issue des abattoirs (Niaré & Kalossi, 2014 ; Adande & Fiogbe, 2015 ; Boma *et al.*, 2022). L'utilisation de la farine d'asticots et de

vers de terre a été expérimentée en pisciculture (Soro, 2020). De par sa bonne valeur nutritionnelle, la farine de poisson est la plus utilisée dans les formulations d'aliments comme principale source de protéines (Wu *et al.*, 2004 ; Koumi, 2010). Depuis 1997, la farine de poisson est devenue pratiquement inaccessible à cause de sa forte demande pour l'aviculture et la pisciculture (Bamba, 2007).

---

# **PARTIE II : MATERIEL ET METHODES**

## **2.1. Matériel**

### **2.1.1. Matériel biologique**

Le matériel biologique est constitué des taxons de microalgues planctoniques et épiphytiques de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla.

### **2.1.2. Sous-produits agricoles utilisés**

Le son de riz, l'huile de palme, les tourteaux de soja et de coton, le sel de cuisine, de coquillage calciné et le son de maïs ont été utilisés pour nourrir les poissons. Ces sous-produits agricoles ont été achetés sur le marché local.

### **2.1.3. Matériel technique**

#### **2.1.3.1. Outils de mesure des paramètres physico-chimiques de l'eau**

La mesure des paramètres physico-chimiques a nécessité l'usage de divers appareils. Ce sont, entre autres :

- un multi-paramètre de marque HACH LANGE HQ40D (Figure 17 A) utilisé pour la mesure du pH, la température, l'oxygène dissous, la conductivité et la turbidité de l'eau des structures d'élevage ;
- un disque de Secchi muni d'une corde graduée en cm (Figure 17 B) utilisé pour mesurer la transparence de l'eau ;
- des bouteilles en polyéthylène de 1 litre de capacité (Figure 17 C), des papiers en aluminium et une glacière contenant des accumulateurs de froid respectivement utilisés pour le prélèvement, le conditionnement et le transport des échantillons d'eau prélevés sur le terrain et destinés à l'analyse des sels nutritifs et de la Demande Biochimique en Oxygène en 5 jours (DBO<sub>5</sub>) ;
- un spectrophotomètre UV/visible-1700 de marque SHIMADZU (Figure 17 D) utilisé pour la détermination des différentes concentrations des sels nutritifs des échantillons d'eau prélevés ;
- un flacon coloré muni d'un DBO-mètre utilisé pour la mesure de la DBO<sub>5</sub> ;
- un erlenmeyer de 100 ml, des tubes à essais, une fiole jaugée de 25 ml et une micropipette utilisés comme verrerie lors du dosage des sels nutritifs.



**Figure 17 :** Quelques matériels utilisés pour la mesure des paramètres physico-chimiques

A = Multiparamètre, B = Disque de Secchi, C = Bouteilles en polyéthylène, D = Spectrophotomètre

### 2.1.3.2. Outils d'échantillonnage des microalgues

Le phytoplancton (microalgues pélagiques) a été échantillonné à l'aide d'un filet à plancton de 20  $\mu\text{m}$  de maille (Figure 18 A), des flacons en plastique d'un litre (l) de capacité et d'un seau de capacité 10 litres. Quant aux microalgues périphytiques, elles ont été recueillies au moyen d'une brosse à poils bien séparés (Figure 18 B) et de l'eau distillée. Une paire de ciseaux, un ruban-mètre et un pied à coulisse électronique de précision  $\pm 0,2 \text{ mm}/ \pm 0,01''$  (Figure 18 C) ont été respectivement utilisés pour sectionner et mesurer le diamètre des parties submergées des tiges du riz.

Des piluliers d'une contenance de 50 ml (Figure 18 D et E) et du formaldéhyde à la concentration de 5 p.c. ont servi pour la conservation et la fixation de toutes les cellules algales récoltées.



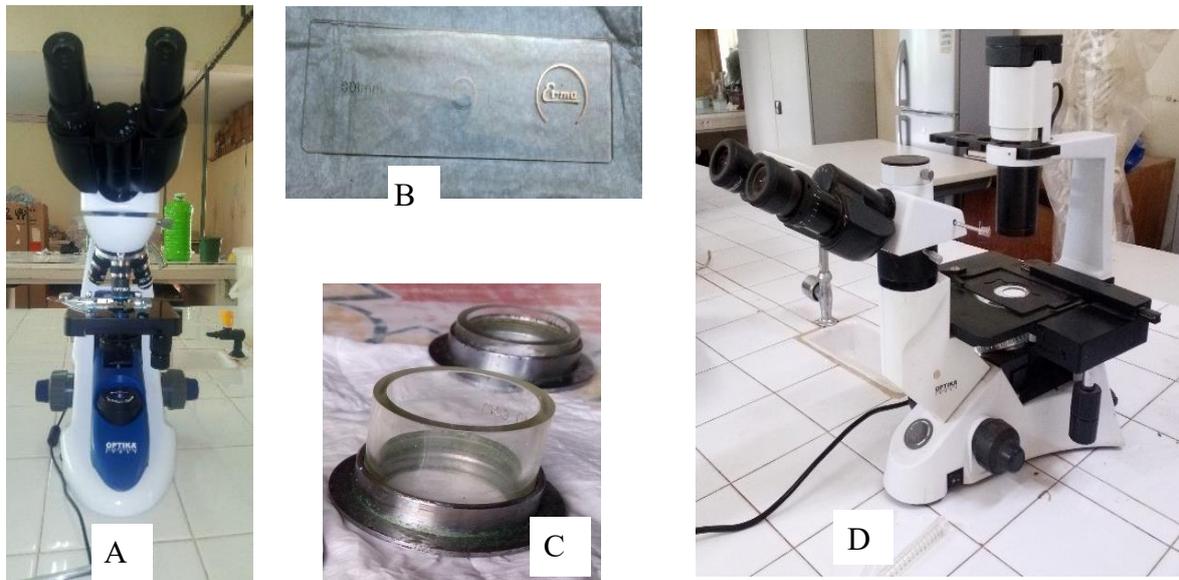
**Figure 18 :** Quelques outils utilisés pour l'échantillonnage des microalgues

A = Filet à plancton, B = Brosse à poils, C = Pied à coulisse, D et E = Piluliers

### 2.1.3.3. Outils d'observation et de comptage des microalgues

Les observations pour l'analyse qualitative des microalgues ont été faites au microscope photonique de type OPTIKA (Figure 19 A). Des lames porte-objets et des lamelles couvre-objets ont servi au montage des cellules algales au microscope. Une lame micrométrique a été utilisée pour le dimensionnement des cellules de microalgues observées (Figure 19 B). Un appareil photo numérique de marque NIKON 60 Mégapixel a été utilisé pour la prise de vue des images observées au microscope. Des cuves à sédimentation de 5,5 et 10 ml (Figure 19 C), une micropipette, un microscope inversé de type OPTIKA (Figure 19 D) et une fiche de

comptage (Annexe I) ont été utilisés pour le dénombrement des taxons de microalgues. De l'eau distillée a servi à la dilution des échantillons d'eau trop concentrés.



**Figure 19 :** Quelques outils d'observation et de dénombrement des cellules de microalgues  
A = Microscope photonique, B = Lame micrométrique, C = Cuves à sédimentation, D = Microscope inversé

#### **2.1.3.4. Solutions chimiques utilisées pour le dosage des sels nutritifs**

Le dosage des sels nutritifs a nécessité l'utilisation des solutions chimiques. Il s'est agi notamment :

- des solutions d'acide de sulfanilamide et de N- (1- naphthyl) -éthylène diamine utilisées comme réactif pour le dosage des ions nitrites ;
- des solutions d'acide sulfurique, de salicylate de sodium, d'azoture de sodium, d'acide acétique cristallisable pour le dosage des ions nitrates ;
- des solutions chlorées (hydroxyde de sodium + d'acide dichloro-cyanurique + citrate trisodique) et de nitroprussiate de sodium (phéno + nitroprussiate de Na<sup>+</sup>) utilisées comme réactifs lors du dosage des ions ammoniums ;
- un mélange de molybdate d'ammonium, d'oxotartrate d'antimoine et de potassium, d'acide sulfurique et d'acide ascorbique utilisé comme réactif combiné pour le dosage des ions orthophosphates ;
- de l'acide sulfurique, du persulfate de sodium, de l'acide sulfurique concentré, du persulfate de potassium et de l'acide borique utilisés pour le dosage de l'azote total et du phosphore total.

### 2.1.3.5. Outils d'extraction et de dosage de la chlorophylle *a*

Dans cette étude, des flacons en plastique d'un litre de capacité ont été utilisés pour prélever l'eau destinée à la filtration sous vide. Des papiers aluminium ont servi à protéger les échantillons contre le rayonnement solaire. Une pompe à vide (Figure 20 A) et des filtres Whatman GF/C (0,45  $\mu\text{m}$  de porosité et 90 mm de diamètre) ont été utilisés pour la filtration des échantillons d'eau collectés. Un réfrigérateur a été utilisé pour la conservation des filtres au laboratoire à une température d'environ 4°C lors de la réalisation des d'extraction de la chlorophylle *a*. Pendant le dosage de la chlorophylle *a*, des solutions d'acétone à 90% et d'acide chlorhydrique à 35% (Figure 20 B), un bain mari et un spectrophotomètre UV/visible-1700 de marque SHIMADZU ont été utilisés pour le dosage de la chlorophylle *a*.



**Figure 20 :** Quelques matériels d'extraction et de dosage de la chlorophylle *a*

A = pompe à vide, B = Bouteilles contenant des solutions d'acétone et d'acide chlorhydrique

## 2.2. Méthodes

### 2.2.1. Dispositif expérimental

Dans cette étude, huit étangs rectangulaires (E2 à E9) aménagés par la création des tranchées et des zones de refuge des poissons ont été choisis selon leur superficie pour constituer les systèmes d'association riz-poisson. Tous ces étangs ont été mis à sec pendant un mois avant le repiquage des plantules de riz. A cet effet, les plantules de riz (*Oryza sativa*) de variété Wita-9 ayant un cycle cultural de 4 mois ont été repiquées dans ces étangs aménagés pour la phase de prégrossissement. Après cette phase d'élevage, les plantules de riz (*Oryza glaberrima*) ayant

un cycle cultural de 6 mois ont été également repiquées dans ces mêmes étangs pour la phase de grossissement. Ces deux espèces de riz ont été choisies du fait que leur cycle cultural couvre la durée du prégrossissement et du grossissement de *Oreochromis niloticus* en élevage extensif. A chaque début de phase d'élevage, les plantules de riz âgées de quatorze (14) jours ont été repiquées deux par poquet avec un espacement de 20 cm entre les poquets d'une même ligne et 25 cm entre les différentes lignes. Le repiquage de ces plantules de riz dans les différents étangs a été effectué le même jour. La remise en eau de ces étangs repiqués était faite deux semaines après le repiquage (Figure 21). Une remontée progressive du niveau d'eau des étangs était faite en fonction de l'évolution de la taille du riz jusqu'à atteindre des profondeurs d'eau allant de 0,5 à 1 m.

L'empoissonnement des étangs repiqués et remis en eau au cours de chaque phase d'élevage a été effectué trente (30) jours après le repiquage du riz. L'empoissonnement de ces étangs pour la conduite de la phase de prégrossissement a été fait en avril 2019 avec des alevins de *O. niloticus* ayant un poids moyen de  $6 \pm 0,5$  g. La densité de mise en charge des étangs pour cette phase a été de 20 individus/m<sup>2</sup>. Quant à la phase de grossissement, l'empoissonnement des étangs repiqués et mis en eau a été effectué en mai 2020 et la densité de mise en charge a été de 1,5 individu/m<sup>2</sup>. Les poissons utilisés pour cette phase d'élevage étaient des juvéniles mâles de *O. niloticus* ayant un poids moyen de  $38 \pm 0,09$  g.

Ces étangs repiqués et empoissonnés ont permis de constituer un dispositif en bloc de Fisher complètement randomisé avec quatre traitements alimentaires et deux répétitions (Figure 22).

Les étangs repiqués et empoissonnés ont été répartis comme suit :

- deux étangs rizipiscicoles sans apport d'aliment (RC) ;
- deux étangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs (RSM) ;
- deux étangs rizipiscicoles avec apport de son de riz (RSR) ;
- deux étangs rizipiscicoles avec apport de mélange de sous-produits (RPC). Ce mélange est constitué de 29% de son de riz, 22,5% de son de maïs, 22% de tourteau de coton, 23% de tourteau de soja, 1,5% d'huile de palme, 1,5% de sel de cuisine et 1% de poudre de coquillage calciné.

Au cours de la phase de prégrossissement, deux points d'échantillonnage ont été retenus sur le barrage afin d'avoir la physico-chimie et la composition algale initiales de l'eau qui alimente les étangs rizipiscicoles. Ces points ont été choisis selon leur accessibilité et leur position par rapport aux zones de sortie d'eau du barrage pour l'alimentation des étangs rizipiscicoles.



Figure 21 : Vue d'un étang repiqué, remis en eau et empoissonné

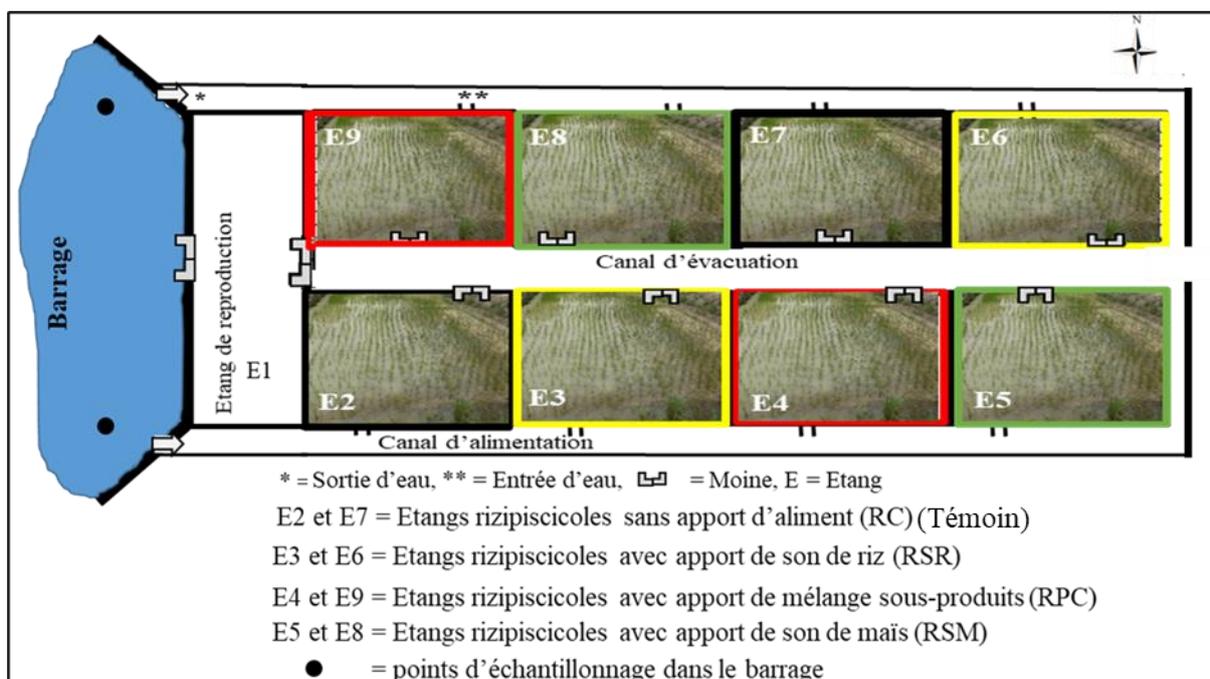


Figure 22 : Schéma du dispositif expérimental

### 2.2.2. Nourrissage des poissons

Les poissons présents dans le barrage et ceux mis dans les étangs témoins (E2 et E7) n'ont pas été nourris. Ceux mis dans les autres étangs ont été nourris quotidiennement les matins à 9h et les soirs à 15h. La quantité d'aliment apportée aux poissons a été déterminée en fonction de leur biomasse et le taux de rationnement. Pendant les trois mois de prégrossissement de *O. niloticus*, le taux de rationnement a été fixé à 5%. Au cours de la phase de grossissement de *O. niloticus*, ce taux a été ajusté à 4%, 3% et 2,5% respectivement entre le 1<sup>er</sup> et le 2<sup>ème</sup> mois, le 2<sup>ème</sup> et le 3<sup>ème</sup> mois, et le 5<sup>ème</sup> et le 6<sup>ème</sup> mois d'élevage.

Les analyses bromatologiques des différents aliments donnés aux poissons ont été effectuées au Laboratoire Central d'Analyse de l'Université NANGUI ABROGOUA selon les méthodes de Kjeldahl, d'incinération et d'extraction. Pour ces analyses, deux essais ont été effectués pour chaque aliment. La moyenne de chaque composé d'un aliment est consignée dans le tableau II.

**Tableau II :** Composition bromatologique des sous-produits agricoles utilisés durant les deux stades d'élevage

Composition (% de matière sèche)	Sous-produits agricoles		
	Son de riz	Son de maïs	Mélange de sous-produits
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
Energie brute (Kj/g)	16,55	12,71	17,55
Energie digestive (Kj/g)	11,30	11,08	13,15

### 2.2.3. Collecte de données

#### 2.2.3.1. Période d'échantillonnage

Les données physico-chimiques et celles relatives aux microalgues ont été collectées mensuellement au cours des phases de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus* à partir d'un mois (30 jours) après l'empoissonnement des étangs rizipiscicoles. Ainsi, trois campagnes d'échantillonnage ont été réalisées entre mai et juillet 2019 lors de la phase de prégrossissement et six campagnes ont été effectuées pendant la phase de grossissement entre juin et novembre 2020. A chaque campagne, les échantillonnages sont effectués entre 7h 30min et 12h 30min. Les échantillons de microalgues ont été pris le même jour que ceux destinés aux analyses physico-chimiques.

Les périodes de prégrossissement et de grossissement ont été définies en tenant compte de la saison de culture du riz dans la zone d'étude, du cycle cultural des variétés de riz repiquées et de la durée de la phase de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus*.

#### 2.2.3.2. Mesure *in situ* des paramètres physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage

Les paramètres tels que le pH, la transparence, l'oxygène dissous, la température, les solides totaux dissous, la turbidité et la conductivité électrique des eaux ont été mesurés *in situ* dans le

barrage et dans chaque étang rizipiscicole. A chaque campagne d'échantillonnage, ces paramètres physico-chimiques ont été mesurés au niveau de deux points du barrage et de cinq points prédéfinis sur les deux diagonales de chaque étang rizipiscicole. A l'exception de la transparence de l'eau, les mesures *in situ* ont été effectuées avec les sondes du multi-paramètre HQ40d étalonné préalablement. Lors de la prise des mesures, la sonde appropriée à chacun de ces paramètres a été connectée au multi-paramètre mis sous tension et plongée dans l'eau. Après la stabilisation de la valeur du paramètre sélectionné, celle-ci est notée dans un cahier.

Pendant chaque campagne, la transparence de l'eau qui exprime la fertilité des milieux a été mesurée à midi. Sa mesure consiste à plonger délicatement le disque de Secchi dans l'eau des étangs et à relever la profondeur de sa disparition.

### **2.2.3.3. Prélèvement des échantillons d'eau pour des analyses chimiques au laboratoire**

Dans chaque structure d'élevage, un échantillon d'eau d'un litre a été prélevé en surface dans des flacons en plastique stérile lors de chaque campagne d'échantillonnage. A chaque prélèvement, ces flacons ont été d'abord rincés avec l'eau du milieu puis remplis jusqu'à ras bord et fermés hermétiquement. Après prélèvement, les flacons ont été emballés avec du papier aluminium afin d'empêcher la photosensibilité. Certains échantillons d'eau ont été destinés au dosage de la chlorophylle *a*. Les échantillons prévus pour le dosage des composés azotés et phosphorés ainsi que la demande biochimique en oxygène en 5 jours (DBO<sub>5</sub>) ont été transportés au laboratoire de chimie du Centre de Recherches Océanologiques (CRO). Le transport de tous les échantillons d'eau, du terrain jusqu'au laboratoire, a été fait dans une glacière à température basse (4°C) contenant des accumulateurs de froid afin d'éviter les risques de dégradation lors du transport.

### **2.2.3.4. Récolte des microalgues dans les structures d'élevage**

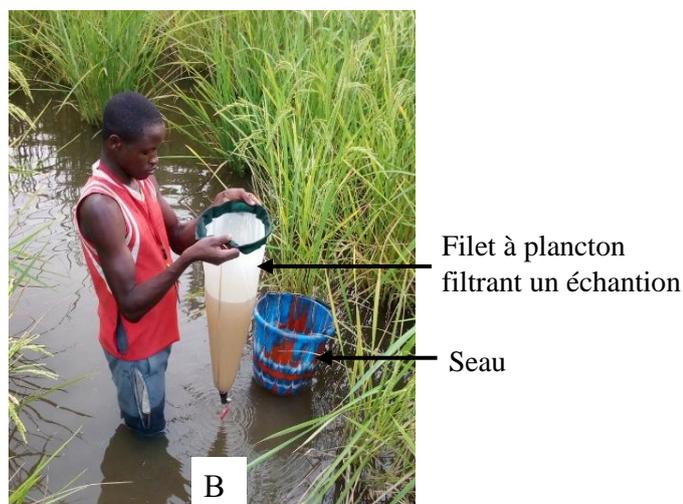
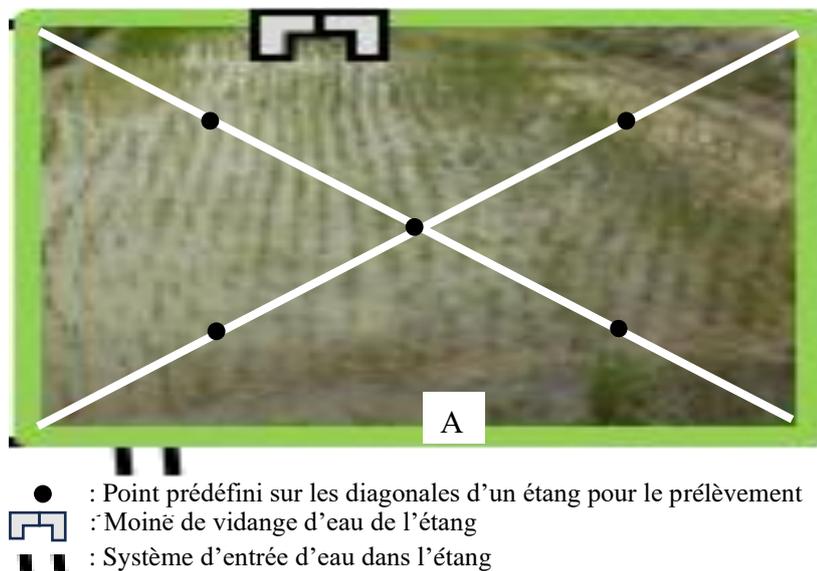
#### **2.2.3.4.1. Echantillonnage des microalgues pélagiques**

Le phytoplancton (microalgues pélagiques) des structures d'élevage a été récolté selon deux modes d'échantillonnage.

Le premier mode est destiné aux analyses qualitatives des cellules pélagiques de microalgues. Il a consisté à prélever, à l'aide d'un seau, 45 litres d'eau à chaque point du barrage et dans chaque étang rizipiscicole. Le prélèvement de cette quantité d'eau dans chaque étang rizipiscicole a été effectué en suivant les points prédéfinis sur les deux diagonales de celui-ci (Figure 23 A). La distance entre deux points consécutifs sur une même diagonale de chaque étang a été fixée à 8 m. Les différentes quantités d'eau prélevées ont été filtrées à l'aide d'un

filet à plancton de 20  $\mu\text{m}$  de vide de maille (Figure 23 B). Après filtration, des sous-échantillons d'eau obtenus ont été renversés dans des piluliers de 50 ml étiquetés selon le code des structures d'élevage, puis fixés immédiatement avec quelques gouttes de formaldéhyde à 5%. De plus, un volume de 50 ml d'eau a été prélevé directement dans chaque structure d'élevage à l'aide d'un pilulier, afin de pouvoir capturer les microalgues pélagiques dont la taille est inférieure à la maille du filet à plancton (20  $\mu\text{m}$ ). Quelques gouttes de formaldéhyde à 5% ont ensuite été ajoutées à ces échantillons d'eau.

Le second mode est consacré aux analyses quantitatives du phytoplancton. Il a consisté à prélever un litre d'eau dans chaque structure d'élevage à l'aide d'un bocal en plastique stérilisé préalablement. Ces quantités d'eau ont été décantées et les culots ont été renversés dans des piluliers puis fixés comme précédemment.



**Figure 23** : Points d'échantillonnage du phytoplancton (A) et filtration d'eau (B) dans un étang rizipiscicole

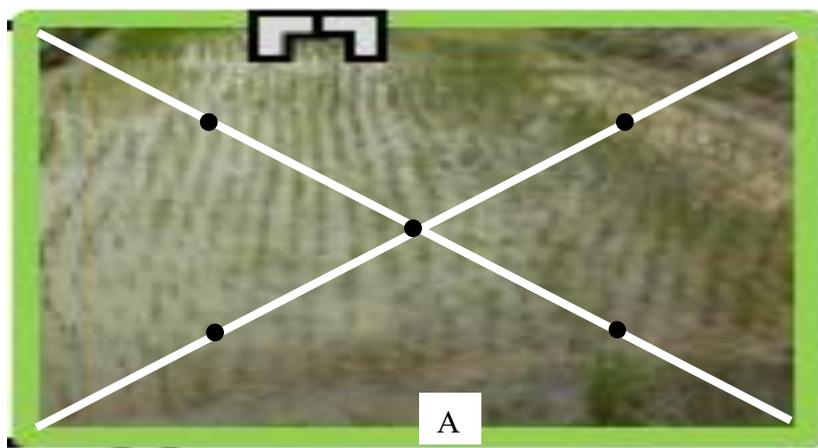
### 2.2.3.4.2. Echantillonnage des microalgues épiphytiques

Les microalgues épiphytiques des étangs rizipiscicoles ont été collectées sur les parties submergées des tiges du riz. A cet effet, 10 tiges de riz ont été sectionnées avec la paire de ciseaux dans chaque étang rizipiscicole en raison de 2 tiges de riz par point prédéfini sur les diagonales de l'étang (Figure 24 A). Le diamètre de chaque tige a été mesuré à l'aide du pied à coulisse. Ensuite, 10 cm de long de la partie submergée de chacune des tiges ont été délimités à l'aide du ruban-mètre. Les amas d'algues fixés sur la partie délimitée de chaque tige de riz (Figure 24 B) ont été soigneusement grattés avec la brosse à dents et lavés avec de l'eau distillée jusqu'à ce qu'il n'y ait plus de traces de biofilm périphytique visible à l'œil nu (Saikia & Das, 2011). Ainsi, la surface latérale totale (St) grattée et lavée sur les tiges de riz d'un étang a été calculée selon la formule suivante :

$$St = 2\pi rH \times N \quad (1)$$

Avec : St = Surface latérale totale en cm<sup>2</sup>, r = rayon de la tige délimitée, H = Longueur de la tige délimitée, N = nombre total de tiges grattées et lavées.

Les amas de microalgues issus de chaque étang ont été renversés dans les piluliers correspondants. Ces échantillons ont été fixés comme précédemment puis agités fortement pour la dissociation des agrégats de microalgues subsistants.



- : Point prédéfini sur les diagonales d'un étang pour le prélèvement des tiges de riz
- ■ : Moine de vidange d'eau de l'étang
- ■ : Système d'entrée d'eau dans l'étang



**Figure 24 :** Technique d'échantillonnage des cellules épiphytiques de microalgues sur les tiges de riz dans les étangs rizipiscicoles

A : Points de prélèvement des tiges de riz dans un étang rizipiscicole ; B : Amas d'algues fixés sur les parties submergées des tiges de riz

## **2.2.4. Traitement des données physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage**

### **2.2.4.1. Détermination de la concentration des sels nutritifs**

Le dosage des sels nutritifs a été réalisé au laboratoire du CRO au bout de 48 h après la prise des échantillons d'eau. L'analyse spectrométrique des composés azotés et phosphorés a été effectuée conformément aux normes de AFNOR (1994) utilisées par Kouamé (2021).

#### **2.2.4.1.1. Dosage des ions nitrites**

Les ions nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) réagissent avec la sulfanilamide à  $\text{pH} = 1,9$  en présence de Dichlorure de N-1-naphtyléthylènediamine pour former un complexe pourpre permettant un dosage colorimétrique à 543 nm selon la norme NF T-90-013 de AFNOR (1994). Ainsi, la méthode à la sulfanilamide a été utilisée pour doser les nitrites. Le principe est basé sur la réaction des ions nitrites présents dans une prise d'essai, à  $\text{pH} = 1,9$ , avec le réactif d' amino-4 benzène sulfonamide en présence d'acide orthophosphorique pour former un sel diazoïque donnant un complexe de coloration pourpre avec le chlorhydrate de N-(naphtyl-1) diamino-1,2-éthane.

Pratiquement, le dosage a consisté respectivement à :

- tracer une courbe d'étalonnage ;
- faire une prise d'essai (10 ml de l'échantillon d'eau) ;
- ajouter 1 ml d'une solution d'acide de sulfanilamide à 10 g/l à la prise d'essai, agiter vigoureusement le mélange et laisser au repos pendant quelques minutes ;
- ajouter 1 ml d'une solution de N-(1-naphtyl)-éthylène diamine à 1 g/l au précédant mélange ;
- lire l'absorbance à la longueur d'onde de 543 nm au spectrophotomètre après 15 mn.

La concentration en nitrites correspondant à la valeur de l'absorbance est déterminée à l'aide de la courbe d'étalonnage tracée.

#### **2.2.4.1.2. Dosage des ions nitrates**

La méthode spectrométrique UV d'absorption moléculaire avec l'acide sulfosalicylique a été utilisée pour le dosage des ions nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ) selon la norme NF T 90-012 de AFNOR (1994). Des volumes de 0,5 ml de solution d'azoture de sodium et de 0,2 ml d'acide acétique cristallisable ont été ajoutés à une prise d'essai de 20 ml de l'échantillon d'eau pour effectuer la coloration. Le mélange obtenu a été évaporé à sec dans un bain d'eau bouillante après environ 5 mn. Ensuite, 1 ml de solution de salicylate de sodium a été ajouté au mélange précédent et homogénéisé. Ce nouveau mélange obtenu a été à nouveau évaporé à sec. La dissolution du résidu de la capsule refroidie à la température ambiante a été effectuée en ajoutant 1 ml d'acide sulfurique. Des quantités de 10 ml d'eau et de solution d'alcali respectives y ont été ajoutées

après 10 mn. Le mélange est transvasé dans une fiole jaugée de 25 ml. Celle-ci a été ensuite placée dans le bain d'eau à 25 °C. Après le même temps que précédemment, la fiole est retirée du bain et le volume a été complété à 25 ml avec de l'eau distillée. Les mesures spectrométriques sont alors effectuées à 415 nm. L'absorbance mesurée a été projetée sur la courbe d'étalonnage préalablement tracée pour déduire la concentration en nitrates de l'échantillon.

#### **2.2.4.1.3. Dosage des ions ammonium**

La méthode du bleu d'indophénol a été utilisée pour le dosage des ions ammonium ( $\text{NH}_4^+$ ). En milieu alcalin à pH compris entre 10,4 et 11,5, et en présence de nitroprussiate (Catalyseur), les ions ammonium, traités par une solution de chlore et de phénol, donnent du bleu d'indophénol. Cette réaction permet le dosage colorimétrique des ions  $\text{NH}_4^+$  à une longueur d'onde de 630 nm selon la norme française T 90 -0156-2 (AFNOR,1994).

Le protocole de dosage des ions  $\text{NH}_4^+$  a consisté respectivement à :

- tracer une courbe d'étalonnage ;
- faire une prise d'essai (20 ml de l'échantillon d'eau) ;
- ajouter à la prise d'essai 1 ml d'une solution de mélange de 35 g/l de phénol et de 0,4 g/l de nitroprussiate de sodium, agiter vigoureusement l'ensemble et laisser au repos pendant quelques minutes ;
- ajouter au précédent mélange 1 ml d'une solution issue de la dissolution de 20 g d'hydroxyde de sodium, 380 g de citrate trisodique et 4 g d'acide dichloro-cyanurique dans 1 l d'eau bidistillée ;
- conserver les échantillons obtenus à l'abri de la lumière pendant au moins 6 heures ;
- lire l'absorbance au spectrophotomètre à la longueur d'onde de 630 nm.

La concentration en ions ammonium, en mg/l, de la prise d'essai est déduite de la courbe d'étalonnage par projection de l'absorbance lue.

#### **2.2.4.1.4. Dosage des ions orthophosphates**

Les ions orthophosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ ) sont dosés suivant la norme NF T90-023 (AFNOR, 1994). Ces ions ont été dosés en présence d'acide ascorbique par l'ajout d'un réactif combiné (acide sulfurique, tartrate de potassium et antimoine, molybdate d'ammonium) en donnant une coloration de bleu de molybdène. Le principe de la réaction est basé sur la formation d'un complexe phosphomolybdique qui est réductible par l'acide ascorbique. La forme réduite est absorbée à la longueur d'onde de 885 nm.

La démarche opératoire a consisté à :

- tracer une courbe d'étalonnage ;
- faire une prise d'essai (10 ml de l'échantillon d'eau) ;
- ajouter à la prise d'essai 1 ml de réactif combiné. Ce réactif est constitué de 10 ml de solution de molybdate d'ammonium à 30 g/l, 5 ml d'oxytartrate d'antimoine et de potassium à 1,36 g/l, 25 ml d'acide sulfurique à 2,5 mol/l et 10 ml d'acide ascorbique à 108 g/l ;
- agiter pour homogénéiser l'ensemble du mélange obtenu ;
- après 5 mn, lire l'absorbance au spectrophotomètre à la longueur d'onde de 885 nm.

L'absorbance lue a été projetée sur la courbe d'étalonnage pour déduire la concentration des ions  $\text{PO}_4^{3-}$  de l'échantillon d'eau.

#### **2.2.4.1.5. Dosage du phosphore total**

Le dosage du phosphore total dans les échantillons d'eau non filtrés a été fait par minéralisation à chaud. Il a consisté à effectuer une prise d'essai de l'échantillon d'eau brute en présence d'acide sulfurique et de persulfate de sodium suivi du dosage spectrométrique des orthophosphates conformément à la Norme Française T90-023 (AFNOR, 1994). Après la fin de la minéralisation des échantillons, ils ont été refroidis en les plaçant dans un bain mari d'eau froide pendant environ 15 mn. Ensuite, les échantillons refroidis ont été immédiatement dosés. Les concentrations (C) sont obtenues à l'aide de la courbe d'étalonnage de l'absorbance en fonction de la concentration selon la formule suivante :

$$C \text{ (mg/L)} = \frac{K \times d_1 \times 200 (A_e - A_b)}{V} \quad (2)$$

Avec : K = la pente de la courbe d'étalonnage, en mg/l et par unité d'absorbance ;

$d_1$  = le facteur de dilution éventuel de l'échantillon avant la minéralisation ;

$A_e$  = l'absorbance de l'échantillon ;

$A_b$  = l'absorbance de l'essai à blanc ;

V = le volume, en ml, de la prise d'essai.

#### **2.2.4.1.6. Dosage de l'azote total**

L'azote total (NT) a été dosé par la méthode Kjeldahl selon la norme française NF T90-110 (AFNOR, 1994). Le principe de la minéralisation selon la méthode Kjeldahl est de détruire l'échantillon d'eau par oxydation en milieu acide concentré et bouillant. Une quantité de 10 g de sulfate de potassium a été ajoutée à 20 ml d'acide sulfurique concentré pour augmenter la température de la réaction et accélérer l'oxydation afin de permettre sa transformation en sulfate d'ammonium.

Un mélange de catalyseurs conditionnés sous forme de comprimés (5,0 g K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> + 0,5 g CuSO<sub>4</sub>, 5 H<sub>2</sub>O) disponibles dans le commerce a été utilisé à raison de 2 comprimés pour 20 ml d'acide. La coloration verte de la solution minéralisante, en raison des sels de cuivre, marque la fin de la minéralisation. Après minéralisation, 10 ml d'une solution concentrée de NaOH à 33 % a été ajoutée à la solution de minéralisation d'acide sulfurique afin de permettre la libération de l'azote. Les ions NH<sub>4</sub><sup>+</sup> qui résultent de cette minéralisation, ainsi que ceux qui préexistaient dans l'eau, sont transformés ensuite en ammoniac par une lessive de soude. Ensuite, une distillation est faite pour le séparer de cette solution. Le distillat obtenu a été recueilli dans un erlenmeyer contenant environ 70 ml d'acide borique, puis titré avec de l'acide. Cette opération permet la récupération et le piégeage de l'ammoniac dans l'acide borique. Enfin, un dosage par acidimétrie (acide sulfurique (0,1N)) en présence d'indicateur coloré est effectué et la concentration de l'azote total (NT) exprimée en mg/l d'azote est calculée à l'aide de la formule suivante :

$$NT \text{ (mg/l)} = \frac{2 (V_1 - V_2) \times C \times M}{V_0} \times 1000 \quad (3)$$

Dans cette formule, V<sub>0</sub> est le volume en ml de la prise d'essai ; V<sub>1</sub> est le volume en ml de la solution étalon échantillon (acide chlorhydrique à 0,02 mol/l utilisé pour le titrage) et V<sub>2</sub> est le volume en ml de la solution étalon utilisé pour le titrage du blanc. M est la masse molaire de l'azote (g/mol) et C est la concentration exacte de solution étalon (mol/l) pour le titrage.

#### **2.2.4.2. Mesure de la DBO<sub>5</sub>**

La mesure de la DBO<sub>5</sub> a consisté à déterminer préalablement une concentration C1 de la DCO (Demande Chimique en Oxygène) par spectrophotomètre à la longueur d'onde de 600 nm. Cette concentration C1 est ensuite multipliée par 0,8 pour avoir une valeur X. Cette valeur X permet de prélever, dans une gamme de concentration définie, un volume V<sub>2</sub> du même échantillon d'eau (Salla, 2015). Ce volume V2 a été versé dans un flacon coloré muni d'un DBO-mètre à affichage numérique. Enfin, la lecture de la valeur de la DBO<sub>5</sub> affichée sur l'écran du DBO-mètre a été faite au bout du 5<sup>ème</sup> jour.

#### **2.2.4.3. Détermination de l'Indice de Pollution Organique de l'eau des structures d'élevage**

L'indice de pollution organique (IPO) de Leclercq (2001) a été calculé pour apprécier la qualité chimique des eaux des structures d'élevage de la ferme impactées par la pollution organique réelle à partir des ions orthophosphates (PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>), ammonium (NH<sub>4</sub><sup>+</sup>), nitrites (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>) et de la DBO<sub>5</sub>. Selon les concentrations de chacun de ces paramètres, cinq classes de valeur ayant

chacune une signification écologique sont distinguées (Tableau III). Dans cette étude, la valeur de l'IPO d'une structure d'élevage a été calculée avec la moyenne des numéros des classes de chaque paramètre selon la formule suivante :  $IPO = (\sum_{k \neq 0}^i Ck, \dots Ci) / \eta$  (4)

Avec  $C_i$  : le numéro de classe du paramètre  $i$  et  $\eta$  : le nombre de paramètres utilisés.

Les valeurs obtenues sont réparties en cinq intensités de pollution organique de l'eau s'étendant de pollution nulle (couleur bleu) au très forte pollution (couleur rouge) (Tableau IV).

**Tableau III** : Classes de l'Indice de Pollution Organique en fonction des valeurs limites de chaque paramètre

Classe	Paramètres			
	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/l)	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (µg/l)	PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (µg/l)	DBO <sub>5</sub> (mg/l)
5	< 0,1	≤ 5	≤ 15	< 2
4	0,1 – 0,9	6 – 10	16 – 75	2 – 5
3	1 – 2,4	11 – 50	76 – 250	5,1 – 10
2	2,5 – 6	51 – 150	251 – 900	10,1 – 15
1	> 6	> 150	> 900	> 15

Source : Leclercq & Maquet (1987) ; NH<sub>4</sub><sup>+</sup> : Ammonium, NO<sub>2</sub><sup>-</sup> : Nitrites, PO<sub>4</sub><sup>3-</sup> : Orthophosphates, DBO<sub>5</sub> : Demande biochimique en oxygène pendant 5 jours

**Tableau IV** : Classification du niveau de pollution en fonction de la valeur de l'Indice de Pollution Organique

Valeur de l'IPO	5,0 – 4,6	4,5 – 4,0	3,9 – 3,0	2,9 – 2,0	1,9 – 1,0
Intensité de pollution organique	Nulle	Faible	Modérée	Forte	Très forte
Code couleur					

IPO : l'Indice de Pollution Organique.

#### 2.2.4.4. Evaluation de la qualité physico-chimique de l'eau pour l'aquaculture

Le Système d'Evaluation de la Qualité de l'Eau des cours d'eau (SEQ-Eau) du MEDD & Agence de l'Eau (2003) de la France a été utilisé pour évaluer l'aptitude physico-chimique globale de l'eau à l'aquaculture. Ce système utilise l'oxygène dissous, le TDS, la DBO<sub>5</sub> et les sels nutritifs, etc. Le SEQ-Eau (2003) classe la qualité globale de l'eau pour l'aquaculture à l'aide des couleurs dont « Bleue = Très bon », « verte = Bon » et « rouge = Moyen » (Tableau V). Dans cette étude, l'aptitude de l'eau des structures d'élevage à l'aquaculture a été appréciée avec la moyenne globale des différents paramètres du système mesurés en prégrossissement et en grossissement du poisson.

**Tableau V** : Système d'Evaluation de la Qualité de l'Eau des cours d'eau pour l'aquaculture

Indicateurs	Classe de qualité		
	Très bonne	Bonne	Moyenne
Oxygène dissous (mg/l)	> 7	7 – 5	< 5
DBO <sub>5</sub> (mg/l)	< 5	5 – 10	> 10
Ammonium (mg/l)	< 0,1	0,1– 5	> 5
Nitrites (mg/l)	< 0,03	0,03 – 1	> 1
Nitrates (mg/l)	< 10	10 – 100	> 100
Phosphore total (mg/l)	< 0,01	0,01 – 3	> 3
TDS (mg/l)	< 10	10 – 50	> 50
pH	Minimal = 6,5	ND	ND
	Maximal = 8	ND	ND

Source : MEDD & Agence de l'Eau (2003) ; ND : Valeur non déterminée par les auteurs

#### 2.2.4.5. Evaluation de la qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage pour la meilleure croissance de *Oreochromis niloticus*

La qualité physico-chimique de l'eau pour la meilleure croissance de *O. niloticus* a été évaluée en utilisant les critères de gammes optimales et tolérables de 10 paramètres physico-chimiques proposés par certains auteurs (Tableau VI). Ces paramètres sont entre autres le pH, la température, la transparence, la teneur en oxygène dissous, la turbidité, la conductivité et les concentrations de la DBO<sub>5</sub>, des ions nitrites, nitrates et orthophosphates.

L'évaluation a consisté à comparer la moyenne de chaque paramètre physico-chimique enregistrée à sa gamme optimale recommandée pour la meilleure croissance de *O. niloticus*. La moyenne de chaque paramètre a été calculée par étang et par phase d'élevage de *O. niloticus*.

**Tableau VI** : Critères de la qualité de l'eau pour *Oreochromis niloticus*

Paramètres	Gammes optimales	Gammes tolérables	Sources
pH	6 à 8,5	5 à 11	Beveridge & McAndrew (2000), Abou <i>et al.</i> (2007)
Oxygène dissous (mg/l)	> 3,2	0,1 à 3	Lacroix (2004), Tran-Duy <i>et al.</i> (2008)
Température (°C)	28 à 32	25 à 32	Beveridge & McAndrew (2000), Lazard (2009)
Transparence (cm)	15 à 20	0,35 à 67,73	Mfossa (2007), Chikou <i>et al.</i> (2013)
Conductivité (µS/cm)	150 à 450	ND	Mamadou (1998)
Nitrites (mg/l)	< 2,1	ND	Balarin & Haller (1982)
Nitrates (mg/l)	< 2,3	ND	
Orthophosphates (mg/l)	< 0,5	ND	
DBO <sub>5</sub> (mg/l)	3 à 20	ND	Boyd (2003)
Turbidité (UTN)	25 à 100	ND	Beveridge & McAndrew (2000)

ND : Valeur non déterminée par les auteurs

## **2.2.5. Traitement des données relatives aux microalgues**

### **2.2.5.1. Détermination de la composition qualitative des peuplements de microalgues**

#### **2.2.5.1.1. Observation et identification des taxons de microalgues**

Les cellules de microalgues phytoplanctoniques et épiphytiques ont été observées au microscope optique. A cet effet, une goutte d'eau de chaque sous-échantillon collecté ont été prélevées à l'aide d'une micropipette et montées entre la lame et la lamelle. Pour chaque sous-échantillon d'eau, au moins cinq lames ont été préparées afin de s'assurer de la reproductibilité des lames (Atanle *et al.*, 2012). Les préparations ont été observées sous le microscope et les taxons rencontrés ont été mesurés au micromètre et photographiés. L'observation de ces préparations a débuté à l'objectif 20x du microscope pour une vue d'ensemble, puis aux objectifs 40x et 60x pour observer les détails des organismes (taille des cellules, longueur des filaments, nombre de stries, etc.).

L'identification des taxons observés a été effectuée à travers leurs caractères morphologiques décrits dans les clés d'identification et les ouvrages spécifiques tels que Philipose (1967), Compère (1975), Iltis (1980), Marshall (1986), Krammer & Lange-Bertalot (1991), Krammer & Lange-Bertalot (1997), Kim *et al.* (2000), Komárek & Komárková (2004), Komárek & Anagnostidis (1999, 2005), Lavoie *et al.* (2006), Zongo *et al.* (2008), Komárek *et al.* (2014), Osório *et al.* (2018), John *et al.* (2021) et les travaux de Ouattara (2000), Komoé (2010), Djima (2013), Kouassi (2013), Wołowski *et al.* (2013), Salla (2015) et Tucci *et al.* (2019). Les taxons identifiés ont été regroupés par embranchement selon la classification de John *et al.* (2021). Dans chaque embranchement, les classes, les ordres, les familles et les espèces ont été classés par ordre alphabétique en suivant la classification d'Algaebase (Guiry & Guiry, 2023).

#### **2.2.5.1.2. Recherche et classification des taxons potentiellement toxiques**

Les espèces de microalgues potentiellement toxiques les plus connues appartiennent aux embranchements des Cyanobacteria et des Dinophyta. Ainsi, à partir de la liste des microalgues obtenues, les taxons potentiellement toxiques ont été identifiés à l'aide de la liste (Tableau VII) proposée par Sivonen & Jones (1999), Warren *et al.* (2011) et Bhat *et al.* (2006). Ces taxons potentiellement toxiques ont été classés selon leurs mécanismes de toxicité chez les poissons et chez l'homme.

Tableau VII : Liste des principaux genres de microalgues potentiellement toxiques

Genres d'algues	Groupes de toxines produites	Mécanismes de toxicité		
		Hépatotoxique	Neurotoxique	Dermatoxique
<b>CYANOBACTERIA</b>				
<i>Microcystis</i> <i>Nostoc</i> <i>Hapalosiphon</i>	Microcystines	+		
<i>Nodularia</i> <i>Merismopedia</i>	Nodularine			
<i>Tychonema</i> sp.	Anatoxin-a			+
<i>Planktothrix</i>	Anatoxine-a, Microcystines et Aplysiatoxines	+		
<i>Aphanizomenon</i>	Anatoxine-a, Saxitoxines, Cylindrospermopsines	+	+	
<i>Aphanocapsa</i> <i>Cyanodictyon</i>	Nodularine	+		
<i>Lyngbya</i>	Aplysiatoxines, Saxitoxines, Debromoaplysiatoxine, Lyngbyatoxine-a		+	+
<i>Schizothrix</i>	Aplysiatoxines		+	
<i>Calothrix</i>	Calothrixins, microcystin	+	+	+
<i>Cylindrospermopsis</i>	Cylindrospermopsines et Saxitoxines	+	+	
<i>Umezakia</i>	Cylindrospermopsine	+	+	
<i>Anabaena</i>	Anatoxine-a, Saxitoxines, Anatoxine-a et Microcystines	+	+	
<i>Anabaenopsis</i>	Microcystines	+		
<i>Trichodesmium</i>	Neurotoxine			
<i>Pseudanabaena</i>	Hépatotoxine, Neurotoxine	+	+	
<i>Schizothrix</i>	Debromoaplysiatoxine			+
<i>Gomphosphaeria</i>	Neurotoxine		+	
<i>Oscillatoria</i>	Microcystines, Oscillatoxine-a	+		
<i>Phormidium</i> <i>Woronichinia</i>	Anatoxine-a		+	
<b>DINOPHYTA</b>				
<i>Peridinium</i>	Neurotoxines		+	+
<i>Karenia</i>	Gymnodinines			
<i>Dinophysis</i>	Dinophysistoxines			
<i>Alexandrium</i>	Saxitoxine			
<i>Gymnodinium</i>	Gymnodinines et Saxitoxines		+	
<i>Gyrodinium</i>	Saxitoxines			
<i>Amphidinium</i>	Saxitoxines, Gymnodinines			
<i>Protoperdinium</i>	Neurotoxines			
<i>Prorocentrum</i>	Gymnodinines Endotoxines		+	

Source : Sivonen & Jones (1999) ; Bhat *et al.* (2006) ; Warren *et al.* (2011)

### 2.2.5.1.3. Richesse spécifique

La richesse spécifique est le nombre des espèces présentes dans un peuplement. C'est une diversité apparente des espèces, car les individus présents dans une communauté sont rarement tous capturés, ce qui ne permet pas de connaître la diversité absolue (Valiquette *et al.*, 2016). La richesse spécifique constitue un bon indicateur des conditions écologiques et de la capacité d'accueil d'un milieu (Aliaume *et al.*, 1990 ; Koumba *et al.*, 2017). Elle est calculée en comptant directement le nombre total de taxons recensés dans un écosystème donné (Grall & Coïc., 2005). La richesse spécifique est fortement influencée par la taille de l'échantillon. En effet, plus la taille de l'échantillon est grande, plus le nombre d'espèces détectées est grand (Kwak & Peterson, 2007). Elle a été utilisée dans cette étude pour évaluer l'effet des intrants alimentaires sur la composition taxonomique des peuplements de microalgues planctoniques et épiphytiques des étangs rizipiscicoles.

### 2.2.5.1.4. Fréquence d'occurrence

La fréquence d'occurrence est un indice qui fournit le taux d'apparition d'une espèce *i* donnée dans une série de prélèvements sur une échelle spatiale ou temporelle. Elle renseigne sur les préférences de milieu (habitat) d'une espèce donnée (Dajoz, 2000). Dans cette étude, la fréquence d'occurrence (F) de chaque taxon a été déterminée dans les différentes structures d'élevage et exprimée en pourcentage du nombre total de relevés selon la relation ci-dessous :

$$F = \frac{N_i}{N_t} \times 100 \quad (5)$$

Avec :  $N_i$  = le nombre d'échantillons où l'espèce *i* apparaît ;

$N_t$  = le nombre total d'échantillons du milieu considéré.

En fonction de la valeur de F, trois groupes d'espèces sont distingués :

- si  $F \geq 50\%$ , les espèces sont dites constantes ;
- lorsque  $25\% < F < 50\%$ , les espèces sont dites accessoires ;
- et si  $F \leq 25\%$ , les espèces sont dites accidentelles. Parmi les espèces accidentelles, celles qui ont moins de 5% d'occurrence sont des espèces rares (Dajoz, 2000).

### 2.2.5.1.5. Indice de similarité de Jaccard

La similarité détermine la ressemblance entre deux communautés ou deux habitats. L'indice de similarité (SJ) de Jaccard (1908) a été utilisé pour comparer les peuplements de microalgues des étangs deux à deux. En écologie, on estime que si  $SJ \geq 0,50$  entre deux listes taxonomiques, alors un nombre important d'espèces se rencontre dans les deux habitats et évoque une faible biodiversité inter habitat et une similarité des conditions environnementales entre les habitats.

Dans le cas contraire, lorsque  $SJ < 0,50$ , alors les espèces pour les deux habitats comparés sont totalement différentes (De Bello *et al.*, 2007). Sa formule est la suivante :

$$SJ = \frac{a}{a + b + c}$$

Avec :  $SJ$  = l'indice de similarité de Jaccard ( $0 < SJ < 1$ ) ;  
 $a$  = le nombre d'espèces communes aux deux milieux ;  
 $b$  = le nombre de taxons propres au milieu 1 ;  
 $c$  = le nombre de taxons propres au milieu 2. (6)

### **2.2.5.2. Etude de la structure quantitative et du déterminisme de la prolifération des microalgues dans les étangs rizipiscicoles**

#### **2.2.5.2.1. Dénombrement des taxons de microalgues**

La méthode d'Utermöhl (1958) modifiée (norme NF EN 15204, Annexe I) par Laplace-Treytore *et al.* (2009) a été utilisée pour l'étude quantitative. Une quantité de 5,5 ml de chaque échantillon d'eau, préalablement homogénéisée de façon manuelle, a été prélevée et sédimentée dans une cuve prévue à cet effet (volume = 5,5 ml) pendant 6 heures. Les individus de microalgues (unité de comptage) sédimentés ont été comptés à l'objectif 40x du microscope inversé. Chaque filament de 100  $\mu\text{m}$ , colonie cellulaire ou cellule isolée a été comptabilisé comme un individu. A cet effet, le comptage des individus de chaque échantillon d'eau a été porté sur 45 champs choisis de façon aléatoire sans répétition afin de respecter la fidélité de comptage de 5% (norme AFNOR EN 15204/T 90-179) en dénombrant au moins 400 objets (individus) algaux.

La densité d'un taxon  $i$  ( $D_i$ ) a été calculée selon la même norme par la formule suivante :

$$D_i = \frac{X_i}{C} \left[ \frac{Ad}{aV} \right] \quad \text{où : } a = \pi R_{40x}^2 \quad (7)$$

Avec :  $D_i$  = la densité d'un taxon  $i$  ;  
 $X_i$  = le nombre d'individus comptés pour un taxon  $i$  ;  
 $a$  = la surface d'un champ observé au microscope ;  
 $C$  = le nombre de champs visités à l'objectif 40x ;  
 $R_{40x}$  = le rayon du champ à l'objectif 40x (0,25 mm) ;  
 $A$  = la superficie, en  $\text{mm}^2$ , de la cuve à sédimentation où s'accumulent les cellules ;  
 $d$  = le facteur de dilution ;  
 $V$  = le volume d'échantillon sédimenté (5,5 ml).

La densité étant le nombre de cellules ou d'individus récoltés par unité de surface ou par unité de volume, les densités phytoplanctoniques obtenues ont été exprimées en Individus/l pour des taxons pélagiques. Concernant les cellules épiphytiques de microalgues, leurs densités ( $D_{ép}$ ) ont été ramenées à la surface grattée des tiges de riz par étang ( $628 \text{ cm}^2$ ) et exprimées en Individus/ $\text{cm}^2$  selon la formule suivante de Kabré *et al.* (2023) :

$$D_{ép} = \frac{X_i}{S_t} \quad (8)$$

Avec :  $D_{ép}$  = la densité d'un taxon épiphytique (Ind/ $\text{cm}^2$ ) ;

$X_i$  = l'abondance du taxon  $i$  ;

$S_t$  = la superficie totale grattée sur les substrats d'un milieu.

La densité relative ( $D_r$ ) de chaque embranchement d'algue d'un milieu donné a été déterminée à partir de la relation suivante :

$$D_r = \frac{d_e}{D_t} \times 100 \quad (9)$$

Avec :  $D_r$  = la densité relative des individus de l'embranchement  $i$  ;

$d_e$  = la densité des taxons de l'embranchement  $i$  ;

$D_t$  = la densité totale ou la somme de la densité de tous les taxons d'un milieu.

Dans cette étude, les taxons pélagiques dont les densités relatives sont supérieures ou égales à 10% de la densité totale dans au moins un étang ont été considérés dominants dans la colonne d'eau. Quant aux taxons épiphytiques, seuls ceux dont les densités relatives sont supérieures ou égales à 5% de la densité totale dans au moins un étang ont été choisis comme dominants sur les tiges de riz submergées. Ces différents pourcentages ont été choisis afin d'avoir les taxons pélagiques et épiphytiques les plus représentatifs pour pouvoir élaborer les graphes de corrélation sans toutefois les surcharger.

### **2.2.5.2.2. Evaluation de la diversité des microalgues dans les structures d'élevage**

#### **2.2.5.2.2.1. Indice de diversité de Shannon- Weaver**

L'indice de diversité de Shannon-Weaver ( $H'$ ) a été utilisé pour quantifier l'hétérogénéité de la biodiversité et l'équilibre structural des peuplements de microalgues des structures d'élevage. Cet indice tient compte du nombre d'espèces et de leur abondance relative (Shannon & Weaver, 1963). Il est sensible à la présence d'espèces rares (Schindler, 2002). D'après Palupi *et al.* (2023), l'indice de Shannon-Weaver permet de mesurer le degré de diversité de la communauté biologique. Cet indice est faible lorsque les individus rencontrés appartiennent tous à une même

espèce (milieu homogène) ou bien quand toutes les espèces sont représentées par un seul individu (Le Bris, 1988 ; Djégo *et al.*, 2012). Cependant, la valeur élevée de H' correspond habituellement à des conditions de milieu favorables permettant la survie de nombreuses espèces et la stabilité du peuplement (Mary & Archaimbault, 2011). Par l'utilisation de la proportion de chaque espèce, H' a été calculé selon l'équation ci-dessous :

$$H' = - \sum_{i=1}^{R_s} P_i \text{Log}_2(P_i), \text{ où } P_i = n_i/N \quad (10)$$

Avec : H' = l'indice de diversité de Shannon-Weaver exprimé en bits/cells (Krebs, 1989) ;

$P_i$  = la proportion de la  $i^{\text{ème}}$  espèce ;

$n_i$  = le nombre d'individus de l'espèce  $i$  ;

$N$  = le nombre total d'individus ;

$R_s$  = le nombre total d'espèces observées.

D'après Palupi *et al.* (2023), trois niveaux de diversité des espèces sont distingués en fonction de la valeur de H'.

- lorsque  $H' < 1$ , alors la diversité est faible ;

- si  $1 < H' < 3$ , la diversité est modérée ;

- et si  $H' > 3$ , alors la diversité est forte.

Dans les milieux naturels, quel que soit le groupe taxonomique étudié, la valeur de H' est généralement comprise entre 0,5 et 4,5 ou 5 (Frontier & Pichod-Viale, 1998).

#### **2.2.5.2.2.2. Indice d'équitabilité de Piélou**

L'indice d'équitabilité ou de régularité de Piélou (1969) permet de mesurer la distribution des individus au sein des espèces indépendamment de la richesse spécifique (Grall & Coïc, 2005). Il permet aussi de comparer les diversités de deux communautés ayant des nombres d'espèces différents (Dajoz, 2000). Cet indice a été utilisé pour rendre compte de la distribution et du degré d'organisation des peuplements de microalgues dans les structures d'élevage. Il est calculé à l'aide de la relation suivante :

$$E = \frac{H'}{\text{Log}_2(R_s)} \quad (11)$$

Avec : E = l'indice d'équitabilité ;

$R_s$  = la richesse spécifique ;

$H'$  = l'indice de Shannon-Weaver.

L'indice d'équitabilité varie entre 0 et 1. Si  $E < 0,80$ , le peuplement est dominé par une seule espèce plus résistante aux conditions du milieu que les autres et si  $E \approx 1$ , les espèces ont la même abondance et le peuplement est équitable (Da Fronseca, 1968).

#### **2.2.5.2.2.3. Variation de la diversité de Shannon & Weaver**

La variation de la diversité de Shannon & Weaver ( $\Delta H'$ ), entre deux prélèvements successifs, permet de mesurer la stabilité de la structure des communautés algales (Elber & Schanz, 1989). Ce changement de diversité se calcule selon la formule suivante :

$$\Delta H' = |H'_a - H'_b| \quad (12)$$

Avec :  $H'_a$  = la diversité de Shannon à la date de prélèvement a ;

$H'_b$  = la diversité de Shannon à la date de prélèvement b.

Plus la valeur  $\Delta H'$  est faible, plus le peuplement est stable.

#### **2.2.5.2.2.4. Richesse spécifique raréfiée**

L'indice de diversité de Shannon et Weaver ( $H'$ ) est l'indice le plus utilisé en écologie pour estimer de la diversité d'un peuplement. Mais, Magurran (2004) et Chao & Shen (2003) ont montré que la méthode de calcul de cet indice sous-estime la diversité dans le cas où le peuplement contient des espèces rares. Ces auteurs ont recommandé que  $H'$  soit accompagné d'autres indices. Ainsi, l'indice de la richesse raréfiée a été utilisé dans cette étude à l'effet de s'assurer de la même évolution des indices. Il permet d'éviter tous les biais liés aux différences d'abondance entre les échantillons (Paillex *et al.*, 2007). D'après Edia *et al.* (2016), la détermination de la richesse spécifique raréfiée des organismes aquatiques permet de minimiser les biais relatifs à l'hétérogénéité des efforts d'échantillonnage dans les écosystèmes. Cette méthode présente l'avantage de décrire les changements qui s'effectuent dans le temps et dans l'espace en restant indépendant de la taille de l'échantillon (Pearson & Rosenberg, 1978). En effet, cet indice consiste à calculer le nombre d'espèces attendu pour chaque échantillon dans l'hypothèse où tous les échantillons sont ramenés à une taille standard (Grall & Coïc, 2005). Celle-ci correspond à une taille légèrement inférieure à l'échantillon possédant l'abondance la plus faible (Oksanen *et al.*, 2019). En d'autres termes, cette méthode donne le nombre d'espèces « S » attendu dans un échantillon de « n » individus fixé au hasard à partir d'une collection contenant « N » individus (Hurlbert, 1971). La technique utilisée pour estimer la richesse raréfiée dans la présente étude est celle de Hurlbert (1971) et le nombre d'individus (n) par échantillon a été fixé à 100 et à 60 individus respectivement pour les communautés pélagiques

et épiphytiques. Cette richesse qui s'obtient à travers l'équation ci-dessous a été calculée sur l'interface Rstudio du logiciel R 3.6.3 à l'aide des packages « *indicspecies* » et « *vegan* » (Oksanen *et al.*, 2019).

$$S = \sum_{i=1}^S (1 - q_i), \text{ où : } q_i = \binom{N - x_i}{n} \div \binom{N}{n} \quad (13)$$

Avec : S = le nombre d'espèces raréfiées ;

$x_i$  = le nombre d'individus de l'espèce  $i$  ;

$\binom{N}{n}$  = le coefficient binomial ;

N = la taille de l'échantillon ;

n = le nombre d'individus fixé ;

$q_i$  = la probabilité que l'espèce  $i$  ne soit pas présente dans un échantillon de taille n.

### 2.2.5.2.3. Dosage de la chlorophylle $a$

Pour chaque échantillon, 250 ml d'eau ont été transvasés dans le récipient d'une pompe à vide sous une pression de 200 KPa qui accélère la filtration. Le filtrat est recueilli sur des filtres Whatman GF/C (0,45  $\mu\text{m}$  de porosité et 90 mm de diamètre). Les filtres contenant les pigments chlorophylliens ont été mis dans des tubes à essai en verre avec ajout de 15 ml d'acétone à 90% et placés dans une chambre froide à 4°C à l'obscurité pendant 24 heures. Le lendemain, les filtres sont retirés des tubes et rincés à l'acétone afin d'éviter les pertes de pigments chlorophylliens. Les extraits contenus dans les tubes ont été chauffés pendant 5 minutes à 70°C dans un bain-marie afin d'accélérer l'extraction des pigments chlorophylliens. La densité optique de chaque extrait a été mesurée au spectrophotomètre, aux longueurs d'ondes de 665 et 750 nm avant et après ajout de deux gouttes d'acide chlorhydrique à 0,1 N (Aminot & Chaussepied, 1983). L'acidification permet de transformer toute la chlorophylle  $a$  en phéophytine  $a$ , laquelle émet de la fluorescence avec moins d'intensité. Cette opération permet de corriger l'interférence de la phéophytine  $a$  sur la chlorophylle  $a$  et, du même coup, de doser la phéophytine  $a$ . La teneur en chlorophylle  $a$  (Chla) de chaque extrait a été calculée en utilisant l'équation suivante de Lorenzen (1967) :

$$\text{Chla } (\mu\text{g/l}) = \frac{26,7 * (D_1 - D_2) * V_a}{L * V_e} \quad (14)$$

Avec : Chla = la teneur en chlorophylle  $a$  ;

$D_1$  = l'absorbance à 665 nm et 750 nm avant acidification ;

$D_2$  = l'absorbance à 665 nm et 750 nm après acidification ;

$V_a$  = le volume de l'acétone à 90% utilisé pour l'extraction (15 ml) ;

$V_e$  = le volume d'eau filtré (0,25 litre) ;

L = la longueur du trajet optique de la cuve optique de la cuve utilisée (1 cm).

#### **2.2.5.2.4. Approche des groupes fonctionnels du phytoplancton**

Les groupes fonctionnels (GF) sont des assemblages d'espèces qui permettent une classification fonctionnelle des espèces communes du phytoplancton (Tableau VIII). Ils regroupent les espèces présentant des similitudes écologiques, caractéristiques d'un type d'habitat (Baillot, 2013). La classification fonctionnelle est relativement récente dans les sciences appliquées au phytoplancton et régulièrement utilisée depuis peu. Elle connaît un enthousiasme dans le monde scientifique et une attention particulière est portée aux caractéristiques propres à chaque espèce représentative (Reynolds, 2006). Ces groupes sont actuellement au nombre de 41 (Padisák *et al.*, 2009) et dénommés sous le terme de codons. Un codon est formé d'une lettre parfois avec un indice formé par une lettre ou un chiffre (exemple : codon A, codon SN, codon S2, etc.). De nouvelles agrégations d'espèces ou de nouveaux codons sont régulièrement proposés par les utilisateurs des GF (Reynolds *et al.*, 2002 ; Padisák *et al.*, 2009). Ces assemblages phytoplanctoniques sont utilisés pour la surveillance de l'état écologique des lacs (Padisák *et al.*, 2006). D'après Kruk *et al.* (2002), les GF sont plus efficaces pour évaluer les réponses aux conditions et aux changements environnementaux.

Dans la présente étude, les taxons planctoniques dominants (densité relative supérieure ou égales à 10% de la densité totale dans au moins un étang) de chaque structure d'élevage ont été choisis pour constituer les GF. La composition des codons a été complétée avec les taxons cités dans la mise à jour proposée par Padisák *et al.* (2009).

**Tableau VIII** : Présentation des groupes fonctionnels montrant les codons, l'habitat-type, les taxons représentatifs, les tolérances et leurs sensibilités

Codons	Habitats	Taxons représentatifs	Tolérances	Sensitivités
A	Eaux claires, souvent bien mélangées, lacs de faible alcalinité	<i>Urosolenia</i> , <i>Cyclotella comensis</i>	Carence en nutriments	Augmentation du pH
B	Mélange vertical des eaux, lacs mésotrophes de taille petite à moyenne	<i>Aulacoseira subarctica</i> , <i>Aulacoseira islandica</i>	Carence en lumière	Augmentation du pH, appauvrissement en Silice (Si), stratification
C	Eaux mélangées, lacs eutrophes de taille petite à moyenne	<i>Asterionella formosa</i> , <i>Aulacoseira ambigua</i> , <i>Stephanodiscus rotula</i>	Manque de lumière et de Carbone (C)	Epuisement en Si, stratification
D	Eaux turbides peu profondes et enrichies, y compris les rivières	<i>Synedra acus</i> , <i>Nitzschia</i> sp., <i>Stephanodiscus hantzchii</i>	Ecoulement	Raréfaction des nutriments
N	Epilimnion des eaux mésotrophes	<i>Tabellaria</i> , <i>Cosmarium</i> , <i>Staurodesmus</i>	Carence en nutriments	Stratification et augmentation du pH
P	Epilimnion des eaux eutrophes	<i>Fragillaria crotonensis</i> , <i>Aulacoseira granulata</i> , <i>Closterium arciculare</i> , <i>Staurastrum pingue</i>	Lumière modérée et manque de C.	Stratification et raréfaction en Si
T	Eaux profondes, épilimnion bien mélangées	<i>Geminella</i> , <i>Mougeotia</i> , <i>Tribonema</i>	Manque de lumière	Carence en nutriments
S1	Couches d'eaux turbide et mélangées	<i>Planktothrix agardhii</i> , <i>Limnothrix redekei</i> , <i>Pseudanabaena</i>	Conditions de très faible luminosité	Ecoulement
S2	Couches mixtes peu profondes et turbides	<i>Spirulina</i> , <i>Arthrospira</i> , <i>Raphidiopsis</i>	Conditions de faible luminosité	Ecoulement
S <sub>N</sub>	Couches chaudes et mélangées	<i>Cylindrospermopsis</i> , <i>Anabaena minutissima</i>	Conditions pauvres en azote	Ecoulement
Z	Couches profondes, claires et mélangées	<i>Synechococcus</i> , Prokaryote picoplankton	Faible concentration de nutriments	Manque de lumière, broutage
X3	Couches peu profondes, claires et couches mélangées	<i>Koliella</i> , <i>Chrysooccus</i> , Eukaryote picoplankton	Faible alcalinité	Mélange, broutage
X2	Couches peu profondes, claires, mélangées dans les lacs méso-eutrophes	<i>Plagioselmis</i> , <i>Chrysochromulia</i>	Stratification	Mélange, organismes filtreurs
X1	Couches peu profondes, mélangées dans les conditions enrichies	<i>Chlorella ankyra</i> , <i>Monoraphidium</i>	Stratification	Carence en nutriments, organismes filtreurs
Y	Lacs généralement petits et enrichis	<i>Cryptomonas</i>	Manque de lumière	Phagotrophes

Source : Reynolds *et al.* (2002)

Tableau VIII (suite et fin)

Codons	Habitats	Taxons représentatifs	Tolérances	Sensitivités
E	Lacs généralement petits, oligotrophes, d'alcalinité faible ou étangs hétérotrophes	<i>Dinobryon, Mallomonas, Synura</i>	Carence en nutriments (recours à la mixotrophie)	Manque en CO <sub>2</sub> , Forte turbidité
F	Epilimnion claire	Chlorophyta colonial, <i>Botryococcus, Pseudosphaerocystis, Coenochloris, Oocystis lacustris</i>	Carence en nutriments	Manque en CO <sub>2</sub> , Forte turbidité
G	Colonnes d'eaux petites riches en nutriments	<i>Eudorina, Volvox</i>	Forte luminosité	Carence en nutriments
J	Lacs peu profonds enrichis, étangs et rivières	<i>Pediastrum, Coelastrum, Scenedesmus, Golenkinia</i>		Faibles conditions de luminosité
K	Colonne d'eaux mince, riche en nutriments	<i>Aphanothece, Aphanocapsa</i>		Mélange profond
H1	Noctocales fixatrices d'azote	<i>Anabaena flos-aquae, Aphanizomenon</i>	Faibles azotes et carbones	Mélange faible lumière, et faible niveau de phosphore
H2	Noctocales fixatrices d'azote et lacs mésotrophes plus vastes	<i>Anabaena lemmermanni, Gloeotrichiae chinulata</i>	Faibles azotes	Mélange, faible lumière
U	Epilimnion d'été	<i>Uroglena</i>	Faibles nutriments	Manque de CO <sub>2</sub>
Lo	Epilimnion d'été des lacs mésotrophes	<i>Peridinium, woronichinia, Merismopedia</i>	Nutriments dispersés dans la colonne d'eau	Mélange prolongé ou profond
LM	Epilimnion d'été des lacs eutrophes	<i>Ceratium, Microcystis</i>	Très faible niveau de C, stratification	Mélange, faible lumière
M	Couches d'eaux mélangées de petits lacs eutrophes, faibles latitudes	<i>Microcystis, Sphaerocavum</i>	Fort ensoleillement	Écoulement, Faible luminosité globale
R	Métalimnion de lacs mésotrophes stratifiés	<i>Planktothrix rubescens, Planktothrix mougeotii</i>	Faible lumière et forte ségrégation	Instabilité
V	Métalimnion de lacs eutrophes stratifiés	<i>Chlorobium, Chromatium</i>	Très faible lumière et forte ségrégation	Instabilité
W1	Petits étangs naturels	Euglenophyta, <i>Synura, Gonium</i>	DBO élevée	Broutage
W2	Lacs mésotrophes profonds	<i>Trachelomonas</i>	?	?
Q	Petits lacs humiques	<i>Gonyostornum</i>	Forte coloration	?

## 2.2.6. Analyses statistiques des données

### 2.2.6.1. Analyses univariées

Les analyses univariées ont été faites pour montrer l'effet des apports alimentaires sur la variation spatiale des paramètres physico-chimiques, des indices de diversité, de la densité des microalgues pélagiques et épiphytiques ainsi que la teneur en chlorophylle *a* des structures d'élevage. Toutes ces variables ont été soumises a priori aux tests de Shapiro-Wilk et de Levene pour vérifier respectivement la normalité et l'homogénéité des variances de chaque variable. Le seuil de significativité de la valeur de probabilité de tous les tests exécutés était de 5%. Le test de Kruskal-Wallis a été effectué sur les données qui ne suivaient pas la loi normale (test de Shapiro-Wilk,  $p > 0,05$ ) pour apprécier la significativité de la variation des paramètres. Lorsque celle-ci est significative ( $p < 0,05$ ), le test de comparaison des rangs de Mann-Whitney est ensuite appliqué pour déterminer les différences spécifiques entre les variables prises deux à deux. L'analyse de variance à un critère de classification (ANOVA 1) a été appliquée aux variables qui suivaient la loi normale pour estimer la significativité de leurs variations. Lorsque les variations sont significatives, l'ANOVA a été accompagnée par le test HSD de Tukey pour tester la significativité des moyennes de chaque variable. Tous ces tests statistiques ont été réalisés sur l'interface Rstudio du logiciel R 3.6.3 à l'aide du package « *ade4* » (Core, 2021). Les valeurs extrêmes et la médiane de certains paramètres ont été présentées sous forme de boîtes à moustache (Figure 25), tandis que les moyennes et les écarts-types d'autres variables ont été présentés dans les tableaux.

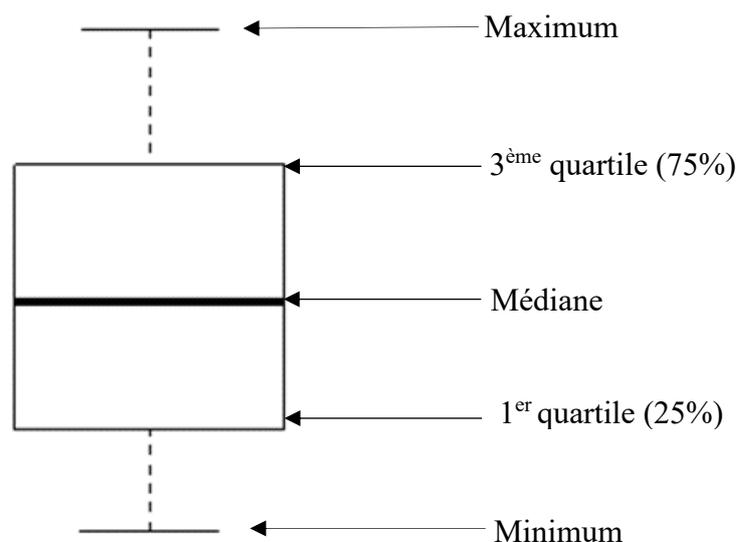


Figure 25 : Présentation d'une boîte à moustache

## 2.2.6.2. Analyses multivariées

### 2.2.6.2.1. Analyse en Composantes Principales

L'Analyse en Composantes Principales (ACP) est une méthode descriptive qui permet de visualiser graphiquement les données d'échantillonnage dans un espace en les réduisant en 2 ou 3 dimensions. Elle ne déforme pas la disposition relative des échantillons, mais est sensible aux effectifs élevés (Dufrêne, 1992). Elle permet de discerner les liens existants entre les différentes variables étudiées et de visualiser la répartition des différences relevées. Les projections sur des axes permettent d'obtenir l'information essentielle et une meilleure interprétation. Cette analyse a été utilisée dans cette étude pour faire une caractérisation abiotique des structures d'élevage en réduisant sur les axes la dimension des données en quelques variables continues contenant les informations les plus importantes des données. Les ACP ont été réalisées à travers l'interface Rstudio du logiciel R 3.6.3 en utilisant les packages « FactomineR » et « Factoextra » (Core, 2021).

### 2.2.6.2.2. Analyse canonique de Redondances

L'influence des paramètres physico-chimiques sur les taxons pélagiques et épiphytiques dominants dans les étangs a été analysée à l'aide du logiciel CANOCO 4.5 (Ter Braak & Smilauer, 2002). A cet effet, une matrice de l'abondance des différents taxons (épiphytiques ou pélagiques) dominants par structures d'élevage a été constituée, d'une part, et d'autre part, une autre matrice des paramètres physico-chimiques par structures d'élevage a été conçue. Les matrices ont été élaborées sur le tableur Excel avec les données de chaque phase d'élevage de *O. niloticus*. Ces matrices (variables biologiques et variables physico-chimiques) ont été importées deux à deux dans le logiciel. Ensuite, les tests de permutation de Monte Carlo au seuil de 0,05, basés sur une transformation logarithmique  $\text{Log}_{(x+1)}$  de la densité des taxons dominants ont été réalisés. Ces tests permettent de mettre en évidence les variables environnementales qui influencent le mieux la densité des microalgues (Ouattara *et al.*, 2021). Les analyses en RDA (ReDundancy Analysis) se sont révélées les plus appropriées et ont été appliquées afin d'expliquer le déterminisme de la prolifération des microalgues dans le plan d'eau et sur les tiges de riz des structures d'élevage. Les différents résultats obtenus ont été présentés sous forme de graphique bidimensionnel dans lequel la longueur de la flèche de l'ordination traduit l'importance de la variable abiotique. La direction de la flèche montre comment la variable abiotique est corrélée aux axes. L'angle entre les flèches indique les corrélations entre les variables. L'emplacement des taxons par rapport aux flèches met en

évidence les préférences environnementales de chaque taxon dominant (Fängstrom & Willèn, 1987 ; Palmer, 1993).

---

# **PARTIE III : RESULTATS ET DISCUSSION**

### 3.1. Qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla

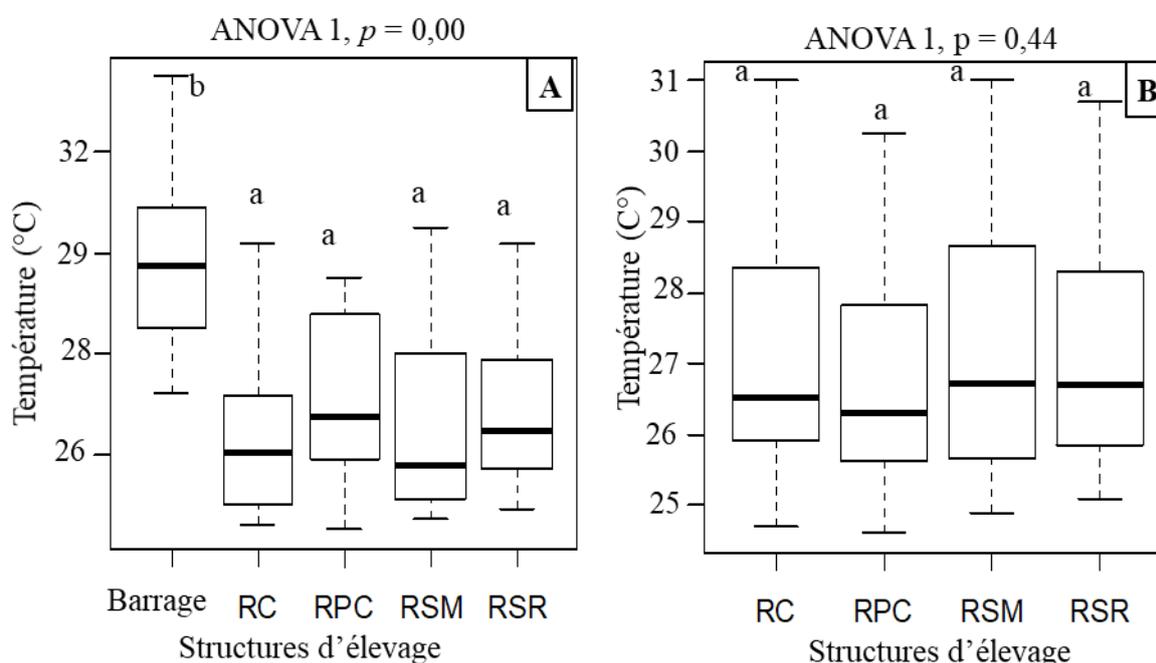
#### 3.1.1. Résultats

##### 3.1.1.1. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques mesurés *in situ* au cours du prégrossissement et du grossissement de *Oreochromis niloticus*

###### 3.1.1.1.1. Température

La variation spatiale de la température de l'eau des structures d'élevage durant le prégrossissement et le grossissement de *O. niloticus* est présentée par la figure 26. Cette figure montre que la température minimale (24,5°C) a été obtenue dans l'eau des étangs RPC et la maximale (33,5°C) a été enregistrée au niveau du barrage (26 A). Durant le grossissement, la température de l'eau des étangs rizipiscicoles a oscillé entre 24,6°C (RPC) et 31,05°C (RSM) (Figure 26 B).

Dans l'ensemble, les températures observées dans l'eau des étangs rizipiscicoles (24,5 à 31,05°C) n'ont pas varié significativement d'un étang rizipiscicole à l'autre au cours de chaque phase d'élevage et sont faibles par rapport à celles du barrage (Test HSD de Tukey,  $p > 0,05$ ).



**Figure 26 :** Variation spatiale de la température de l'eau des structures d'élevage durant la phase de prégrossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

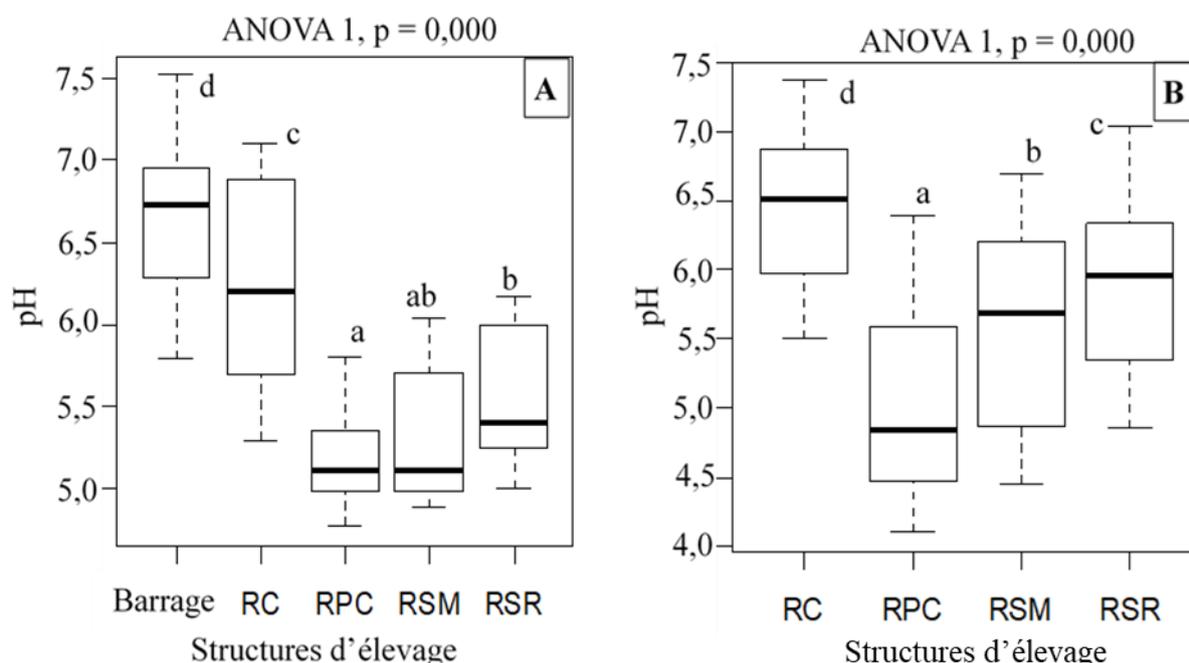
RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs ; Les boîtes qui portent la même lettre ne sont pas significativement différentes (Test HSD de Tukey,  $p > 0,05$ ).

### 3.1.1.1.2. Potentiel d'hydrogène

La figure 27 présente la variation spatiale du potentiel d'hydrogène (pH) de l'eau des structures d'élevage au cours du prégrossissement et du grossissement de *O. niloticus*. En prégrossissement, le pH de l'eau enregistré a oscillé entre 4,80 et 7,51 (Figure 27 A). La plus faible valeur a été mesurée au niveau des étangs rizipiscicoles dans lesquels les poissons ont été nourris avec des sous-produits agricoles combinés (RPC), alors que la maximale a été obtenue dans le barrage d'alimentation. Les pH de l'eau des étangs ayant reçu des sous-produits agricoles (RPC, RSM et RSR) ont été significativement plus faibles que ceux des étangs RC et du barrage (Test de HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

Au cours du grossissement (Figure 27 B), le pH a varié entre 4,1 (RPC) et 7,37 (RC). Les valeurs du pH de l'eau enregistrées durant cette phase d'élevage ont été plus faibles dans les étangs RPC par rapport à celles obtenues dans les autres étangs. Les pH mesurés durant ce stade d'élevage ont été significativement différents d'un étang rizipiscicole à l'autre ( $p < 0,05$ ).

Dans l'ensemble, le pH de l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles, notamment celui des étangs RPC, a été significativement plus faible comparativement à ceux de RC et du barrage d'alimentation.



**Figure 27 :** Variation spatiale du pH de l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

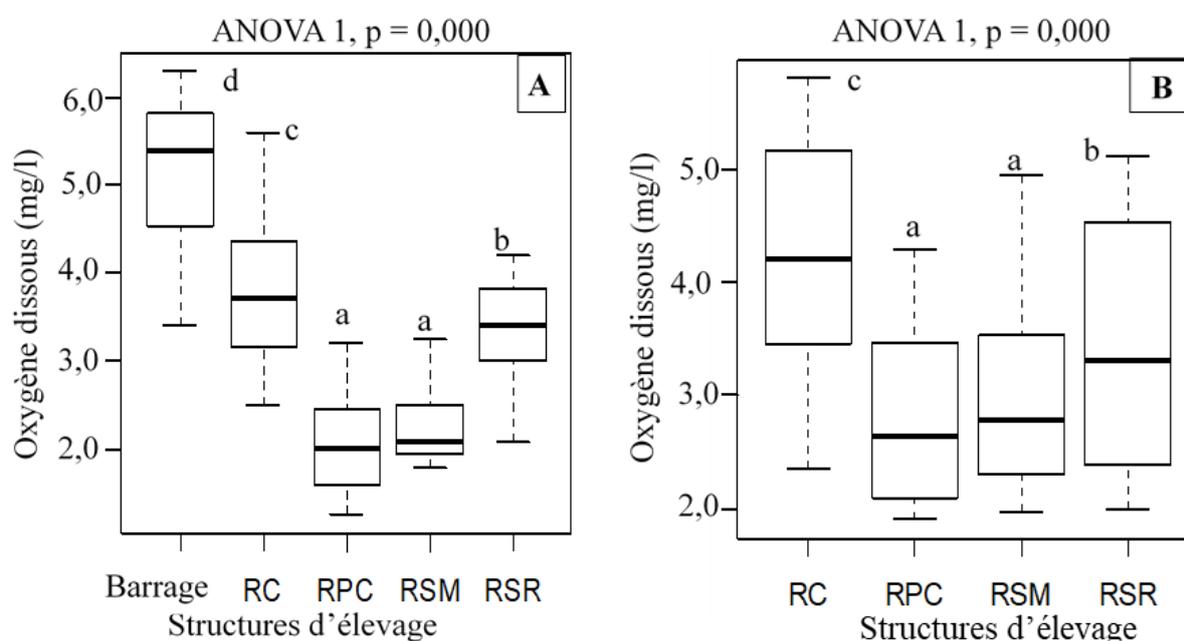
RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes portant des lettres différentes indiquent une variation significativement différente (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

### 3.1.1.1.3. Oxygène dissous

La variation spatiale de l'oxygène dissous de l'eau des structures d'élevage de *O. niloticus* en prégrossissement est présentée par la figure 28 A. Cette figure montre que la concentration minimale de l'oxygène dissous (1,25 mg/l) a été mesurée dans l'eau des étangs RPC, alors que la maximale (6,47 mg/l) a été obtenue dans l'eau du barrage. Les eaux des étangs rizipiscicoles ont été significativement moins oxygénées que celles du barrage (ANOVA 1,  $p < 0,05$ ).

Au cours de la phase de grossissement de *O. niloticus* (Figure 28 B), les teneurs de l'eau en oxygène dissous ont varié entre 1,80 (RPC) et 5,87 mg/l (RC). Cette variation est significative d'un étang rizipiscicole à l'autre au seuil de 5% (ANOVA 1,  $p < 0,05$ ).

Globalement, les eaux des étangs RPC et RSM ont été significativement moins oxygénées que celles des autres structures d'élevage (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).



**Figure 28 :** Variation spatiale de l'oxygène dissous dans l'eau des structures d'élevage durant la phase de prégrossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes portant des lettres différentes indiquent une variation significativement différente (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

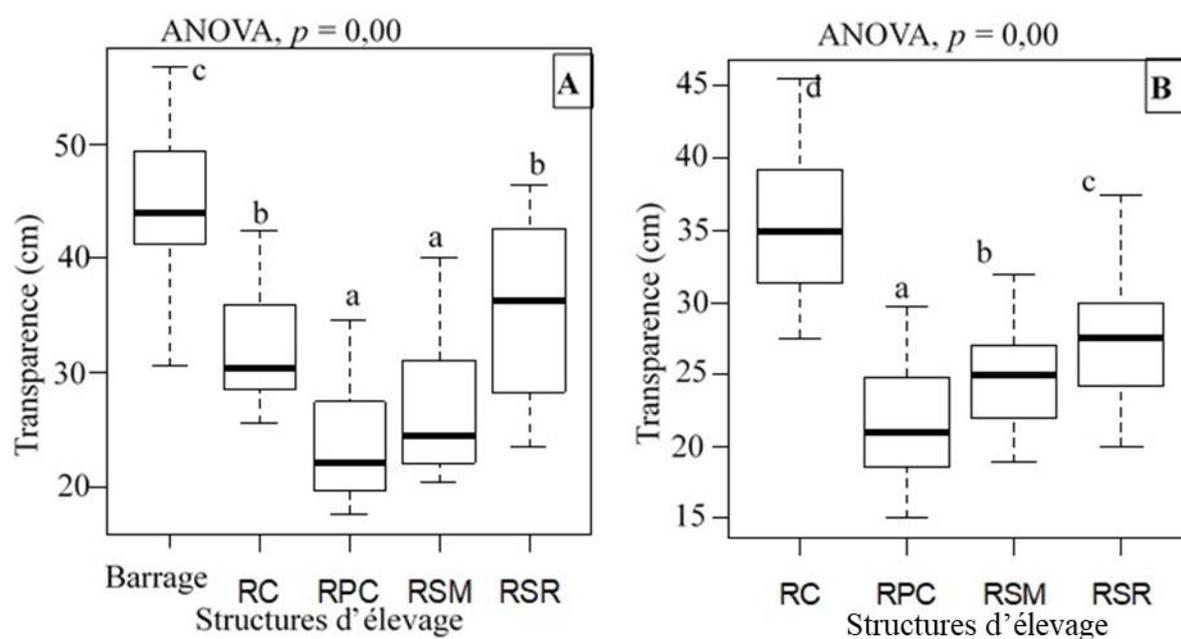
### 3.1.1.1.4. Transparence

La transparence de l'eau enregistrée dans les structures d'élevage durant la phase de prégrossissement de *O. niloticus* a varié entre 17,50 et 59,50 cm (Figure 29 A). Les plus faibles valeurs de la transparence de l'eau ont été obtenues dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu des apports de sous-produits combinés (RPC) avec les valeurs allant de 17,50 à 34,50 cm. Pourtant,

les plus élevées ont été enregistrées dans le barrage avec des valeurs oscillant entre 30,50 et 59,50 cm. Au cours de cette phase d'élevage, la transparence de l'eau a varié significativement d'un étang à l'autre (ANOVA 1,  $p < 0,05$ ).

Durant le stade de grossissement de *O. niloticus* (Figure 29 B), la transparence de l'eau a fluctué entre 15,00 et 45 cm, mesurée respectivement dans les étangs RC et RC. La transparence de l'eau enregistrée pendant ce stade d'élevage a aussi varié significativement d'un milieu à l'autre (ANOVA 1,  $p < 0,05$ ). Le test HSD de Tukey révèle que la transparence de l'eau a été significativement plus faible dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles ( $p < 0,05$ ).

Dans l'ensemble, l'eau des étangs RPC et RSM a été moins transparente que celle des autres étangs rizipiscicoles et du barrage.



**Figure 29 :** Variation spatiale de la transparence de l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes portant des lettres différentes indiquent une variation significativement différente (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

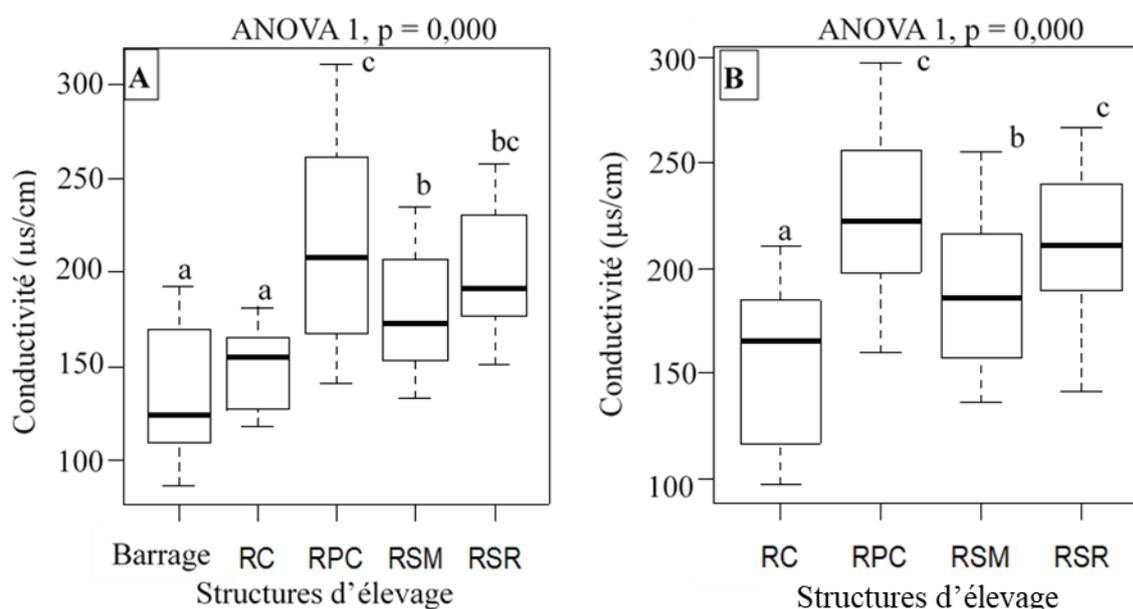
### 3.1.1.1.5. Conductivité

La conductivité électrique obtenue dans l'eau des structures d'élevage en prégrossissement de *O. niloticus* est présentée par la figure 30 A. Cette figure indique que la valeur minimale de la conductivité de l'eau ( $85,96 \mu\text{S}/\text{cm}$ ) a été mesurée dans le barrage, alors que la maximale ( $310,50 \mu\text{S}/\text{cm}$ ) a été notée dans les étangs rizipiscicoles où les poissons sont nourris par de sous-produits combinés (RPC). En prégrossissement, la conductivité de l'eau a été

significativement plus élevée dans les étangs RPC (140,50 à 310,50  $\mu\text{S}/\text{cm}$ ) et RSR (150,60 à 257,87  $\mu\text{S}/\text{cm}$ ) par rapport aux autres structures d'élevage (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

Quant à la conductivité enregistrée dans l'eau des structures d'élevage en phase de grossissement (Figure 30 B), les valeurs ont fluctué entre 96,8 (RC) et 297,30  $\mu\text{S}/\text{cm}$  (RPC). La conductivité a été relativement plus élevée dans l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu de sous-produits agricoles (RPC, RSM et RSR), alors qu'elle a été plus faible au niveau des étangs RC (96,8 et 210,50  $\mu\text{S}/\text{cm}$ ). La conductivité de l'eau enregistrée durant ce stade d'élevage a été significativement différente d'un milieu à l'autre (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

Au cours de ces deux phases d'élevage, la conductivité de l'eau des étangs RPC, RSM et RSR a été relativement plus élevée que celle du barrage d'alimentation et des étangs RC.



**Figure 30 :** Variation spatiale de la conductivité électrique de l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliment exogène, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs). Les boîtes portant des lettres différentes indiquent une variation significativement différente (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

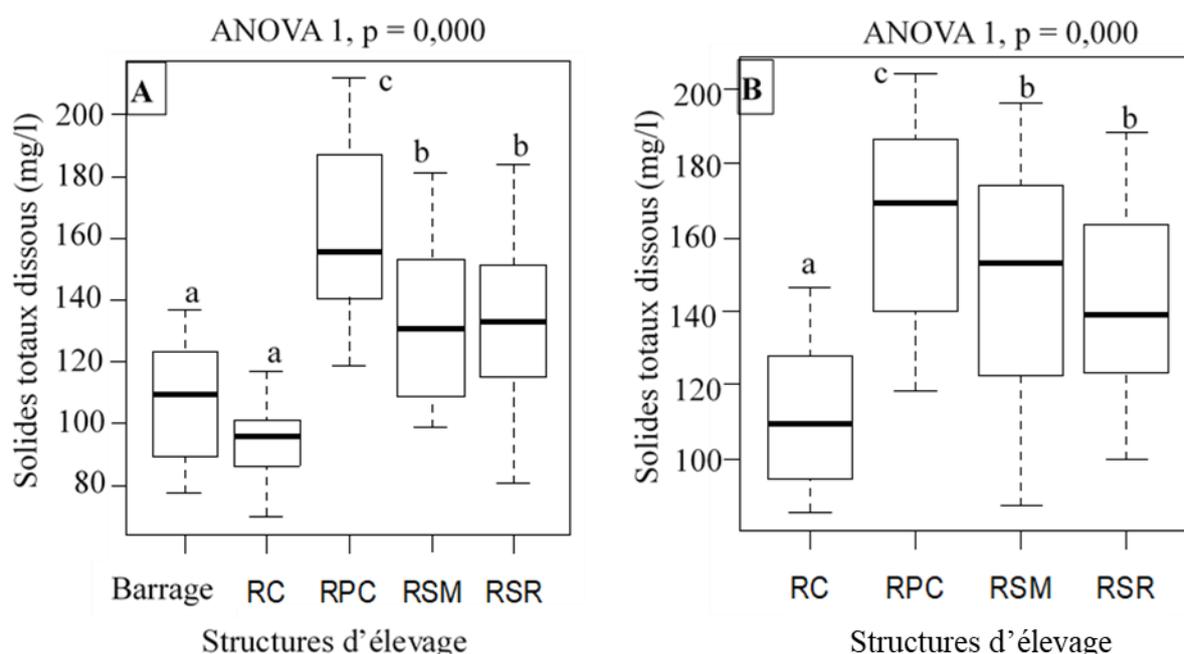
### 3.1.1.1.6. Solides totaux dissous

Les valeurs des solides totaux dissous (TDS) enregistrées dans l'eau des structures d'élevage en prégrossissement de *O. niloticus*, ont oscillé entre 69,75 et 211,60 mg/l (Figure 31 A). Les TDS ont été plus élevés au niveau des étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles, notamment dans les étangs RPC (118,70 à 211,60 mg/l). Dans l'eau du barrage et des étangs rizipiscicoles sans apport de sous-produits agricoles (RC), les concentrations des TDS ont été plus faibles. Le test HSD de Tukey a révélé que la variation des TDS pendant cette phase

d'élevage a été identique dans les étangs RSM et RSR ( $p > 0,05$ ). Cette variation a été significativement différente de celle des étangs RPC et RC au seuil  $\alpha = 0,05$ .

Les TDS obtenus dans l'eau des structures d'élevage durant la phase de grossissement ont varié entre 77,58 et 204,10 mg/l (Figure 31 B). Au cours de ce stade d'élevage, les valeurs des TDS enregistrées dans l'eau des étangs RC (85,5 à 145,50 mg/l) ont été significativement plus faibles par rapport à celles obtenues dans l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

Dans l'ensemble, les TDS ont été absolument plus élevés dans l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu de sous-produits agricoles comparativement aux milieux dépourvus d'aliments exogènes.



**Figure 31 :** Variation spatiale des solides totaux dissous (TDS) de l'eau des structures d'élevage durant la phase de pré-grossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs). Les boîtes portant des lettres différentes indiquent une variation significativement différente (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

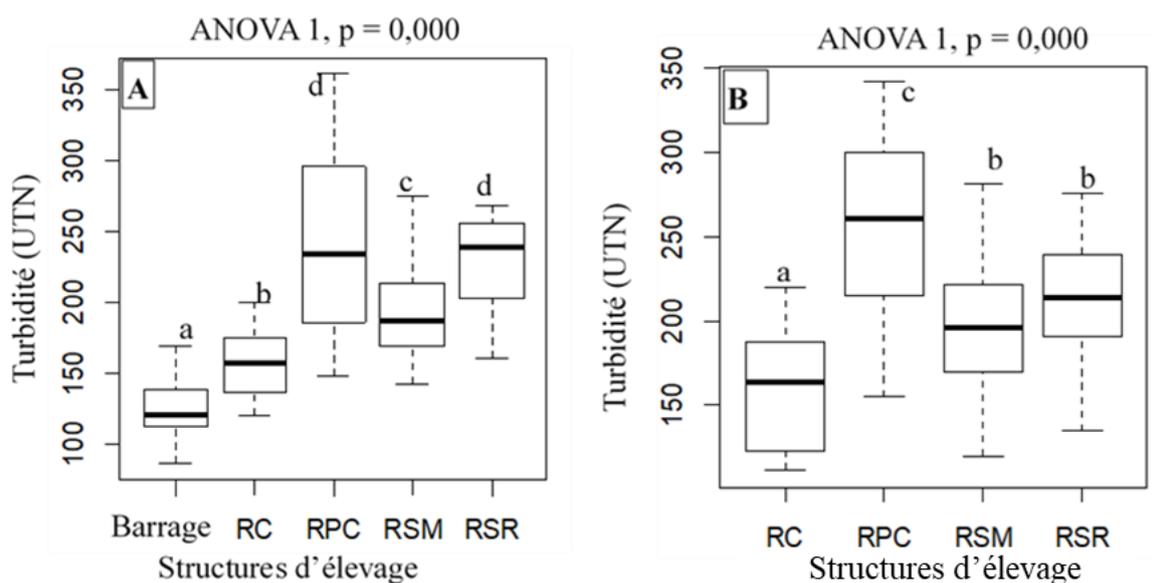
### 3.1.1.1.7. Turbidité

La variation spatiale de la turbidité de l'eau des structures d'élevage de pré-grossissement de *O. niloticus* est illustrée par la figure 32 A. Cette figure montre que la turbidité minimale (86,30 UTN) a été observée dans l'eau du barrage, alors que la maximale (360,89 UTN) a été obtenue dans l'eau des étangs RPC. En pré-grossissement, la turbidité de l'eau a varié significativement d'une structure d'élevage à l'autre et elle a été relativement plus élevée dans les étangs

rizipiscicoles où les poissons sont nourris par des sous-produits agricoles par rapport au barrage et aux étangs RC (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

Au cours du grossissement (Figure 32 B), la turbidité de l'eau a fluctué entre 111,60 (RC) et 341,14 UTN (RPC). Les valeurs de la turbidité enregistrées pendant cette phase d'élevage ont été également plus élevées dans l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles (RPC et RSM, RSR) qu'au niveau des étangs dépourvus de sous-produits agricoles RC (111,60 à 220,00 UTN). Le test HSD de Tukey prouve que la turbidité de l'eau varie significativement d'une structure d'élevage à l'autre ( $p < 0,05$ ).

Durant ces deux phases d'élevage, la turbidité de l'eau des étangs RPC a été plus élevée que celle des autres étangs rizipiscicoles et du barrage.



**Figure 32 :** Variation spatiale de la turbidité de l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de pré-grossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs). Les boîtes portant des lettres différentes indiquent une variation significativement différente (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

### 3.1.1.2. Variations spatiales des sels nutritifs et de la $DBO_5$ au cours du pré-grossissement et du grossissement de *O. niloticus*

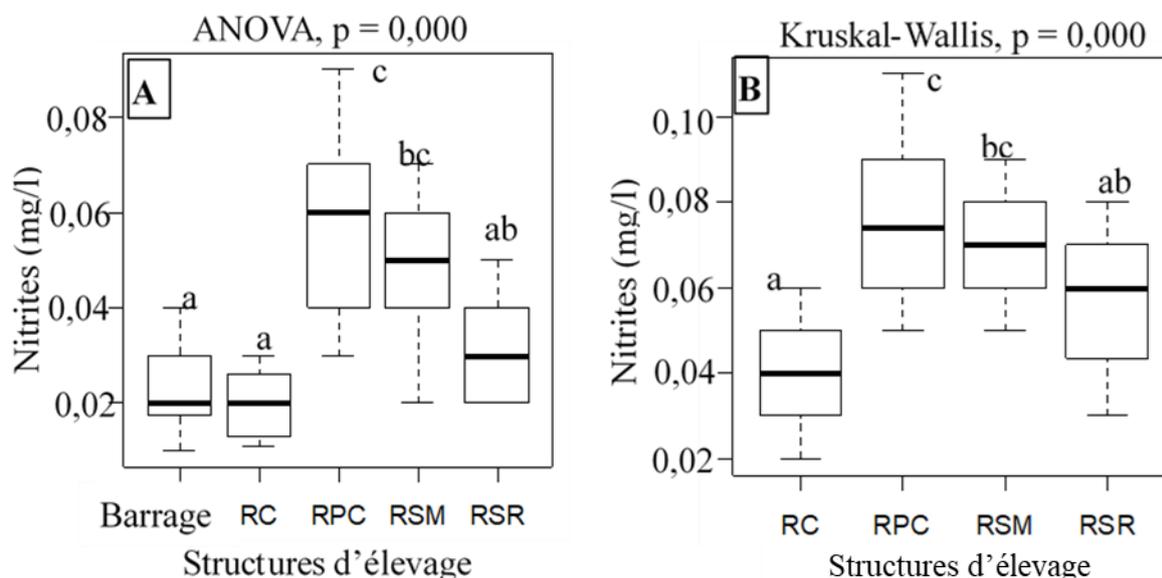
#### 3.1.1.2.1. Nitrites

La variation spatiale de la concentration des ions nitrites dans l'eau des structures d'élevage durant les stades de pré-grossissement et de grossissement de *O. niloticus* est présentée par la figure 33. Pendant le pré-grossissement, la teneur en ions nitrites a oscillé entre 0,01 et 0,09 mg/l (Figure 33 A). Les plus faibles concentrations ont été obtenues au niveau du barrage avec les

valeurs allant de 0,01 à 0,04 mg/l. Par contre, elles ont été significativement plus fortes dans l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits combinés (RPC) et le son de maïs (RSM) avec les concentrations qui ont varié respectivement entre 0,03 à 0,09 mg/l et entre 0,02 et 0,07 mg/l (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ). La teneur en nitrites a varié significativement d'un étang à l'autre (ANOVA 1,  $p < 0,000$ ).

En grossissement, la concentration des ions nitrites a fluctué entre 0,02 et 0,11 mg/l (Figure 33 B). A ce stade d'élevage, les teneurs en ions nitrites ont été faibles dans l'eau des étangs RC (0,02 à 0,06 mg/l), alors qu'elles ont été significativement plus élevées dans les étangs RPC avec des valeurs allant de 0,05 à 0,11 mg/l (Test U de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ).

Globalement, les eaux des étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles ont été plus concentrées en nitrites par rapport à celles des étangs rizipiscicoles sans apport alimentaire et du barrage.



**Figure 33** : Variation spatiale de la concentration des nitrites dans l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de pré-grossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

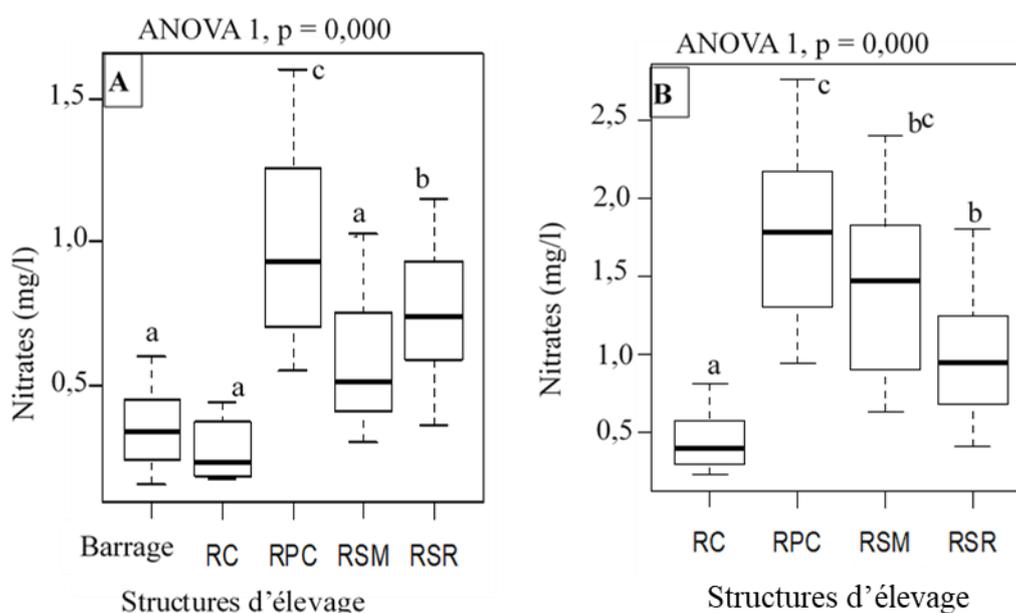
RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliment exogène, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes portant les lettres identiques ne diffèrent pas significativement au seuil de  $\alpha = 0,05$ .

### 3.1.1.2.2. Nitrates

La figure 34 présente la variation spatiale de la concentration des ions nitrates dans l'eau au cours du stade de pré-grossissement et de grossissement de *O. niloticus*. Les concentrations de l'eau en nitrates pendant le pré-grossissement de *O. niloticus* ont oscillé entre 0,15 et 1,60 mg/l (Figure 34 A). Durant ce stade d'élevage, ces concentrations ont varié significativement d'une

structure d'élevage à l'autre (ANOVA,  $p = 0,000$ ). Les plus faibles concentrations ont été obtenues dans l'eau du barrage où elles ont varié entre 0,15 à 0,60 mg/l, tandis que les plus fortes ont été observées au niveau des étangs RPC (0,55 à 1,60 mg/l). La teneur en nitrates dans l'eau des étangs RPC a été significativement plus élevée que celle des autres étangs pendant cette phase de prégrossissement (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

Au grossissement, la figure 34 B montre que la teneur minimale des ions nitrates (0,15 mg/l) a été enregistrée dans l'eau des étangs RC et la maximale a été enregistrée dans les étangs RPC (2,75 mg/l). Au cours de ce stade d'élevage, les concentrations en nitrates dans l'eau des étangs RC ont été significativement plus faibles avec des valeurs allant respectivement de 0,23 à 0,81 mg/l (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ). Ces concentrations ont été significativement plus élevées dans les étangs RPC où elles ont fluctué entre 0,95 et 2,75 mg/l (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ). Dans l'ensemble, les ions nitrates ont été plus concentrés dans l'eau des étangs rizipiscicoles où les poissons ont été nourris avec des sous-produits agricoles, notamment dans les étangs RPC.



**Figure 34 :** Variation spatiale de la concentration des nitrates dans l'eau des structures d'élevage au cours de la phase de prégrossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

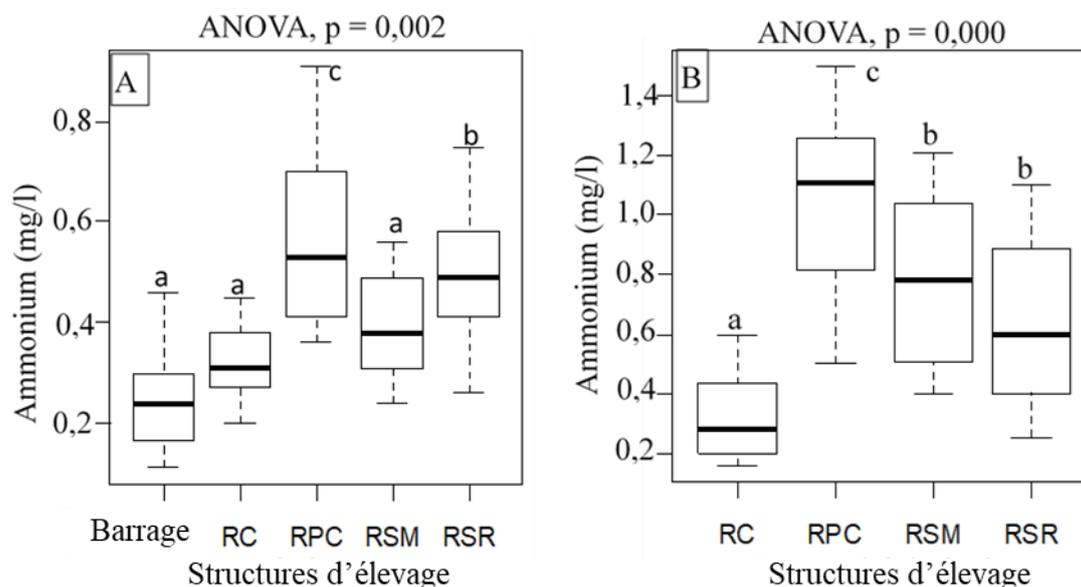
RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliment exogène, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes partageant au moins une lettre en commun ne diffèrent pas significativement (Test de HSD de Tukey,  $p > 0,05$ ).

### 3.1.1.2.3. Ammonium

La variation spatiale de la concentration des ions ammonium dans l'eau durant le pré-grossissement et le grossissement de *O. niloticus* est présentée par la figure 35. En phase de pré-grossissement (Figure 35 A), la teneur en ion ammonium de l'eau a varié entre 0,11 (Barrage) et 0,91 mg/l (RPC). Le test HSD de Tukey révèle que les concentrations ont été significativement plus élevées dans l'eau des étangs RPC (0,36 à 0,91 mg/l) et RSR (0,26 à 0,75 mg/l) par rapport aux autres structures d'élevage au seuil de 5%.

Pendant la phase de grossissement de *O. niloticus*, la teneur en ions ammonium a fluctué entre 0,16 et 1,44 mg/l (Figure 35 B). Les concentrations en ions ammonium ont été plus faibles dans l'eau des étangs RC (0,16 et 0,60 mg/l). Alors qu'elles ont été relativement élevées dans l'eau des étangs rizipiscicoles où les poissons sont nourris par les sous-produits agricoles (RPC, RSM et RSR). Ces teneurs élevées ont été significativement différentes de celles enregistrées dans l'eau des étangs RC (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

Au cours de ces deux phases d'élevage, la concentration des ions ammonium a été relativement plus élevée dans l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu de sous-produits agricoles, notamment les étangs RPC, qu'au niveau des milieux dépourvus d'aliments exogènes.



**Figure 35 :** Variation spatiale de la concentration des ions ammonium dans l'eau des structures d'élevage au durant la phase de pré-grossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

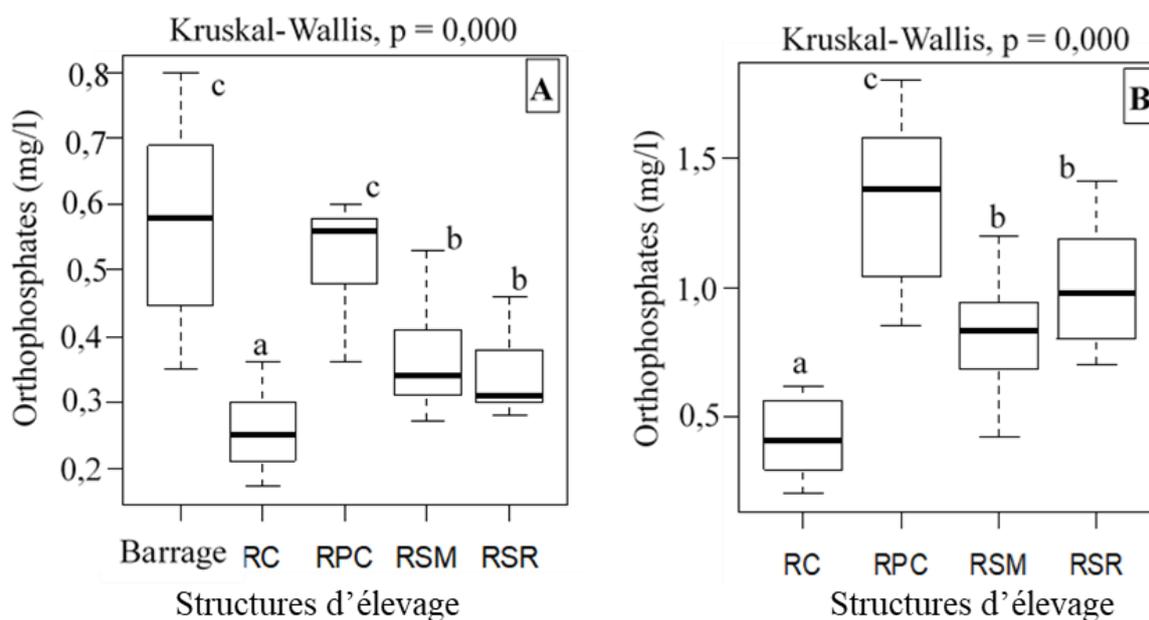
RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliment exogène, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits agricoles combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes partageant au moins une lettre en commun ne diffèrent pas significativement (Test HSD de Tukey,  $p > 0,05$ ).

### 3.1.1.2.4. Orthophosphates

Les concentrations des ions orthophosphates dans l'eau des structures d'élevage en prégrossissement de *O. niloticus* ont varié spatialement entre 0,17 et 0,80 mg/l (Figure 36 A). La valeur minimale a été observée dans l'eau des étangs RC et la valeur extrême a été obtenue dans l'eau du barrage d'alimentation. Le test U de Mann-Whitney a indiqué que les teneurs en ions orthophosphates dans l'eau des étangs RPC et du barrage ont été significativement plus élevées que celles obtenues dans les autres structures ( $p < 0,05$ ).

En phase de grossissement (Figure 36 B), les concentrations des ions phosphates dans l'eau ont varié spatialement entre 0,20 (RC) et 1,80 mg/l (RPC). Ces concentrations ont été faibles dans les étangs rizipiscicoles sans apport alimentaire (RC). En revanche, elles ont été relativement plus élevées dans les étangs rizipiscicoles où les poissons sont nourris avec des sous-produits agricoles (RPC, RSM et RSR). A ce stade d'élevage, la variation de la teneur en orthophosphates dans l'eau des étangs RPC, RSM et RSR a été significativement différente de celle des milieux RC (Test U de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ).

Dans l'ensemble, les ions phosphates ont été plus concentrés dans les étangs ayant reçu des apports alimentaires que ceux dépourvus d'aliments exogènes.



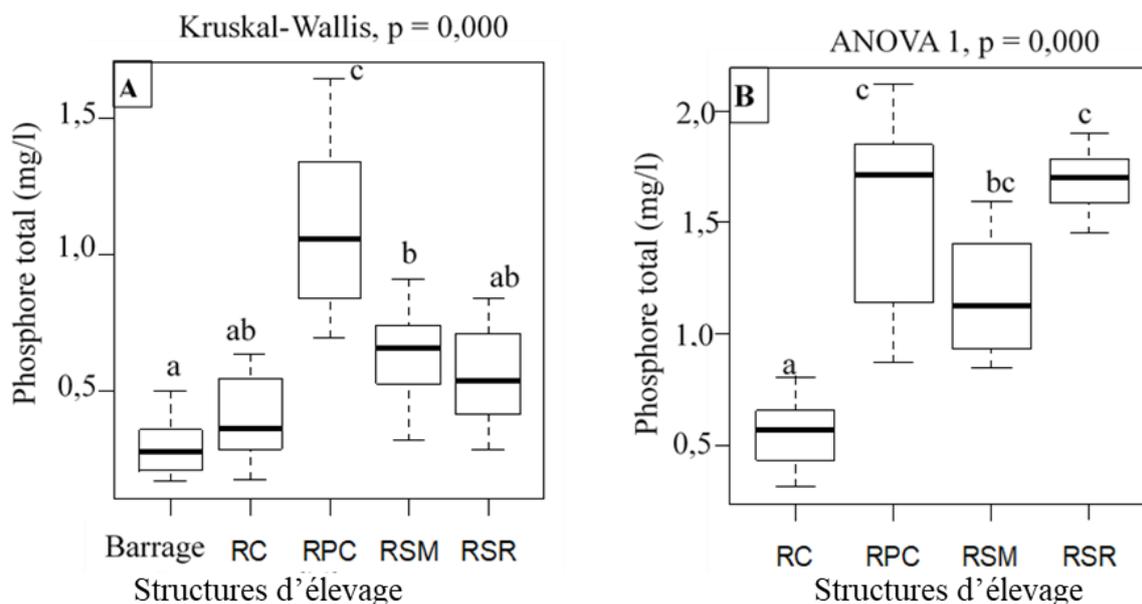
**Figure 36 :** Variation spatiale de la concentration d'orthophosphates dans l'eau des structures d'élevage durant la phase de prégrossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits agricoles combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes partageant au moins une lettre en commun ne diffèrent pas significativement (test U de Mann-Whitney,  $p > 0,05$ ).

### 3.1.1.2.5. Phosphore total

La variation spatiale de la teneur de l'eau des structures d'élevage en phosphore total est illustrée par la figure 37. En prégrossissement de *O. niloticus*, la concentration du phosphore total dans l'eau des structures d'élevage a oscillé entre 0,17 et 1,64 mg/l (Figure 37 A). Les plus faibles concentrations ont été obtenues dans le barrage et les étangs RC, alors que les plus fortes ont été enregistrées dans les étangs RPC. Ces fortes teneurs obtenues durant cette phase d'élevage ont été significativement différentes de celles des autres étangs (Test U de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ). En phase de grossissement (Figure 37 B), la teneur en phosphore total dans les étangs rizipiscicoles a varié entre 0,31 (RC) et 2,12 mg/l (RPC). Les teneurs ont été plus faibles au niveau des étangs RC (0,31 à 0,76 mg/l), tandis qu'elles ont été plus fortes dans les autres étangs rizipiscicoles (RPC, RSM et RSR). Cette différence de concentration a été significative au seuil de 5% selon le test d'ANOVA à un facteur ( $p = 0,000$ ).

Dans l'ensemble, la concentration du phosphore total a été relativement plus élevée dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu une combinaison de sous-produits agricoles (RPC) qu'au niveau des autres structures d'élevage (RC et Barrage).



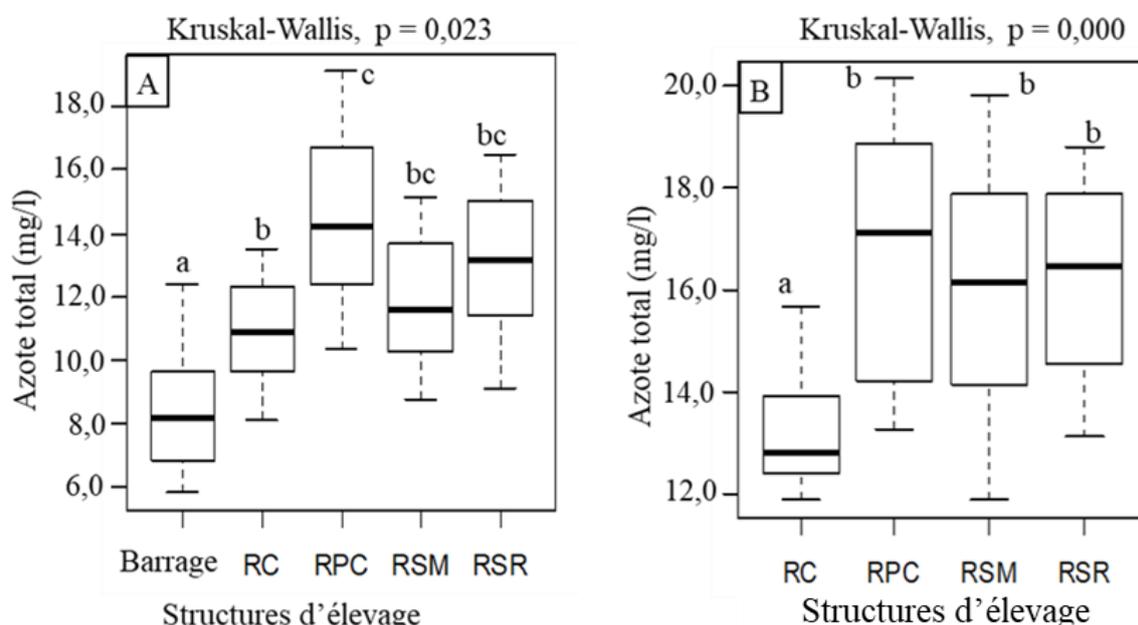
**Figure 37 :** Variation spatiale de la concentration du phosphore total dans l'eau des structures d'élevage durant la phase de prégrossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits agricoles combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes partageant au moins une lettre en commun ne diffèrent pas significativement au seuil de 5%.

### 3.1.1.2.6. Azote total

Les concentrations de l'azote total dans l'eau des structures d'élevage sont présentées par les figures 38 A et 38 B. Pendant la phase de prégrossissement de *O. niloticus*, la teneur minimale de l'azote total (5,78 mg/l) a été enregistrée au niveau du barrage, alors que la maximale (18,51 mg/l) a été obtenue dans les étangs ayant reçu une combinaison de sous-produits agricoles (RPC). Au cours de la phase de grossissement, la concentration de l'azote total dans l'eau des structures d'élevage a varié spatialement entre 11,86 (RC) et 20,12 mg/l (RPC).

Globalement, l'azote total a été significativement plus concentré dans l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu de sous-produits agricoles par rapport au témoin (RC) et au barrage (Test U de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ).



**Figure 38 :** Variation spatiale de l'azote total dans l'eau des structures d'élevage au cours du prégrossissement (A) et du grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits agricoles combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes partageant au moins une lettre en commun ne diffèrent pas significativement (test U de Mann-Whitney,  $p > 0,05$ ).

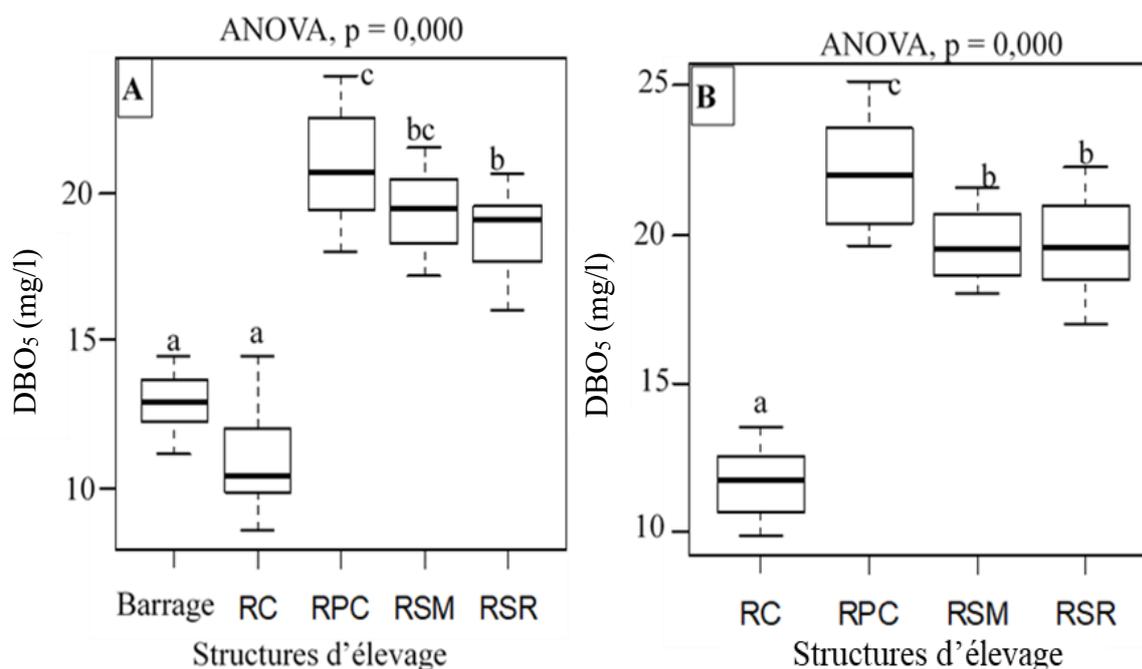
### 3.1.1.2.7. Demande biochimique en oxygène

La figure 39 met en exergue les variations spatiales de la demande biochimique en oxygène ( $DBO_5$ ) dans l'eau des structures d'élevage en phase de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus*. En phase de prégrossissement (Figure 39 A), la  $DBO_5$  minimale (8,50 mg/l) a été obtenue dans l'eau des étangs RC, alors que la maximale (25,14 mg/l) a été observée dans

l'eau des étangs RPC. Les valeurs de la DBO<sub>5</sub> durant ce stade d'élevage ont varié significativement d'un étang à l'autre (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

Au cours du grossissement (Figure 39 B), la DBO<sub>5</sub> a oscillé spatialement entre 9,85 et 25,14 mg/l observées respectivement dans les étangs RC et RPC. Cette variation a été significative d'un étang à l'autre (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ) et les valeurs de la DBO<sub>5</sub> ont été significativement plus élevées dans les étangs RPC, RSM et RSR qu'au niveau des étangs témoins (RC) (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

Globalement, les concentrations de la DBO<sub>5</sub> ont été comprises entre 8,5 et 25,14 mg/l. Elles ont été relativement plus élevées dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles que celles des étangs rizipiscicoles dépourvus d'aliments exogènes (RC) et du barrage.



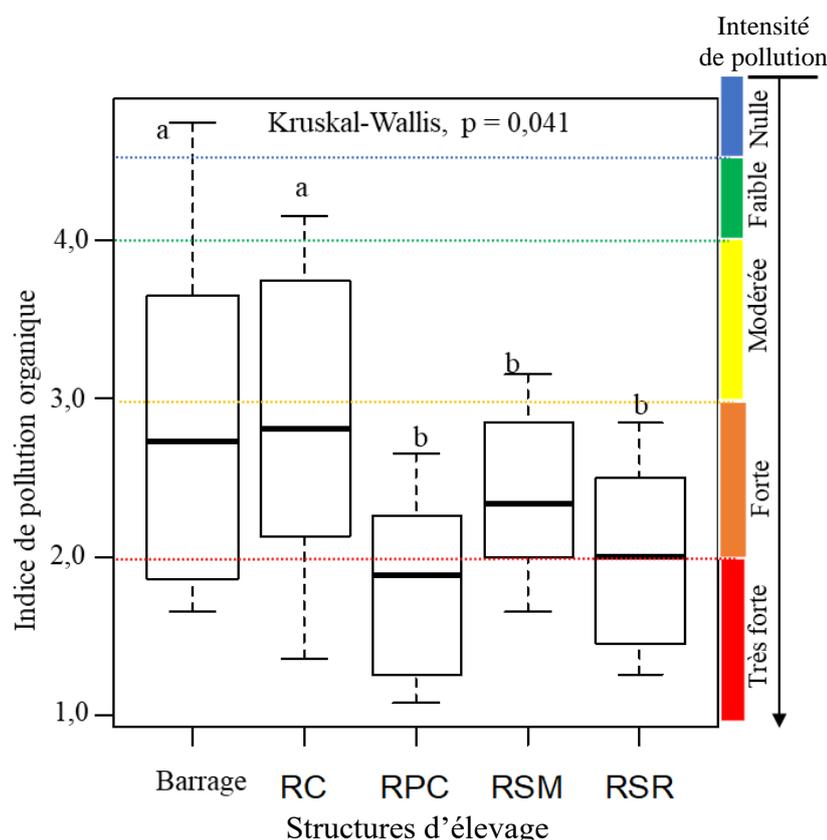
**Figure 39 :** Variation spatiale de la DBO<sub>5</sub> dans l'eau des structures d'élevage au cours du stade de prégrossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes partageant au moins une lettre en commun ne diffèrent pas significativement (Test HSD de Tukey,  $p > 0,05$ ).

### 3.1.1.3. Niveau de pollution organique de l'eau des étangs rizipiscicoles

La figure 40 présente le profil global des valeurs indicielles de pollution des structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla. L'indice de pollution organique de ces structures d'élevage a varié significativement d'une structure à l'autre (Test de Kruskal-

Wallis,  $p < 0,05$ ). Les valeurs de l'IPO du barrage ont fluctué entre 1,65 et 4,75 avec une médiane de 2,76 montrant que les eaux du barrage d'alimentation des étangs ont une intensité de pollution organique allant de nulle à très forte. Dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu de sous-produits agricoles, les médianes des IPO ont oscillé entre 1,95 (RPC) et 2,41 (RSM). Ces médianes ont indiqué que les eaux de ces étangs rizipiscicoles sont fortement polluées à très polluées.



**Figure 40 :** Profil et cartographie globale de l'indice de pollution organique des eaux des structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs. Les boîtes à moustache portant les lettres différentes représentent une différence significative selon le test de Kruskal-Wallis ( $p < 0,05$ ).

### 3.1.1.4. Qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage pour l'aquaculture et la meilleure croissance de *Oreochromis niloticus*

#### 3.1.1.4.1. Qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage pour l'aquaculture

Le tableau IX présente le résultat de la qualité des eaux des structures d'élevage pour l'aquaculture. Ce tableau montre que les concentrations moyennes de l'oxygène dissous, de la

DBO<sub>5</sub> et du TDS ont indiqué une qualité moyenne de l'eau de tous les étangs rizipiscicoles pour l'aquaculture, alors que celles des Nitrates ont exprimé une très bonne aptitude de l'eau des différentes structures d'élevage. Les extremums du pH et les teneurs moyennes de l'ammonium et du phosphore total ont indiqué que l'eau du barrage et des étangs rizipiscicoles ont eu une bonne aptitude. Globalement, l'eau du barrage et des étangs rizipiscicoles ont eu une bonne qualité pour l'aquaculture en général.

**Tableau IX :** Diagnostic de la convenance des eaux des structures d'élevage pour l'aquaculture

Indicateurs	Structures d'élevage					
	Barrage	RC	RPC	RSR	RSM	
Oxygène dissous (mg/l)	5,04	4,15	2,61	3,42	2,80	
DBO <sub>5</sub> (mg/l)	12,85	11,41	21,62	19,26	19,53	
Nitrites (mg/l)	0,02	0,03	0,07	0,05	0,06	
Nitrates (mg/l)	0,34	0,37	1,43	0,89	1,03	
Ammonium (mg/l)	0,25	0,32	0,83	0,59	0,61	
Phosphore total (mg/l)	0,3	0,49	1,35	1,18	0,93	
TDS (mg/l)	108,96	105,91	163,50	139,64	145,72	
pH	Minimum	5,79	5,3	4,1	4,86	4,45
	Maximum	7,52	7,37	6,4	7,05	6,7
<b>Aptitude globale</b>	<b>Bonne</b>	<b>Bonne</b>	<b>Bonne</b>	<b>Bonne</b>	<b>Bonne</b>	

Couleur bleue = Très bonne qualité selon la moyenne de l'indicateur, Couleur verte = Bonne qualité selon la moyenne de l'indicateur, Couleur rouge = Moyenne qualité selon l'indicateur ; RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs

### 3.1.1.4.2. Qualité physico-chimique de l'eau des structures d'élevage pour la meilleure croissance de *Oreochromis niloticus*

La comparaison des valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques de l'eau enregistrées en pré-grossissement et en grossissement dans les structures d'élevage aux gammes recommandées pour la croissance optimale de *O. niloticus* est consignée dans le tableau X.

Cette comparaison montre qu'au cours du pré-grossissement et du grossissement de *O. niloticus*, les moyennes de la concentration des nitrites ( $0,02 \pm 0,00$  à  $0,12 \pm 0,07$  mg/l) et des nitrates ( $0,24 \pm 0$  à  $1,76 \pm 0,66$  mg/l) dans l'eau du barrage et de tous les étangs rizipiscicoles ont été incluses dans les fourchettes optimales pour la meilleure croissance de *O. niloticus*.

Pendant la période d'étude, les concentrations moyennes de l'oxygène dissous dans l'eau du barrage ( $5,04 \pm 0,73$  mg/l), des étangs rizipiscicoles témoins (RC) ( $3,79 \pm 0,55$  mg/l et  $4,26 \pm 0,91$  mg/l) et des étangs rizipiscicoles ayant reçu le son de riz (RSR) ( $3,40 \pm 0,50$  mg/l et  $3,43 \pm 1,08$  mg/l) ont été comprises dans la gamme pour la meilleure croissance de *O. niloticus*. Par

contre, celles de l'eau des étangs RPC ( $2,06 \pm 0,34$  mg/l et  $2,83 \pm 0,78$  mg/l) et RSM ( $2,28 \pm 0,46$  mg/l et  $3,02 \pm 0,88$  mg/l) ont été en deçà de la concentration minimale recommandée pour la meilleure croissance de *O. niloticus*.

Quant au pH de l'eau, les moyennes obtenues en prégrossissement et en grossissement dans le barrage ( $6,74 \pm 0,43$ ) et les étangs RC ( $6,25 \pm 0,35$  et  $6,45 \pm 0,48$ ) ont été comprises dans la gamme recommandée pour la croissance optimale de *O. niloticus*. En revanche, dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles, les moyennes du pH de l'eau allant de  $4,95 \pm 0,54$  à  $5,28 \pm 0,43$  durant le prégrossissement et de  $5,12 \pm 0,75$  à  $5,87 \pm 0,62$  au grossissement n'ont pas été dans la fourchette favorable pour la meilleure croissance de *O. niloticus*.

Les moyennes de la température ( $26,41 \pm 1,09$  à  $26,81 \pm 1,18^\circ\text{C}$  en prégrossissement et  $26,78 \pm 1,69$  à  $27,16 \pm 1,73^\circ\text{C}$  en grossissement) de l'eau des étangs rizipiscicoles ont été en deçà de la gamme optimale recommandée pour la meilleure croissance de *O. niloticus*. Celles de la transparence ( $23,43 \pm 4,63$  à  $36,03 \pm 10,4$  cm en prégrossissement et  $21,56 \pm 4,06$  à  $35,67 \pm 4,67$  cm en grossissement) de l'eau des étangs rizipiscicoles ont été au-dessus de l'intervalle optimal recommandé pour la meilleure croissance de *O. niloticus* en élevage. Les moyennes de la turbidité enregistrées dans l'eau des étangs rizipiscicoles n'ont pas été dans l'intervalle favorable pour la croissance optimale de *O. niloticus* au cours de ces mêmes phases d'élevage. Au niveau de la conductivité, les moyennes obtenues dans les structures d'élevage, excepté le barrage et les étangs RC, ont été incluses dans la fourchette optimale recommandée pour la croissance de *O. niloticus*.

Au cours du prégrossissement et du grossissement, les teneurs moyennes des ions orthophosphates enregistrées dans l'eau du barrage ( $0,92 \pm 0,27$  mg/l) et des étangs RPC ( $0,52 \pm 0,28$  mg/l et  $2,91 \pm 0,85$  mg/l) ont été plus élevées que le seuil maximal recommandé pour la meilleure croissance de *O. niloticus*. Tandis que, celles obtenues dans l'eau des étangs RC en prégrossissement ( $0,26 \pm 0,15$  mg/l) et en grossissement ( $0,44 \pm 0,19$  mg/l) ainsi que les étangs RSM ( $0,37 \pm 0,22$  mg/l) et RSR ( $0,33 \pm 0,23$  mg/l) en prégrossissement ont été comprises dans la gamme optimale recommandée pour la bonne croissance de *O. niloticus*.

S'agissant de la DBO<sub>5</sub>, à l'exception des étangs RPC, les concentrations moyennes obtenues dans les structures d'élevage en prégrossissement et en grossissement ont été incluses dans la gamme optimale recommandée pour la bonne croissance de *O. niloticus*.

**Tableau X :** Valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage et leurs gammes optimales recommandées pour la meilleure croissance de *Oreochromis niloticus*

Paramètres physico-chimiques	Phase d'élevage	Structures d'élevage					Gammes optimales
		Barrage	RC	RPC	RSM	RSR	
Température (°C)	Prégrossissement	29,50 ± 1,42	26,41 ± 1,09	26,81 ± 1,18	26,32 ± 1,45	26,73 ± 1,34	28 - 32
	Grossissement	-	26,95 ± 1,36	26,78 ± 1,69	27,16 ± 1,73	27,13 ± 1,49	
Transparence (cm)	Prégrossissement	44,97 ± 7,20	32,01 ± 5,22	23,43 ± 4,63	26,96 ± 3,46	36,03 ± 10,4	15 - 20
	Grossissement	-	35,67 ± 4,67	21,56 ± 4,06	24,92 ± 3,58	27,67 ± 4,66	
Oxygène dissous (mg/l)	Prégrossissement	5,04 ± 0,73	3,79 ± 0,55	2,06 ± 0,34	2,28 ± 0,46	3,40 ± 0,50	> 3,2
	Grossissement	-	4,26 ± 0,91	2,83 ± 0,78	3,02 ± 0,88	3,43 ± 1,08	
pH	Prégrossissement	6,74 ± 0,43	6,25 ± 0,35	4,95 ± 0,54	5,28 ± 0,43	5,53 ± 0,48	6 - 8,5
	Grossissement	-	6,45 ± 0,48	5,12 ± 0,75	5,57 ± 0,73	5,87 ± 0,62	
Conductivité (µS/cm)	Prégrossissement	128,26 ± 30,67	149,54 ± 29,94	216,04 ± 70,88	177,91 ± 41,72	198,98 ± 29,94	150 - 450
	Grossissement	-	144,80 ± 31,53	224,33 ± 36,78	188,60 ± 34,50	205,99 ± 33,53	
Turbidité (UTN)	Prégrossissement	130,61 ± 27,20	157,51 ± 20,80	242,92 ± 64,31	193,06 ± 37,34	226,16 ± 22,44	25 - 100
	Grossissement	-	151,47 ± 28,80	232,49 ± 46,61	200,10 ± 37,07	220,60 ± 33,42	
Nitrites (mg/l)	Prégrossissement	0,03 ± 0,03	0,02 ± 0,00	0,09 ± 0,04	0,05 ± 0,02	0,03 ± 0,00	< 2,1
	Grossissement	-	0,03 ± 0,01	0,12 ± 0,07	0,08 ± 0,03	0,04 ± 0,01	
Nitrates (mg/l)	Prégrossissement	0,38 ± 0,14	0,24 ± 0,25	1,01 ± 0,34	0,58 ± 0,19	0,74 ± 0,17	< 2,3
	Grossissement	-	0,44 ± 0,18	1,76 ± 0,66	1,39 ± 0,58	1,01 ± 1,31	
Orthophosphates (mg/l)	Prégrossissement	0,92 ± 0,27	0,26 ± 0,15	0,52 ± 0,28	0,37 ± 0,22	0,33 ± 0,23	< 0,5
	Grossissement	-	0,44 ± 0,19	2,91 ± 0,85	0,97 ± 0,20	1,14 ± 0,35	
DBO <sub>5</sub>	Prégrossissement	12,85 ± 1,02	11,05 ± 1,99	21,00 ± 2,07	19,32 ± 1,46	18,73 ± 1,55	3 - 20
	Grossissement	-	11,70 ± 1,27	22,13 ± 1,96	18,65 ± 1,03	19,51 ± 1,30	

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs, ± : écart – type de la moyenne, - : Valeur non mesurée.

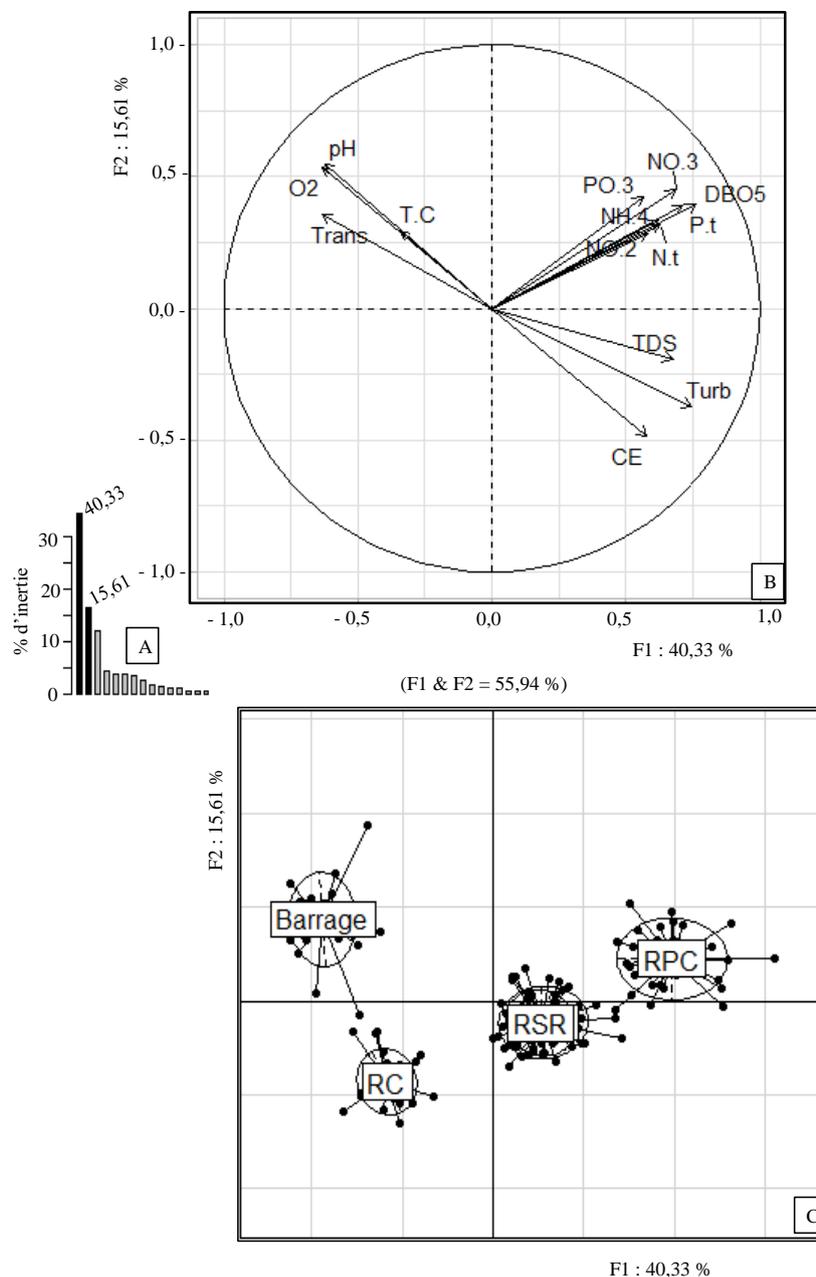
### 3.1.1.5. Typologie abiotique des structures d'élevage

L'Analyse en Composantes Principales (ACP) basée sur les paramètres physico-chimiques traduit la typologie des structures d'élevage pendant les phases de prégrossissement (Figure 41) et de grossissement (Figure 42) de *O. niloticus*. En prégrossissement, les deux premiers axes factoriels (F1 et F2) exprimant ensemble 55,94% de l'information contenue dans la matrice des données (Figure 41 A) ont été retenus pour l'expression des résultats de l'ACP. Le cercle de corrélation (Figure 41 B) montre que les concentrations des sels nutritifs (nitrates, nitrites, ammonium, orthophosphates, azote total et phosphore total), de la DBO<sub>5</sub>, des solides totaux dissous (TDS) et de la turbidité (Turb) sont positivement corrélées à l'axe F1. A l'inverse, la température, le pH, la transparence et l'oxygène dissous de l'eau sont faiblement et négativement corrélés à cet axe. La carte factorielle des structures d'élevage en prégrossissement montre une distinction entre elles (Figure 41 C). En effet, l'axe F1 indique clairement la discrimination de la physico-chimie de l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu de sous-produits agricoles (RPC, RSR et RSM) dans sa partie positive de ceux dépourvus d'aliments exogènes (RC) et du barrage dans sa partie négative. Les eaux des étangs RPC, RSR et RSM sont caractérisées par une forte turbidité et les concentrations élevées des sels nutritifs, de la DBO<sub>5</sub> et des solides totaux dissous (TDS). Les étangs RC et le barrage se sont distingués par des valeurs élevées du pH, la transparence et l'oxygène dissous avec des concentrations faibles en sels nutritifs, en TDS et en DBO<sub>5</sub>.

En phase de grossissement de *O. niloticus*, les deux premiers axes factoriels ont exprimé 66,85% de l'inertie totale du tableau de données, dont 58,88% pour l'axe F1 et 7,85% pour l'axe F2 (Figure 42 A). Le cercle de corrélation (Figure 42 B) explique que la DBO<sub>5</sub>, les TDS, la conductivité, la turbidité et la concentration des sels nutritifs sont fortement et positivement corrélés à l'axe F1. A l'opposé, ce même axe est corrélé négativement et fortement à la transparence, l'oxygène dissous et au pH de l'eau. Sur l'axe F2, seule la température de l'eau est positivement et fortement corrélée à cet axe. La carte factorielle (Figure 42 C) indique que l'axe F1 met en évidence une minéralisation des étangs rizipiscicoles selon les apports alimentaires aux poissons. Une opposition est observée entre les étangs rizipiscicoles ayant reçu de sous-produits agricoles (RPC, RSR et RSM) caractérisés par une forte minéralisation, et les étangs RC marqués par une forte oxygénation avec les eaux plus transparentes.

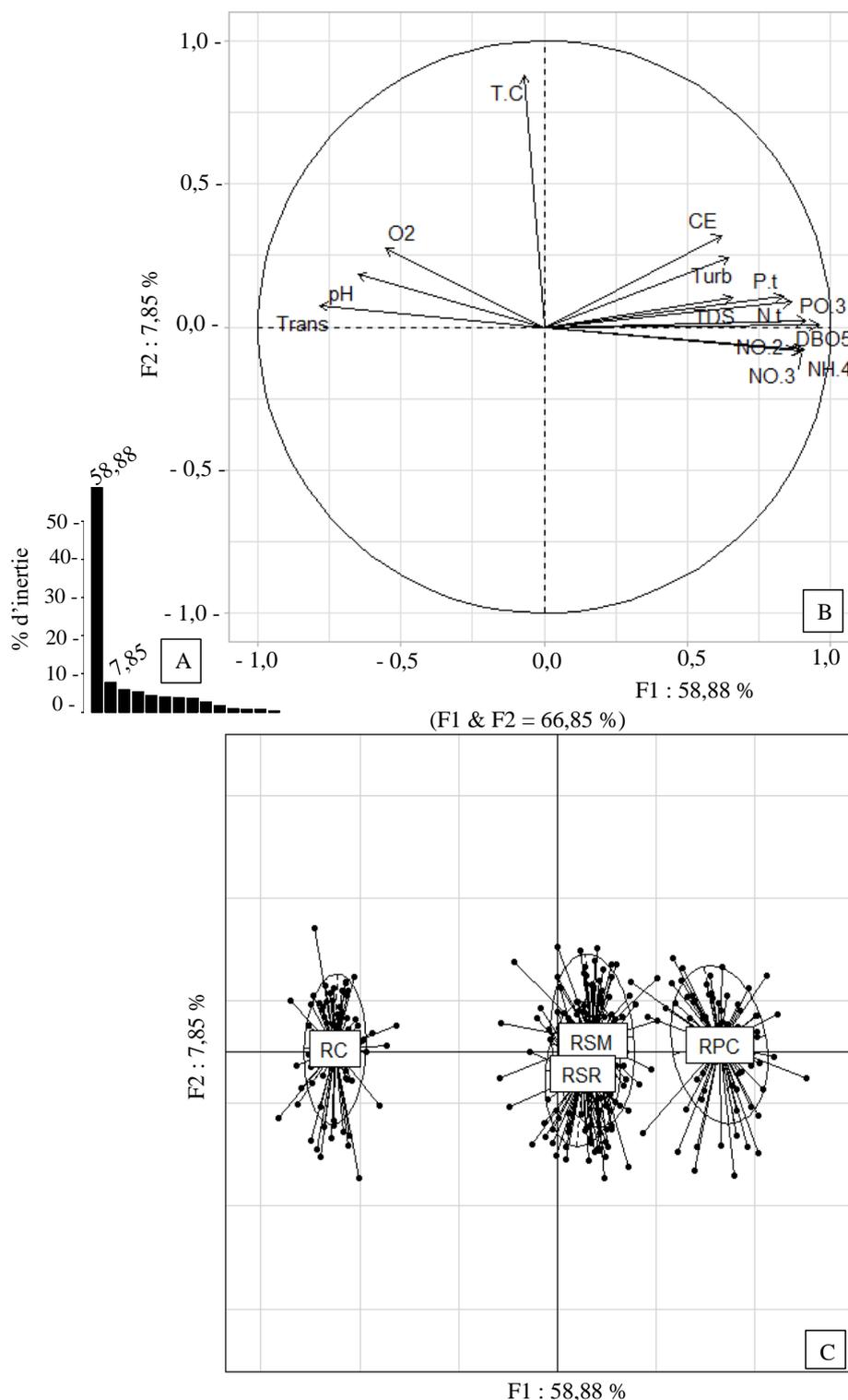
Peu importe la phase d'élevage, l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu de sous-produits agricoles est caractérisée par des fortes teneurs des sels nutritifs (nitrites, nitrates, ammoniums et phosphate), des valeurs élevées de la DBO<sub>5</sub> et une forte minéralisation (conductivité, TDS et turbidité élevés). Néanmoins, l'eau de ces étangs s'est aussi distinguée par des valeurs faibles

de l'acidité, de l'oxygène dissous et de la transparence. Les valeurs élevées de la transparence, du pH et de l'oxygène dissous ainsi qu'une faible minéralisation sont caractéristiques de l'eau du barrage d'alimentation et des étangs rizipiscicoles n'ayant pas reçu d'aliments exogènes (RC).



**Figure 41 :** Résultat de l'Analyse en Composantes Principales (ACP) (5 x 6 relevés x 12 paramètres) sur les paramètres physico-chimiques mesurés dans les structures d'élevage au cours du prégrossissement de *O. niloticus*

A = Valeurs propres des axes factoriels ; B = Cercle de corrélation ; C = Carte factorielle des structures d'élevage sur les plans factoriels F1 x F2, RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs



**Figure 42 :** Résultat de l'Analyse en Composantes Principales (ACP) (4 x 6 relevés x 12 paramètres) sur les paramètres physico-chimiques mesurés dans les structures d'élevage au cours du grossissement de *O. niloticus*

A = Valeurs propres des axes factoriels ; B = Cercle de corrélation ; C = Carte factorielle des structures d'élevage sur les plans factoriels F1 x F2, Ba = Barrage d'alimentation, RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs

### 3.1.2. Discussion

La qualité de l'eau est une partie intégrante importante pour la productivité de tous les systèmes d'aquaculture. Elle joue un rôle majeur dans la santé des poissons et sa détérioration provoque un stress chez ceux-ci (Arulampalam *et al.*, 1998).

L'analyse des paramètres physico-chimiques des eaux des structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla a montré que les températures des eaux des étangs rizipiscicoles n'ont pas varié significativement d'un étang rizipiscicole à l'autre, mais les valeurs ont été plus faibles que celles du barrage. La non-significativité de la variation des températures dans les étangs rizipiscicoles pourrait être liée à l'exposition de l'eau de ceux-ci aux mêmes rayonnements solaires, donc à la température élevée de l'air durant les périodes de cette étude. Les différences de température entre l'eau des étangs et celle du barrage pourraient être attribuées à la couverture érigée des feuilles des plants de riz dans les étangs. En effet, la température de l'eau de surface est très dépendante de son contact avec l'air ambiant (Morin, 2012). De ce fait, le feuillage des plants de riz réduirait l'exposition des eaux aux rayonnements solaires. D'après Roger (1996) et Mustow (2002), la quantité de la lumière solaire atteignant la surface de l'eau d'un étang rizipiscicole peut chuter jusqu'à 95% après deux mois de repiquage des plants de riz. Les gammes de températures, allant de 24,5 à 31,05°C, obtenues dans nos étangs rizipiscicoles ont été supérieures à celles enregistrées par Avit *et al.* (2014) qui étaient comprises entre 21,6 et 27,8°C dans les étangs rizipiscicoles du CNRA de Bouaké.

S'agissant du pH de l'eau des structures d'élevage, les valeurs oscillant entre 4,80 et 7,51 (Prégrossissement) et 4,10 et 7,37 (Grossissement) indiquent que les eaux de la ferme rizipiscicole ont été légèrement acides, avec une acidité plus élevée dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles. Cette acidité élevée serait probablement attribuable à une importante production de dioxyde de carbone (CO<sub>2</sub>) due aux activités biologiques dans ces étangs rizipiscicoles. En effet, les activités biologiques telles que la respiration produisent du CO<sub>2</sub>. Par hydratation, celui-ci produit de l'acide carbonique (H<sub>2</sub>CO<sub>3</sub>) dont l'ionisation relâche des ions hydrogènes (H<sup>+</sup>), ce qui augmente l'acidité de l'eau entraînant la baisse du pH (Halwart & Gupta, 2010 ; Konan *et al.*, 2017 ; Xu *et al.*, 2019). La variation du pH de l'eau des étangs rizipiscicoles étudiés est similaire à celle observée par Avit *et al.* (2014) dans les étangs rizipiscicoles du CNRA de Bouaké, qui était entre 6,75 et 7,25.

En ce qui concerne les teneurs en oxygène dissous de l'eau des étangs rizipiscicoles, les valeurs ont fluctué entre 1,25 et 6,47 mg/l en prégrossissement et entre 1,80 et 5,87 mg/l en grossissement. Les eaux des étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles ont été

moins oxygénées que celles des autres structures dépourvues d'aliments exogènes. Les faibles concentrations de l'oxygène dissous enregistrées dans ces étangs seraient liées aux fortes activités biologiques des poissons, des microalgues et des plants de riz. En effet, dans l'écosystème « riz-poisson », la respiration des poissons et la photosynthèse du phytoplancton et des plants de riz utilisent énormément l'oxygène dissous pendant la nuit (Halwart & Gupta, 2010). Ces résultats pourraient aussi être attribuables à la présence importante de matières organiques dans ces étangs. Car, la faible concentration de l'oxygène dissous dans les milieux aquacoles est principalement due à sa consommation par les micro-organismes lors de la décomposition aérobie de la matière organique (Yee *et al.* 2012 ; Buhungu *et al.*, 2018). Les gammes de concentration de l'oxygène dissous enregistrées dans la présente étude sont supérieures à celles mesurées dans les étangs rizipiscicoles du CNRA de Bouaké par Avit *et al.* (2014) qui étaient comprises entre 1,45 et 3,4 mg/l.

Au cours des deux phases d'élevage, les valeurs de la transparence de l'eau des étangs RPC et RSM ont été significativement plus faibles que celles des autres étangs rizipiscicoles et du barrage. Ces faibles transparences observées dans l'eau de ces étangs rizipiscicoles seraient liées probablement à une plus forte abondance du plancton dans ces étangs. D'après Schlumberger (2002) et Jewel *et al.* (2023), la grande abondance de phytoplancton et de zooplancton entraîne une réduction de la transparence de l'eau des milieux d'élevage. Les gammes de transparence obtenues en phase de prégrossissement (17,50 à 59,50 cm) et de grossissement (15,00 et 45 cm) dans cette étude ne concordent pas avec celles observées dans les étangs piscicoles de Blondey par Soro *et al.* (2018) qui fluctuaient de 17 à 32 cm et de 17,5 à 25 cm durant ces deux phases respectives.

Concernant la conductivité et les TDS enregistrés dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles durant les deux phases d'élevage, leurs valeurs ont été plus élevées comparativement aux milieux dépourvus d'aliments exogènes. Les différences obtenues dans cette étude se justifieraient par une forte minéralisation due à la disponibilité des aliments distribués non consommés par les poissons dans ces étangs par rapport aux autres milieux sans aliments exogènes. En fait, la conductivité de l'eau dépend de sa concentration ionique ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{HCO}_3^-$ ,  $\text{CO}_3^-$ ,  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{PO}_4^-$ ), sa température et la variation des solides dissous (Abowei, 2010). En milieu aérobie, l'activité de minéralisation est accélérée par les micro-organismes décomposeurs, ce qui met à disposition un taux élevé de sels minéraux qui enrichissent également le milieu en solides dissous, d'où la forte conductivité. Une observation similaire de ce résultat a été faite en milieu naturel et en étang piscicole au Bénin par Imorou Toko *et al.* (2010).

Dans l'ensemble, la concentration des sels nutritifs au cours des deux stades d'élevage a été significativement plus élevée dans les étangs rizipiscicoles où les poissons sont nourris avec les sous-produits agricoles que dans les autres structures d'élevage. Les variations de la teneur en ammonium et en orthophosphates obtenues dans cette étude résulteraient de la décomposition bactérienne des excréments issus des poissons et du reste d'aliments exogènes non consommés par les poissons tel que constaté par Bhatnagar & Devi (2013). Hargreaves & Tucher (2004) ont également observé que la concentration de l'ammonium dans l'eau des milieux piscicoles est corrélée positivement à l'excrétion des poissons. D'après Gurung & Wagle (2005), une concentration élevée des nutriments stimule la croissance du phytoplancton et facilite le tallage du riz, ce qui conduit à un bon rendement du paddy et du poisson. Par ailleurs, les plus faibles concentrations de l'azote total, des nitrates, du phosphore total, des nitrites et de l'ammonium dans l'eau des étangs sans aliments exogènes pourraient être liées à la nutrition minérale des plants de riz de ces étangs où la déjection des poissons constituerait l'unique source principale des sels nutritifs. Li *et al.* (2019) ont également montré que la coculture riz-poisson sans aliments exogènes réduisait la concentration des sels nutritifs tels que l'azote total, l'ammoniac, le phosphore total et le potassium du milieu. L'effet significatif des sous-produits agricoles sur la concentration des sels nutritifs observé dans cette étude ne concorde pas avec celui de Konaté *et al.* (2024) qui n'ont observé aucun effet significatif des aliments exogènes sur la teneur des ces sels dans les étangs piscicoles de Layo à Dabou (Côte d'Ivoire).

Au niveau de la DBO<sub>5</sub>, ses concentrations ont été globalement comprises entre 8,50 et 25,14 mg/l, avec des valeurs significativement plus élevées dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles par rapport aux étangs dépourvus d'aliments exogènes et du barrage. Ces fortes concentrations indiqueraient une forte charge organique des masses d'eau et une forte intensité de décomposition de la déjection des poissons et de la fraction d'aliments exogènes non consommée par ceux-ci. En effet, d'après Ephraïm & Ajayi (2015), un niveau élevé de la DBO<sub>5</sub> indique un degré élevé de décomposition de la matière organique nécessitant l'oxygène de l'eau. La concentration de la DBO<sub>5</sub> est un indicateur important de la pollution organique de l'eau. Elle reflète le niveau de la consommation de l'oxygène dissous dans l'eau (Naidoo & Olaniran, 2014). Pour Rodier (2009), les valeurs de la DBO<sub>5</sub> supérieures à 8 mg/l indiquent une eau de très mauvaise qualité biologique.

Les eaux du barrage qui alimentent les étangs sont fortement polluées. Ce niveau de pollution organique résulterait principalement de la décomposition des débris, des feuilles et des herbes mortes du barrage. Le fort niveau de pollution organique observé dans les étangs rizipiscicoles serait attribuable à la dégradation de la fraction d'aliments exogènes non consommée par les

poissons. Cette pollution traduirait l'état hypereutrophe de l'eau des structures d'élevage qui est rejetée immédiatement dans l'environnement à la fin de chaque cycle de production rizipiscicole. Elle justifierait les fortes concentrations de la DBO<sub>5</sub> obtenues dans les structures d'élevage. En effet, l'augmentation de la DBO<sub>5</sub> d'un hydrosystème traduit une pollution organique sensiblement forte (Leclercq, 2001 ; Dajoz, 2006 ; Gboko *et al.*, 2019).

Malgré ce niveau de pollution et les variations des valeurs des paramètres physico-chimiques de l'eau, les conditions environnementales n'ont pas été létales pour les individus de *O. niloticus* introduits dans les étangs rizipiscicoles et les eaux ont eu une bonne qualité pour l'aquaculture en général. Pour la meilleure croissance de *O. niloticus*, les concentrations moyennes de l'oxygène dissous mesurées au cours du prégrossissement et du grossissement dans l'eau des étangs RPC ( $2,06 \pm 0,34$  mg/l et  $2,83 \pm 0,78$  mg/l) et RSM ( $2,28 \pm 0,46$  mg/l et  $3,02 \pm 0,88$  mg/l) ont été en deçà de la teneur minimale recommandée. Mais, ces différentes concentrations de l'oxygène dissous de l'eau de ces étangs ont été comprises dans la gamme tolérable pour la survie de *O. niloticus* qui est de 0,1 à 3 mg/l d'après Lacroix (2004). En fait, l'oxygène dissous est l'un des paramètres les plus importants pour le maintien de la vie et de la survie des poissons (Hasan *et al.*, 2015). D'après Tran-Duy *et al.* (2008), la meilleure croissance de *O. niloticus* en élevage nécessite une concentration minimale de l'oxygène dissous de 3,2 mg/l, en dessous de celle-ci, un stress respiratoire se manifeste chez ce poisson. Les moyennes du pH de l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles pendant les phases de prégrossissement ( $4,95 \pm 0,54$  à  $5,28 \pm 0,43$ ) et de grossissement ( $5,12 \pm 0,75$  à  $5,87 \pm 0,62$ ) n'ont pas été incluses dans la fourchette favorable à la meilleure croissance de *O. niloticus*. Mais, elles ont été tolérables pour *O. niloticus* qui, selon Abou *et al.* (2007) et Mims & Shelton (2015), peut vivre dans les eaux à pH compris entre 5 et 11. Les moyennes de la température allant de  $26,41 \pm 1,09$  à  $26,81 \pm 1,18$ °C en prégrossissement et de  $26,78 \pm 1,69$  à  $27,16 \pm 1,73$ °C en grossissement et celles de la transparence fluctuant entre  $23,43 \pm 4,63$  et  $36,03 \pm 10,4$  cm en prégrossissement et entre  $21,56 \pm 4,06$  et  $35,67 \pm 4,67$  cm en grossissement dans l'eau des étangs rizipiscicoles n'ont pas été incluses dans les gammes optimales recommandées pour la meilleure croissance de *O. niloticus* en élevage. Toutefois, les moyennes de ces paramètres ont été tolérables pour la survie de *O. niloticus*. En effet, *O. niloticus* est un poisson thermophile et il peut supporter des températures d'eau de 7°C et 41°C pendant plusieurs heures (Dabbadie *et al.*, 2006).

## 3.2. Composition taxonomique des microalgues des structures d'élevage

### 3.2.1. Résultats

#### 3.2.1.1. Richesse taxonomique des microalgues

L'analyse microscopique des échantillons d'eau collectés et des biofilms grattés dans les structures d'élevage a permis d'identifier 341 taxons de microalgues (Tableau XI). Ces taxons sont regroupés en 63 familles, 41 ordres, 13 classes et 8 embranchements. Les embranchements des Chlorophyta, composés de 156 taxons (soit 45,75%) rassemblés en 21 familles et des Euglenophyta, constitués de 72 taxons (soit 21,11%) répartis en 2 familles (Euglenaceae et Phacaceae), ont été les plus diversifiés. Chez les Chlorophyta, les familles des Desmidiaceae et des Scenedesmaceae ont été les plus diversifiées avec respectivement 35 et 30 taxons. Quant aux Euglenophyta, la famille des Euglenaceae a été la plus diversifiée (40 taxons) que celle des Phacaceae (32 taxons). Les autres embranchements sont les Cyanobacteria avec 51 taxons (soit 14,96%), les Bacillariophyta avec 43 taxons (soit 12,6%), les Dinophyta avec 10 taxons (soit 2,93%), les Chrysophyta avec 05 taxons (soit 1,47%), les Xanthophyta avec 03 taxons (soit 0,88%) et les Rhodophyta avec un taxon (soit 0,30%).

Le nombre de taxons de microalgues pélagiques collectées dans le barrage qui alimente les étangs rizipiscicoles a été de 185. Dans les étangs rizipiscicoles, la richesse spécifique des microalgues a varié entre 219 (RC) et 234 taxons (RPC). Comparativement, la richesse spécifique des microalgues a été sensiblement identique dans les étangs rizipiscicoles et plus faible au niveau du barrage.

En fonction des habitats occupés, le nombre de taxons pélagiques (phytoplancton) inventoriés a été supérieur à celui des taxons récoltés sur les tiges de riz (épiphyton) peu importe l'étang rizipiscicole considéré. Dans les étangs rizipiscicoles n'ayant pas reçu d'aliments exogènes (RC), 192 taxons phytoplanctoniques et 88 taxons épiphytiques ont été identifiés. Au niveau des étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles, le nombre de taxons pélagiques recensés est compris entre 187 (RSM) et 199 (RSR), alors que celui des taxons épiphytiques a fluctué entre 91 (RSM) et 116 (RPC). Parmi les taxons récoltés, 9 ont été à la fois pélagiques et épiphytiques dans tous les étangs rizipiscicoles. Il s'agit de *Anabaena affinis*, *Frustulia* sp.1, *Pinnularia* sp., *Cosmarium laeve*, *Euastrum pseudopectinatum*, *Pediastrum tetras*, *Desmodesmus quadricaudata*, *Sphaerodinium fimbriatum* et *Phacus platalea*. Dans tous les étangs rizipiscicoles, *Oscillatoria acuta* (Cyanobacteria) a été collectée seulement sur les tiges de riz et 19 taxons ont été uniquement pélagiques. Ces taxons pélagiques sont 12 Euglenophyta (*Euglena ehrenbergii* var. *africana*, *Euglena ehrenbergii* var. *baculifera*, *Euglena* sp1.,

*Strombomonas fluviatilis*, *Strombomonas verrucosa*, *Trachelomonas abrupta*, *Trachelomonas pisciformis* var. *bicoronata*, *Discoplastis spathirhyncha*, *Lepocinclis marssonii*, *Phacus longicauda*, *Phacus onyx* et *Phacus ranulus*), 4 Chlorophyta (*Dictyosphaerium elegans*, *Closterium moniliferum*, *Coelastrum pulchrum* et *Desmodesmus opoliensis* var. *carinatus*) et 3 autres appartenant chacun aux embranchements de Bacillariophyta (*Surirella tenera*), de Dinophyta (*Ceratium gravidum*) et de Xanthophyta (*Pseudostaurastrum* sp.).

**Tableau XI** : Liste taxonomique des microalgues récoltées dans les structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla en fonction des habitats

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi	
<b>CYANOBACTERIA (51 = 14,96%)</b>														
<b>Cyanophyceae</b>														
<b>Synechococcales</b>														
<b>Merismopediaceae</b>														
<i>Aphanocapsa annulata</i> McGregor	+	*										+	*	
<i>Aphanocapsa</i> sp.	+	*							+	*				
<i>Merismopedia punctata</i> Meyen	+	*	+		**	+	+	**	+		*	+	**	
<b>Gomontiellales</b>														
<b>Chamaesiphonaceae</b>														
<i>Stichosiphon willei</i> (Gardner) Komárek & Anagnostidis			+		*				+	*		+	*	
<b>Leptolyngbyales</b>														
<b>Leptolyngbyaceae</b>														
<i>Leptolyngbya angustissima</i> (West & G.S. West) Anag. & Komá.						+		***						
<i>Leptolyngbya</i> sp.							+	*				+	*	
<b>Chroococciopsidales</b>														
<b>Gloeocapsaceae</b>														
<i>Gloeocapsa</i> sp.	+	**	+	+	*				+		*			
<b>Chroococcales</b>														
<b>Cyanothrichaceae</b>														
<i>Johannesbaptistia</i> sp.							+	*				+	*	
<b>Chroococcaceae</b>														
<i>Chroococcus</i> sp.			+		*	+		*						
<i>Chroococcus turgidus</i> (Kützing) Nägeli			+	+	**							+	*	

Pél = Pélagique, Epi = épiphytique, + = présence du taxon, FO = Fréquence d'occurrence, \* = taxon accidentel, \*\* = taxon accessoire, \*\*\* = taxon constant

Tableau XI (suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi	
<b>Microcystaceae</b>														
<i>Coelosphaerium</i> sp.	+	**					+	*						
<i>Gleothece</i> sp.	+	*	+	+	**									
<i>Gleothece</i> sp.1			+	+	*						+	*		
<i>Microcystis aeruginosa</i> (Kützing) Kützing	+	**	+		*	+		***	+		***	+	***	
<i>Microcystis flos-aquae</i> (Wittrock V.B.)			+		*	+	+	**						
<i>Microcystis wesenbergii</i> (Kützing) Kützing	+	*	+		*				+	*		+	+	**
<i>Microcystis</i> sp.			+		**	+		*				+		*
<i>Microcystis</i> sp.1	+	*				+	+	*					+	*
<i>Snowella</i> sp.	+	*		+	*	+		**		+	*	+	+	*
<i>Snowella</i> sp.1	+	***	+		*	+		***	+		*	+		*
<i>Snowella</i> sp.2												+		*
<b>Spirulinales</b>														
<b>Spirulinaceae</b>														
<i>Spirulina gigantea</i> Schmidle			+		*				+	+	*			
<i>Spirulina princeps</i> West & G. S. West	+	***	+		*	+	+	***				+		*
<i>Spirulina</i> sp.			+		*				+		*			
<i>Spirulina</i> sp.1			+	+	*	+		*						
<b>Nostocales</b>														
<b>Rivulariaceae</b>														
<i>Calothrix</i> sp.			+	+	*		+	*					+	*
<i>Microchaete</i> sp.	+	*		+	*	+		*						
<b>Gomontiellales</b>														
<b>Gomontiellaceae</b>														
<i>Komvophoron</i> sp.	+	**						**		+	**		+	*

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi	
<b>Nostocaceae</b>														
<i>Anabaena affinis</i> Lemmermann	+	*	+	+	*	+	+	***	+	+	**	+	+	**
<i>Anabaena</i> sp.	+	**					+	**		+	*	+	+	*
<i>Anabaena</i> sp.1										+	*		+	**
<i>Nostoc piscinale</i> Kütz. ex Bornet & Flahault	+	*	+		*					+	**	+	+	***
<i>Nostoc</i> sp.	+	*	+		*									
<b>Oscillatoriales</b>														
<b>Oscillatoriaceae</b>														
<i>Oscillatoria acuta</i> Bruhl. & Biswas	+	*		+	**		+	**		+	***		+	*
<i>Oscillatoria articulata</i> N.L. Gardner	+	***	+		*		+	*						
<i>Oscillatoria chlorina</i> Kotzing ex Gomont			+		*	+		*				+		*
<i>Oscillatoria limosa</i> (Dillwyn) Agardh				+	*	+		*						
<i>Oscillatoria proboscidea</i> Gomont			+		*				+	+	*			
<i>Oscillatoria subbrevis</i> Schmidle	+	*	+	+	*	+	+	**		+	*	+		**
<i>Oscillatoria</i> sp.	+	**	+	+	*									
<i>Phormidium mucicola</i> Nauman & Huber-Pestalozzi			+		**					+	*			
<i>Phormidium</i> sp.						+		*	+		**			
<i>Planktolyngbya contorta</i> (Lemm.) Anagostidis & Komárek	+	*							+		**			
<b>Microcoleaceae</b>														
<i>Lyngbya</i> sp.	+	*	+	+	*					+	*			
<i>Lyngbya</i> sp.1	+	*				+	+	**		+	*			
<i>Planktothrix compressa</i> (Utermöhl) Anagostidis & Komárek						+	+	**					+	*
<i>Planktothrix prolifica</i> (Gomont) Anagostidis & Komárek	+	**	+		*		+	**	+		*	+	+	***
<i>Tychonema bornetii</i> (Zukal) Anagostidis & Komárek			+		*	+		*	+	+	**			
<b>Pseudanabaenaceae</b>														
<i>Pseudanabaena catenata</i> Lauterborn			+	+	*	+		*	+	+	***			

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage														
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR			
			Habitat		FO										
	Pél	FO	Pél	Epi											
<i>Pseudanabaena</i> sp.						+		*					+	*	
<i>Pseudanabaena</i> sp.1	+	**											+	*	
<b>BACILLARIOPHYTA (43 = 12,60%)</b>															
<b>Bacillariophyceae</b>															
<b>Cymbellales</b>															
<b>Gomphonemataceae</b>															
<i>Encyonema</i> sp.						+		*					+	+	*
<i>Gomphonema lanceolatum</i> C.A. Agardh									+	+	**		+		*
<i>Gomphonema</i> sp.			+	+	*	+		*	+	+	*				
<i>Gomphonema</i> sp.1	+	*												+	*
<b>Thalassiophysales</b>															
<b>Catenulaceae</b>															
<i>Amphora</i> sp.	+	*	+	+	*										
<b>Eunotiales</b>															
<b>Eunotiaceae</b>															
<i>Eunotia soleirolii</i> (Kützing) Rabenhorst	+	**												+	*
<i>Eunotia</i> sp.			+		*		+	*							
<i>Eunotia</i> sp.1				+	*					+	*				
<i>Eunotia</i> sp.2				+	*	+	+	*					+		*
<b>Bacillariales</b>															
<b>Bacillariaceae</b>															
<i>Denticula</i> sp.				+	*				+		*				
<i>Denticula</i> sp.1	+	**				+	+	*	+	+	**				
<i>Denticula</i> sp.2							+	*		+	*				
<i>Hantzschia</i> sp.	+	*				+	+	*					+	+	**
<i>Nitzschia flexa</i> Schumann	+	***				+	+	**	+		**		+		*

Tableau XI (suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi	
<b>Naviculales</b>														
<b>Amphipleuraceae</b>														
<i>Frustulia</i> sp.							+	*				+	*	
<b>Naviculaceae</b>														
<i>Achnantheidium exiguum</i> (Grunow) Czarnecki				+	*	+	+	*	+	+	*	+	*	
<i>Navicula</i> sp.	+	**	+	+	***				+	+	***	+	+	*
<b>Pinnulariaceae</b>														
<i>Pinnularia acrosphaeria</i> W. Smith	+	***	+		*	+		*	+		*	+		*
<i>Pinnularia divergens</i> Smith										+	*			
<i>Pinnularia gibba</i> (Ehrenberg) Ehrenberg	+	***	+		**	+	+	*	+		**		+	*
<i>Pinnularia gibba</i> var. <i>linearis</i> Hustedt				+	*	+	+	*	+		*	+		*
<i>Pinnularia legumen</i> Ehrenberg	+	**	+		**	+		**	+	+	*	+	+	***
<i>Pinnularia mesolepta</i> (Ehrenb.) W. Smith	+	*		+	*							+	+	*
<i>Pinnularia major</i> (Kütz.) Raben.	+	*	+	+	***	+		**	+	+	*	+	+	**
<i>Pinnularia nodosa</i> Ehrenberg	+	**								+	*		+	*
<i>Pinnularia viridis</i> (Nitzsch) Ehrenberg	+	*	+		*							+		*
<i>Pinnularia</i> sp.			+	+	***				+		*	+	+	*
<i>Pinnularia</i> sp.1	+	**	+	+	***	+	+	**	+	+	***	+	+	***
<i>Pinnularia</i> sp.2				+	*	+	+	*		+	*		+	***
<i>Pinnularia</i> sp.3	+	***					+	*		+	**			
<b>Sellaphoraceae</b>														
<i>Sellaphora laevis</i> (Kotzing) D.G. Mann	+	***	+	+	***									
<i>Sellaphora pupula</i> (Kitzing) Mereschkovsky	+	*	+	+	***	+		*	+		***	+	+	**
<i>Sellaphora</i> sp.	+	*					+	*	+	+	*	+		*

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi	
<b>Stauroneidaceae</b>														
<i>Stauroneis anceps</i> Ehrenberg			+		*	+	+	***	+	+	**	+	+	**
<i>Stauroneis phoenicenteron</i> (Nitzsch) Ehrenberg	+	*					+	*	+	+	**		+	*
<b>Surirellales</b>														
<b>Surirellaceae</b>														
<i>Surirella robusta</i> Ehrenberg									+	+	*			
<i>Surirella tenera</i> Gregory			+		*	+		*	+		***	+		*
<i>Surirella</i> sp.				+	***	+		*	+	+	**	+	+	**
<b>Fragilariales</b>														
<b>Fragilariaceae</b>														
<i>Synedra acus</i> Kützing						+	+	**	+	+	***			
<i>Synedra</i> sp.				+	*	+	+	**				+		*
<b>Licmophorales</b>														
<b>Ulnariaceae</b>														
<i>Ulnaria ulna</i> (Nitzsch) Compère			+		*							+		**
<b>Mediophyceae</b>														
<b>Stephanodiscales</b>														
<b>Stephanodiscaceae</b>														
<i>Cyclotella</i> sp.						+	+	**	+	+	***			
<b>Ardissoneales</b>														
<b>Ardissoneaceae</b>														
<i>Climacosphenia</i> sp.	+	*	+		**		+	*		+	*			

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO									
	Pél	FO	Pél	Epi										
<b>CHLOROPHYTA (156 = 45,75%)</b>														
<b>Trebouxiophyceae</b>														
<b>Chlorellales</b>														
<b>Chlorellaceae</b>														
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	+	**							+		*	+		**
<i>Dictyosphaerium</i> sp.1	+	*								+	*	+	+	*
<b>Oocystaceae</b>														
<i>Crucigeniella tetrapedia</i> (Kirchner) West & G.S. West	+	***				+	+	***	+		*	+		*
<i>Willea apiculata</i> (Lemm.) John, Wynne & Tsarenko	+	***	+		*		+	***	+		*	+	+	***
<i>Willea crucifera</i> (Wolle) John, Wynne & Tsarenko	+	***					+	*				+	+	*
<i>Willea neglecta</i> (Fott et Ettl) John, Wynne & Tsarenko	+	**											+	*
<b>Trebouxiales</b>														
<b>Botryococcaceae</b>														
<i>Botryococcus braunii</i> Kützing				+	*		+	*		+	*			
<b>Zygnematophyceae</b>														
<b>Desmidiiales</b>														
<b>Desmidiaceae</b>														
<i>Actinotaenium capax</i> (Joshua) Teiling			+		**							+		*
<i>Actinotaenium diplosporum</i> (Lundell) Teiling						+		*	+		**			
<i>Cosmarium binum</i> Nordstedt	+	**	+	+	**	+		**	+		***	+		**
<i>Cosmarium botrytis</i> var. <i>tumidum</i> Wolle	+	*				+		*						
<i>Cosmarium contractum</i> Kirchner			+		*				+		*			
<i>Cosmarium didymochondrum</i> Nordstedt			+	+	***		+	*				+		*
<i>Cosmarium laeve</i> Rabenhorst	+	*	+	+	***	+	+	**	+	+	**	+	+	***
<i>Cosmarium pachydermum</i> P. Lundell			+		**	+		*				+	+	**
<i>Cosmarium pseudoconnatum</i> var. <i>pluriradians</i> Scott & Gronb.			+		*	+		*						

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO									
	Pél	FO	Pél	Epi	FO	Pél	Epi	FO	Pél	Epi	FO	Pél	Epi	FO
<i>Cosmarium retusifforme</i> var. <i>africanum</i> (Fritsch) Compère	+	*	+	+	***	+	+	**	+		**	+	+	**
<i>Cosmarium subauriculatum</i> West & G.S. West			+		***	+	+	***	+		**			
<i>Cosmarium speciosum</i> P. Lundell			+	+	***		+	*	+	+	***	+	+	**
<i>Cosmarium vexatum</i> (Schmidle) Migula									+		*	+		*
<i>Cosmarium</i> sp.									+		*	+		*
<i>Cosmarium</i> sp.2						+	+	*		+	*			
<i>Cosmarium</i> sp.3			+	+	*		+	*						
<i>Euastrum binale</i> Ehrenberg ex Ralfs				+	***	+	+	*						
<i>Euastrum didelta</i> (Turpin) Ralfs			+		**							+		*
<i>Euastrum glaziovii</i> Børgesen			+		**	+	+	***		+	*	+		**
<i>Euastrum ivoirensis</i> Bourrelly			+		*							+		**
<i>Euastrum pseudopectinatum</i> Schmidle	+	**	+	+	***	+	+	*	+	+	**	+	+	***
<i>Euastrum venustum</i> Brébisson			+		*	+		**						
<i>Pleurotaenium trabecula</i> Nägeli			+	+	**				+		**	+		*
<i>Spondylosium</i> sp.									+		*			
<i>Staurastrum boreale</i> West & G.S. West	+	*								+	*	+		*
<i>Staurastrum laeve</i> f. <i>supernumerarium</i> Nordstedt	+	**				+	+	**	+		*			
<i>Staurastrum pseudotetracerum</i> (Nords.) West & G West.				+	*	+		*	+		*			
<i>Staurastrum setigerum</i> Cleve	+	*	+	+	***	+		**	+	+	**	+	+	***
<i>Staurastrum striatum</i> West & G.S. West			+		*	+	+	***	+		**	+	+	**
<i>Staurastrum tetracerum</i> var. <i>irregulare</i> (West. & G.W.) Brook	+	*	+		**	+	+	***	+		**	+	+	***
<i>Staurastrum volans</i> West & G.S. West						+		*	+		**	+		*
<i>Staurastrum</i> sp.	+	*							+		**			
<i>Staurastrum</i> sp.1	+	**				+		*				+		*
<i>Staurodesmus</i> sp.2			+		**	+		*						
<i>Staurodesmus spetsbergensis</i> (Nordstedt) Teiling						+		*				+		*

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi	
<b>Closteriaceae</b>														
<i>Closterium archerianum</i> Cleve	+	**	+		*	+		*						
<i>Closterium cynthia</i> De Notaris			+	+	**	+	+	*	+	*	+		***	
<i>Closterium ehrenbergii</i> Meneghini ex Ralfs			+		**				+	*	+		**	
<i>Closterium gracile</i> Brébisson ex Ralfs	+	**					+	**			+		*	
<i>Closterium jenneri</i> Ralfs	+	**	+		*						+		*	
<i>Closterium kuetzingii</i> Brébisson							+	*						
<i>Closterium lanceolatum</i> Kützing ex Ralfs											+		*	
<i>Closterium lineatum</i> Ehrenberg ex. Ralfs	+	***	+		*	+	+	***	+	*	+		*	
<i>Closterium littorale</i> F. Gay						+		*	+	*				
<i>Closterium moniliferum</i> Ralfs	+	**	+		*	+		*	+	*	+		*	
<i>Closterium nylandicum</i> (Grönblad) Brook & Williamson			+		*	+	+	*	+	*				
<i>Closterium parvulum</i> Nägeli			+		**						+	+	**	
<i>Closterium pseudolunula</i> (Müller) Nitzsch									+	**	+		*	
<i>Closterium tacomense</i> Prescott			+		**						+		*	
<i>Closterium tumidum</i> Johnson			+	+	**					+	*			
<i>Closterium</i> sp.						+	+	*			+		**	
<i>Closterium</i> sp.1	+	**	+		*				+	*				
<b>Gonatozygaceae</b>														
<i>Gonatozygon</i> sp.	+	**	+		*						+	+	*	
<i>Gonatozygon</i> sp.1	+	***	+	+	**									
<i>Gonatozygon</i> sp.2	+	*												
<b>Zygnematales</b>														
<b>Mesotaeniaceae</b>														
<i>Netrium digitus</i> (Brébisson Ex Ralfs) Itzig. & Roth	+	**	+		*						+		*	

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage															
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR				
			Habitat		FO											
	Pél	FO	Pél	Epi	FO											
<b>Zygnemataceae</b>																
<i>Cylindrocystis crassa</i> De Bary			+		*									+	+	*
<i>Mougeotia</i> sp.	+	*		+	**	+	+	**		+	*			+	+	**
<i>Mougeotia</i> sp.1	+	**												+	+	**
<i>Mougeotia</i> sp.2				+	*					+	*				+	*
<i>Mougeotia</i> sp.3	+	**														
<b>Spirogyrales</b>																
<b>Spirogyraceae</b>																
<i>Spirogyra grevilleana</i> (Hassall) Kützing	+	*	+		*					+				+		*
<i>Spirogyra longata</i> (Vaucher) Kützing			+		*											
<i>Spirogyra</i> sp.				+	*						+					*
<i>Spirogyra</i> sp.1	+	*		+	*		+	*		+				+		**
<b>Chlorophyceae</b>																
<b>Chaetopeltidales</b>																
<b>Chaetopeltidaceae</b>																
<i>Pseudolvella americana</i> (Snow) Wille				+	*					+	+			+	+	*
<i>Pseudolvella</i> sp.				+	*					+	+			+	+	*
<b>Chaetophorales</b>																
<b>Chaetophoraceae</b>																
<i>Chaetophoropsis</i> sp.	+	**				+	+	*						+		*
<b>Chlamydomonadales</b>																
<b>Chlorococcaceae</b>																
<i>Chlorococcum</i> sp.	+	*				+	+	**		+				+		*
<b>Goniaceae</b>																
<i>Gonium pectorale</i> Müller			+		**		+	*		+				+		*

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO									
	Pél	FO	Pél	Epi										
<b>Palmellopsidaceae</b>														
<i>Chlamydocapsa</i> sp.			+		*	+		*	+		*	+	+	*
<i>Chlamydocapsa</i> sp.1			+		*									
<b>Volvocaceae</b>														
<i>Eudorina illinoisensis</i> (Kofoid) Pascher						+		*	+		*			
<i>Eudorina</i> sp.			+		*									
<i>Eudorina</i> sp.1	+	**												
<b>Sphaeropleales</b>														
<b>Hydrodictyaceae</b>														
<i>Lacunastrum gracillimum</i> (West & G.S. West) McManus	+	***	+		*	+		**	+		**	+		**
<i>Pediastrum boryanum</i> (Tupi) Meneghini			+		**	+	+	***	+	+	***	+	+	***
<i>Pediastrum duplex</i> Raciborski	+	**	+		***	+		***	+	+	***	+	+	***
<i>Pediastrum tetras</i> (Ehrenberg) Ralfs	+	***	+	+	***	+	+	***	+	+	***	+	+	***
<i>Sorastrum americanum</i> (Bohlin) Schmidle			+		**	+		*				+		**
<i>Tetraëdron arthrodesmiforme</i> (G.S. West) Woloszynska			+		**				+		*			
<i>Tetraëdron cruciatum</i> (Wallich) West & G.S. West						+		**	+		*	+	+	*
<i>Tetraëdron hemisphaericum</i> Skuja	+	***	+		*	+		*				+		*
<i>Tetraëdron incus</i> (Teiling) G.M. Smith	+	**	+		*	+		**	+	+	***		+	**
<i>Tetraëdron regulare</i> Kützing	+	***				+		*				+		*
<i>Tetraëdron trigonum</i> f. <i>crassum</i> (Reinsch) De Toni	+	***		+	***	+	+	***	+		***	+	+	**
<i>Tetraëdron trilobulatum</i> (Reinsch) Hansgirg	+	*				+		*	+		**	+		*
<b>Neochloridaceae</b>														
<i>Golenkinia</i> sp.						+		*	+		**			

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage														
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR			
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		
<b>Selenastraceae</b>															
<i>Ankistrodesmus bernardii</i> Komárek	+	**					+	*				+	*		
<i>Ankistrodesmus bibraianus</i> (Reinsch) Korshikov	+	**	+		**		+	*	+		*				
<i>Ankistrodesmus fusiformis</i> Corda							+	*							
<i>Ankistrodesmus falcatus</i> (Corda) Ralfs	+	**	+		*		+	+	**	+	+	***	+	+	*
<i>Ankistrodesmus spiralis</i> (W.B. Turner) Lemmermann	+	***	+		*			+	**	+		*	+		*
<i>Ankistrodesmus</i> sp.										+		**			
<i>Kirchneriella brasiliana</i> Silva, Sant'Anna & Tucci							+		**	+		*			
<i>Kirchneriella diana</i> (Bohlin) Comas	+	**	+		*								+		*
<i>Kirchneriella irregularis</i> (Smith) Korshikov	+	***	+	+	***		+		*				+	+	***
<i>Kirchneriella lunaris</i> (Kirc. O.) Môbius			+		*		+		***	+	+	***	+		*
<i>Kirchneriella obesa</i> (W. West) West & G.S. West	+	***	+		**			+	**	+		*	+		**
<i>Monoraphidium contortum</i> (Thuret) Komá-Legn.													+	+	*
<i>Monoraphidium griffithii</i> (Berkeley) Komá-Legn.	+	**						+	*						
<i>Monoraphidium</i> sp.	+	**		+	*		+	+	*	+	+	**	+	+	*
<i>Monoraphidium</i> sp.1	+	**		+	*										
<i>Monoraphidium</i> sp.2.	+	*	+	+	***			+	**	+		*			
<i>Monoraphidium</i> sp.3										+	+	*	+	+	*
<i>Selenastrum bibraianum</i> Reinsch							+		*	+		*			
<b>Scenedesmaceae</b>															
<i>Acutodesmus acutiformis</i> (Schrö.) Tsarenko & John	+	**					+		**	+		*			
<i>Coelastrum astroideum</i> De Notaris			+		***		+		*	+		***	+		***
<i>Coelastrum cambricum</i> Archer	+	***	+	+	***		+	+	***	+		***	+	+	***
<i>Coelastrum indicum</i> W.B. Turner			+		*		+	+	*	+		*			
<i>Coelastrum microporum</i> var. <i>octaëdricum</i> (Skuja) Sodom.	+	***					+		**	+		**			
<i>Coelastrum pulchrum</i> Schmidle	+	**	+		**		+		*	+		***	+		**

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage																
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR					
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO			
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi				
<i>Coelastrum</i> sp.							+		*	+			*				
<i>Comasiella arcuata</i> (Lemm.) Hegewald	+	*	+		*		+		*					+			*
<i>Desmodesmus abundans</i> (Kirch.) Hegewald				+	*		+		***	+			*				
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>bicaudatus</i> (Guglielmetti) Heg.	+	***	+	+	**		+		*	+			**	+			*
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>longispina</i> (Chodat) Hegewald			+	+	*		+	+	**	+	+		***	+			***
<i>Desmodesmus</i> sp.	+	***	+		*		+		*	+			**				
<i>Desmodesmus opoliensis</i> var. <i>carinatus</i> (Lemm.) Hegewald			+		*		+		*	+			***	+			***
<i>Desmodesmus opoliensis</i> (Richt.) Hegewald			+	+	*		+	+	***	+	+		***	+			*
<i>Desmodesmus quadricaudata</i> (Turpin) Hegewald	+	***	+	+	***		+	+	***	+	+		***	+	+		***
<i>Pectinodesmus javanensis</i> (Chodat) Heg. Bock & Krienitz							+		**	+	+		*				
<i>Pectinodesmus pectinatus</i> (Moy.) Heg., Wolf, Kel., Fri. & Kri.	+	**					+	+	***	+	+		***	+			**
<i>Scenedesmus disciformis</i> (Chodat) Fott & Komárek			+		*		+	+	***	+			*	+			*
<i>Scenedesmus ecornis</i> (Ehrenb.) Chodat							+		*	+			*				
<i>Scenedesmus producto-capitatus</i> Schmula			+		*		+	+	***	+			*	+			
<i>Scenedesmus naegelii</i> Brébisson	+	***	+		**		+	+	***	+			***	+	+		***
<i>Scenedesmus obtusus</i> Moyen	+	***					+		*	+			*				
<i>Scenedesmus ovalternus</i> Chodat			+	+	***					+			**	+	+		***
<i>Scenedesmus smithii</i> Teiling										+			*	+			*
<i>Scenedesmus</i> sp.	+	**	+		***		+	+	***	+	+		***	+	+		***
<i>Scenedesmus</i> sp.1	+	***	+	+	*		+		***	+	+		***	+			*
<i>Tetradesmus bernardii</i> (Smith) Wynne	+	***	+		*		+	+	**	+			***	+			***
<i>Tetradesmus obliquus</i> (Turpin) Wynne	+	***	+		*			+	**				*	+	+		*
<i>Tetrallantos lagerheimii</i> Teiling	+	*	+		*		+		*	+			*				
<i>Tetrastrum heteracanthum</i> (Nordstedt) Chodat	+	**					+		*	+			*				
<i>Westella botryoides</i> (West) De Wildeman	+	**	+		*					+			*	+			*

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi	
<b>Radiococcaceae</b>														
<i>Eutetramorus</i> sp.	+	**												
<i>Sphaerocystis</i> sp.							+	*				+	*	
<i>Sphaerocystis</i> sp.1			+		*							+	+	*
<i>Thorakochloris</i> sp.	+	*								+		*		*
<i>Thorakochloris</i> sp.1			+		*	+	+	*				+	+	*
<i>Thorakochloris</i> sp.2						+		*				+		**
<b>Oedogoniales</b>														
<b>Oedogoniaceae</b>														
<i>Bulbochaete elatior</i> Pringsheim ex Hirn	+	***	+	+	***		+	*					+	*
<i>Bulbochaete gigantea</i> Pringsheim ex Hirn						+	+	*					+	*
<i>Oedogonium crispum</i> Wittrock ex Hirn			+	+	***		+	**		+	*	+	+	***
<i>Oedogonium</i> sp.	+	***	+		*	+	+	**					+	*
<i>Oedogonium</i> sp.1			+	+	***		+	**	+	+	*		+	**
<i>Oedogonium</i> sp.2				+	*							+	+	*
<b>CHRYSOPHYTA (05 = 1,47%)</b>														
<b>Imbricatea</b>														
<b>Spongomonadida</b>														
<b>Spongomonadidea</b>														
<i>Rhipidodendron huxleyi</i> Kent	+	*	+	+	*					+	*	+	+	**
<b>Chrysophyceae</b>														
<b>Synurales</b>														
<b>Mallomonadaceae</b>														
<i>Mallomonas</i> sp.						+		*				+		*
<i>Malomonas</i> sp.1	+	**	+	+	*								+	*
<i>Synura</i> sp.	+	***	+	+	*									

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi	
<b>Chromulinales</b>														
<b>Dinobryaceae</b>														
<i>Dinobryon</i> sp.			+		*					+	+	*		
<b>DINOPHYTA (10= 2,93%)</b>														
<b>Dinophyceae</b>														
<b>Gymnodiniales</b>														
<b>Gymnodiniaceae</b>														
<i>Gymnodinium</i> sp.	+	*	+		*					+		**	+	*
<b>Gonyaulacales</b>														
<b>Ceratiaceae</b>														
<i>Ceratium gravidum</i> Gourret			+		*	+		*		+		*	+	**
<i>Ceratium</i> sp.	+	***											+	*
<b>Pyrocystaceae</b>														
<i>Alexandrium tamarense</i> (Lebour) Balech			+		*	+		**		+	+	*		
<b>Tovelliaceae</b>														
<i>Tovellia</i> sp.			+		**					+	+	*		
<b>Peridiniales</b>														
<b>Kryptoperidiniaceae</b>														
<i>Durinskia</i> sp.	+	***	+		**	+	+	*		+		*	+	**
<b>Peridiniopsidaceae</b>														
<i>Parvodinium cunningtonii</i> (Lemm.) Pandeirada	+	*	+	+	**		+	**		+	+	***	+	***
<i>Parvodinium elpatiewskyi</i> (Ostenfeld) Kretschmann	+	*	+	+	***					+	+	**	+	**
<b>Suessiales</b>														
<b>Sphaerodiniaceae</b>														
<i>Sphaerodinium fimbriatum</i> Thompson	+	***	+	+	**	+	+	*		+	+	*	+	*

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO									
	Pél	FO	Pél	Epi	FO									
<b>Peridiniaceae</b>														
<i>Peridinium bipes</i> F. Stein.	+	***	+	+	***	+		***	+	+	**	+		*
<b>EUGLENOPHYTA (72 = 21,11%)</b>														
<b>Euglenophyceae</b>														
<b>Euglenales</b>														
<b>Euglenaceae</b>														
<i>Colacium vesiculosum</i> Ehrenberg							+	*	+	+	**	+		*
<i>Euglena ehrenbergii</i> var. <i>africana</i> Krebs	+	***	+		***	+		***	+		***	+		***
<i>Euglena ehrenbergii</i> var. <i>baculifera</i> (Thom.) Gojdi.	+	*	+		*	+		**	+			+		*
<i>Euglena geniculata</i> Dujardin						+	+	*	+		*			
<i>Euglena hemichromata</i> Skuja			+		*	+		*						
<i>Euglena obtusa</i> Schimitz			+		*							+	+	**
<i>Euglena sanguinea</i> Ehrenberg	+	***	+		**	+	+	***	+		*	+		**
<i>Euglena splendens</i> Dangeard			+		*	+		**	+	+	***	+		**
<i>Euglena stellata</i> Mainx	+	***	+		**	+		**	+		*	+	+	***
<i>Euglena</i> sp.	+	*	+		*	+		**	+	+	***	+		*
<i>Euglena</i> sp.1	+	*	+		**	+		**	+		*	+		**
<i>Euglena</i> sp.2							+	*				+	+	*
<i>Euglenaformis proxima</i> Dang. Bennett & Triemer	+	***	+		***	+	+	***	+		***	+	+	**
<i>Euglenopsis</i> sp.	+	**	+		*									
<i>Strombomonas fluviatilis</i> (Lemm.) Deflandre	+	***	+		*	+		***	+		*	+		*
<i>Strombomonas girardiana</i> (Playfair) Deflandre			+		*				+		*	+		**
<i>Strombomonas morenensis</i> Balech et Dastugue						+		*				+		*
<i>Strombomonas ovalis</i> (Playfair) Deflandre						+	+	*	+	+	*	+		**
<i>Strombomonas schauinslandii</i> (Lemm.) Deflandre									+		*			
<i>Strombomonas triquetra</i> (Playfair) Deflandre	+	***				+		*	+		*	+		**

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO									
	Pél	FO	Pél	Epi										
<i>Strombomonas urceolata</i> (Stokes) Deflandre			+		*									
<i>Strombomonas verrucosa</i> (Daday) Deflandre	+	***	+		**	+		*	+		**	+		**
<i>Strombomonas</i> sp.	+	*				+		*	+		*			
<i>Strombomonas</i> sp.1	+	*				+		*				+		*
<i>Trachelomonas abrupta</i> Swirenko	+	*	+		*	+		**	+		*	+		*
<i>Trachelomonas acanthophora</i> Stokes	+	***				+		*						
<i>Trachelomonas armata</i> (Ehrenberg) Stein	+	***	+		*							+		**
<i>Trachelomonas cylindrica</i> Ehrenberg	+	*										+		*
<i>Trachelomonas duplex</i> (Deflandre) Couté & Tell	+	***				+	+	***				+		**
<i>Trachelomonas hispida</i> (Perty) F. Stéin	+	**				+		**				+	+	***
<i>Trachelomonas hispida</i> var. <i>coronata</i> Lemmermann						+		*	+		*	+		**
<i>Trachelomonas mirabilis</i> Svirenko			+		*							+		*
<i>Trachelomonas pisciformis</i> var. <i>bicoronata</i> Couté & Iltis			+		*	+		**	+		*	+		**
<i>Trachelomonas planctonica</i> Svirenko	+	*							+	+	*			
<i>Trachelomonas raciborski</i> Woloszyńska	+	**							+		**			
<i>Trachelomonas similis</i> (Stokes)	+	*	+		**	+	+	***	+		***	+		***
<i>Trachelomonas volvocina</i> (Ehrenb.) Ehrenberg	+	***	+	+	***	+	+	***	+		***	+	+	***
<i>Trachelomonas volvocina</i> var. <i>derephora</i> W. Conrad	+	***	+	+	**	+	+	***	+	+	***	+		**
<i>Trachelomonas woycickii</i> Koczwara	+	***	+		*	+	+	**	+		***	+		**
<i>Trachelomonas</i> sp.	+	*	+	+	*		+	**						
<b>Phacaceae</b>														
<i>Discoplastis spathirhyncha</i> (Skuja) Triemer	+	**	+		*	+		*	+		*	+		*
<i>Lepocinclis acuminata</i> Deflandre	+	*				+		*	+		**	+		*
<i>Lepocinclis acus</i> (Müller) Marin & Melkonian	+	***	+	+	***	+	+	***	+		***	+	+	***
<i>Lepocinclis fusiformis</i> (Carter) Lemmermann	+	**	+		*	+	+	***	+		***	+		**
<i>Lepocinclis longissima</i> (Defl.) Zakryś & Chaber	+	*				+		*						

Tableau XI (Suite)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO									
	Pél	FO	Pél	Epi										
<i>Lepocinclis marssonii</i> Lemmermann			+		*	+		***	+			+		*
<i>Lepocinclis ovum</i> (Ehrenb.) Lemmermann	+	**	+	+	*	+	+	***	+		***	+		**
<i>Lepocinclis oxyuris</i> (Schmarda) Marin & Melkonian	+	***	+		***	+		***	+		***	+	+	***
<i>Lepocinclis spirogyroides</i> Marin & Melkonian	+	***				+		***	+		***	+		**
<i>Lepocinclis</i> sp.	+	***	+		***	+		*				+	+	***
<i>Lepocinclis</i> sp.1	+	***	+		***				+		*	+		**
<i>Lepocinclis</i> sp.2			+		*	+		*	+		*			
<i>Phacus curvicauda</i> Svirenko	+	*	+		*	+		***	+	+	***	+	+	**
<i>Phacus dangeardii</i> Lemmermann	+	**				+		*						
<i>Phacus glaber</i> Pochmann	+	***				+		*	+		*			
<i>Phacus helikoides</i> Pochmann	+	**				+		**				+		**
<i>Phacus horridus</i> Pochmann	+	***				+		**				+		*
<i>Phacus inflatus</i> Playfair						+		*	+	+	**			
<i>Phacus lefevrei</i> Bourrelly						+		**	+		*	+		**
<i>Phacus limnophilus</i> (Lemm.) Linton & Karnkowska						+		*	+		*			
<i>Phacus longicauda</i> (Ehrenb.) Dujardin	+	***	+		***	+		*	+		***	+		***
<i>Phacus onyx</i> Pochmann			+		*	+		*	+		**	+		**
<i>Phacus platalea</i> Drezepolski	+	***	+	+	***	+	+	***	+	+	***	+	+	***
<i>Phacus pleuronectes</i> (Müller) Dujardin	+	***	+		*	+		**				+		*
<i>Phacus ranulus</i> Pochmann	+	*	+		*	+		*	+		**	+		*
<i>Phacus rotundus</i> (Pochm.) Zakryś & Łukomska			+	+	**	+		**	+		*			
<i>Phacus salinus</i> (Fritsch) Linton & Karnkowska	+	***	+	+	***	+	+	***	+		***	+		***
<i>Phacus swirenkoi</i> Skvortzov						+		*				+		**
<i>Phacus tortus</i> (Lemm.) Skvortzov	+	**	+	+	***	+		***	+		**	+		***
<i>Phacus triquetrus</i> (Ehrenb.) Dujardin			+		*	+	+	**						
<i>Phacus undulatus</i> (Skvortzov) Pochmann	+	***	+		*	+	+	**	+		**	+		***
<i>Phacus</i> sp.						+	+	***	+		**	+		*

Tableau XI (Suite et fin)

Taxons	Structures d'élevage													
	Barrage		RC			RPC			RSM			RSR		
			Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO	Habitat		FO
	Pél	FO	Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi		Pél	Epi	
<b>RHODOPHYTA (01 = 0,30%)</b>														
Florideophyceae														
Acrochaetiales														
Audouinellaceae														
<i>Audouinella</i> sp.	+	*								+	*	+	*	
<b>XANTHOPHYTA (03 = 0,88%)</b>														
Xanthophyceae														
Mischococcales														
Sciadiaceae														
<i>Centrtractus belonophorus</i> (Schmidle) Lemmermann	+	*					+	**	+	*	+	*		
Eustigmatophyceae														
Goniochloridales														
Goniochloridaceae														
<i>Pseudostaurastrum hastatum</i> (Reinsch) Chodat			+	+	***				+	*				
<i>Pseudostaurastrum</i> sp.	+	***	+		**	+	**	+	*	+	*	+	*	
<b>Richesse spécifique par habitat</b>	<b>185</b>		<b>192</b>	<b>88</b>		<b>195</b>	<b>116</b>		<b>187</b>	<b>91</b>		<b>199</b>	<b>94</b>	
<b>Richesse spécifique par structure d'élevage</b>	<b>185</b>		<b>219</b>			<b>234</b>			<b>220</b>			<b>223</b>		
<b>Richesse spécifique globale</b>	<b>341</b>													

Pél = Pélagique, Epi = Epiphytique, + = Présence du taxon, FO = Fréquence d'occurrence, \* = Taxon accidentel, \*\* = Taxon accessoire, \*\*\* = Taxon constant.

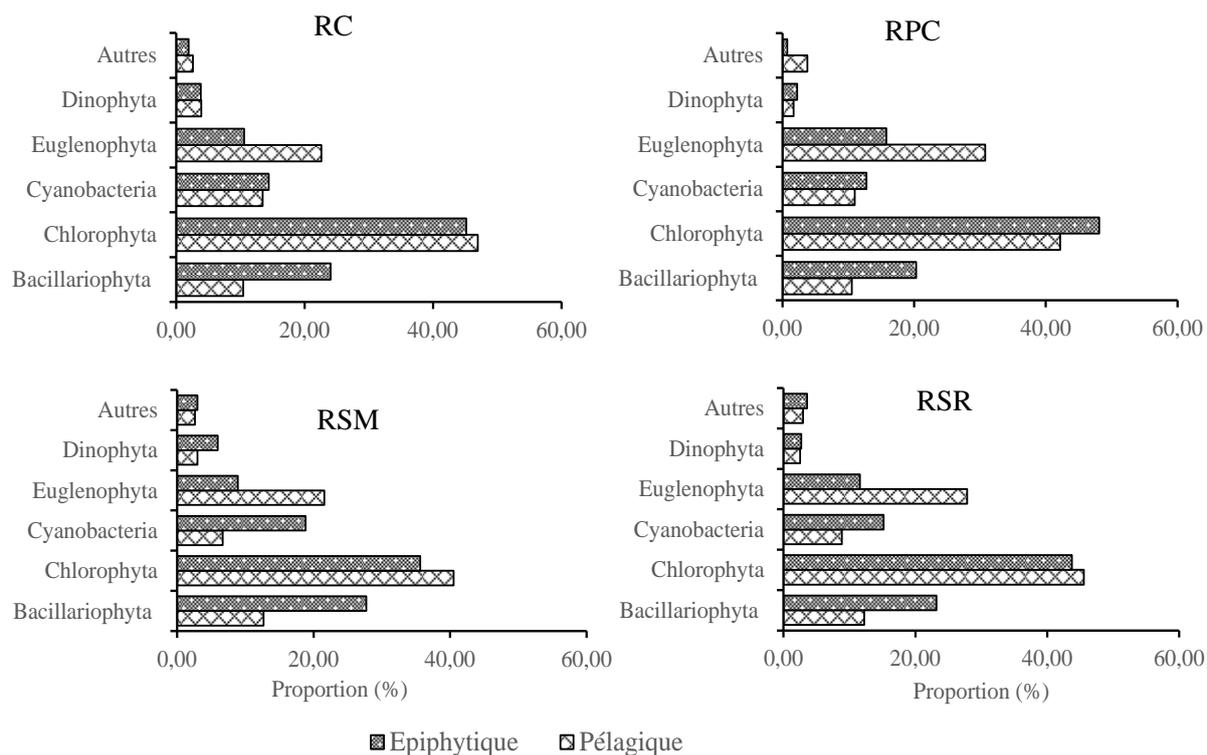
### **3.2.1.2. Proportion des différents embranchements de microalgues en fonction des habitats**

Les Chlorophyta pélagiques et épiphytiques ont prédominé dans tous les étangs rizipiscicoles avec des proportions allant de 38,64% (RSM) à 45,57% (RSR) (Figure 43). Ainsi, dans les étangs RC les taxons pélagiques sont constitués de 46,96% de Chlorophyta, 22,61% de Euglenophyta, 13,48% de Cyanobacteria, 10,43% de Bacillariophyta, moins de 5% de Dinophyta et des autres embranchements (Chrysophyta, Xanthophyta et Rhodophyta). Les microalgues épiphytiques de ces étangs sont composées de 45,19% de Chlorophyta, 24,04% de Bacillariophyta, 14,42% de Cyanobacteria, 10,58% de Euglenophyta. La proportion des Dinophyta et celle des autres embranchements n'ont pas excédé 6% de cette communauté épiphytique.

S'agissant des étangs RPC, les Chlorophyta, Euglenophyta, Cyanobacteria et Bacillariophyta ont représenté respectivement 42,19%, 30,80%, 12,78% et 10,55% de la communauté des microalgues pélagiques. L'ensemble de la contribution de la densité des Dinophyta et des autres embranchements n'a pas excédé 5% de la densité totale. Les taxons épiphytiques de ces étangs rizipiscicoles sont constitués de 48,18% de Chlorophyta, 20,30% de Bacillariophyta, 15,79% de Euglenophyta, 12,78% de Cyanobacteria et 2,26% de Dinophyta.

Concernant les étangs RSM, les taxons pélagiques sont composés de 40,52% de Chlorophyta, 21,56% de Euglenophyta, 12,66% de Bacillariophyta, 6,69% de Cyanobacteria et 2,97% de Dinophyta. Les autres embranchements n'ont représenté que 2,6% de la communauté phytoplanctonique de ces étangs. Les microalgues récoltées sur les tiges de riz de ces mêmes étangs sont composées de 38,64% de Chlorophyta, 27,73% de Bacillariophyta, 18,81% de Cyanobacteria, 8,92% de Euglenophyta et 5,94% de Dinophyta. La proportion des taxons épiphytiques des autres embranchements est de 2,97%.

Quant aux étangs RSR, les Chlorophyta, Euglenophyta, Bacillariophyta et Cyanobacteria constituent respectivement 45,57%, 27,85%, 12,24% et 8,86% de la communauté phytoplanctonique, alors que la proportion des Dinophyta et celle des autres embranchements sont moins de 6%. Les peuplements de microalgues épiphytiques sont composés de 43,75% de Chlorophyta, 23,21% de Bacillariophyta, 15,18% de Cyanobacteria et 11,61% de Euglenophyta. La proportion des Dinophyta et celle des autres embranchements n'ont pas surpassé 8%.



**Figure 43 :** Proportion des embranchements de microalgues selon les habitats dans les étangs rizipiscicoles

### 3.2.1.3. Occurrence des microalgues collectées dans les structures d'élevage

Les tableaux XI et XII présentent la fréquence d'apparition des différents taxons dans chaque structure d'élevage. Le tableau XI a permis de classer les taxons en trois catégories, à savoir les taxons constants, accessoires et accidentels. Le tableau XII montre que le nombre de taxons constants a été plus élevé dans le barrage (64 taxons) que dans les étangs rizipiscicoles où ce nombre a varié entre 39 (RSR) et 48 taxons (RPC). Concernant les taxons accessoires, leur nombre a été plus élevé dans les étangs RPC (64 taxons) et RSR (60 taxons), alors qu'ils ont été moins nombreux dans les étangs RC (44 taxons). Les taxons accidentels ont été plus nombreux dans tous les étangs rizipiscicoles avec un nombre allant de 122 à 133 taxons, alors qu'ils ont été moins abondants dans le barrage (64 taxons).

**Tableau XII :** Catégorie des taxons suivant leur occurrence dans les structures d'élevage

Structures d'élevage	Richesse spécifique	Nombre de taxons par catégorie		
		Constants	Accessoires	Accidentels
Barrage	185	64	57	64
RC	219	42	44	133
RPC	234	48	64	122
RSM	220	47	50	123
RSR	223	39	60	124

### 3.2.1.4. Similarité du peuplement entre les différentes structures d'élevage

Les valeurs de l'indice de similarité de Jaccard ont été faibles dans l'ensemble et inférieures à 0,5. Entre toutes les structures d'élevage, ces valeurs ont été comprises entre 0,19 et 0,46 puis entre 0,20 et 0,44 respectivement en prégrossissement et en grossissement de *O. niloticus* (Tableau XIII). Les étangs comparés entre eux ont été différents sur la base de la présence des taxons de microalgues. Toutefois, les plus faibles indices, entre le barrage et les étangs RPC (0,19) et RSR (0,22), d'une part, et entre les étangs RC et RSM (0,28), et RPC (0,20 et 0,28), d'autre part, ont montré une forte hétérogénéité entre ces structures d'élevage durant les phases d'élevage de *O. niloticus*.

**Tableau XIII** : Similarité entre les différentes structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla

Structure d'élevage	Indice de similarité de Jaccard									
	Phase de prégrossissement					Phase de grossissement				
Barrage	--					--				
RC	0,46	--				--				
RSR	0,22	0,33	--			0,30	--			
RPC	0,19	0,28	0,40	--		0,20	0,38	--		
RSM	0,36	0,28	0,30	0,32	--	0,31	0,44	0,25	--	
	Barrage	RC	RSR	RPC	RSM	RC	RSR	RPC	RSM	

### 3.2.1.5. Composition des microalgues potentiellement toxiques

Parmi les microalgues récoltées, 42 taxons (soit 12,31% de la richesse globale) sont potentiellement toxiques. Ces taxons sont constitués de 6 genres de Dinophyta (*Gymnodinium*, *Tovellia*, *Peridinium*, *Parvodinium*, *Alexandrium* et *Sphaerodinium*) et 15 genres de Cyanobacteria (Tableau XIV). Les espèces potentiellement toxiques du genre *Microcystis* et *Oscillatoria* ont été les plus représentées. *Microcystis aeruginosa* et *Peridinium bipes* ont été observées dans toutes les structures d'élevage et à chaque phase d'élevage de *Oreochromis niloticus*. Selon leurs propriétés toxiques, les taxons potentiellement hépatotoxiques et neurotoxiques ont été les plus nombreux avec respectivement un total de 32 et 26 taxons. Le nombre total de taxons potentiellement dermatotoxiques a été de 13 taxons. Huit taxons (*Calothrix* sp., *Planktolynghya contorta*, *Planktothrix compressa*, *Planktothrix prolifica*, *Tychonema bornetii*, *Tovellia* sp., *Peridinium bipes* et *Parvodinium elpatiewskyi*) sont potentiellement à la fois hépatotoxiques, neurotoxiques et dermatotoxiques. Dans les étangs rizipiscicoles, le nombre de taxons potentiellement toxiques a été compris entre 25 (RSM) et 28 (RC et RPC), alors que celui du barrage a été de 24 taxons. Par rapport à la richesse spécifique des microalgues dans chaque structure d'élevage, le taux des taxons potentiellement toxiques a varié entre 11,96% (RPC) et 12,97% (Barrage).

**Tableau XIV** : Liste des microalgues potentiellement toxiques collectées dans les structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla

Taxons	Mécanismes de toxicité	Structures d'élevage									
		Barrage	RC		RPC		RSM		RSR		
			PPr	PGr	PPr	PGr	PPr	PGr	PPr	PGr	
<b>CYANOBACTERIA</b>											
<i>Anabaena affinis</i>	HN	+		+		+		+		+	
<i>Anabaena</i> sp.	HN	+				+		+		+	
<i>Anabaena</i> sp.1	HN							+		+	
<i>Aphanocapsa annulata</i>	HN	+								+	
<i>Aphanocapsa</i> sp.	HN	+						+	+		
<i>Calothrix</i> sp.	HND			+				+		+	
<i>Stichosiphon willei</i>	D			+		+				+	
<i>Leptolyngbya angustissima</i>	DN					+					
<i>Leptolyngbya</i> sp.	DN				+				+		
<i>Merismopedia punctata</i>	H	+	+	+	+	+	+	+	+	+	
<i>Microcystis aeruginosa</i>	H	+	+	+	+	+	+	+	+	+	
<i>Microcystis flos-aquae</i>	H			+		+					
<i>Microcystis wesenbergii</i>	H	+		+						+	
<i>Microcystis</i> sp.	H		+			+			+	+	
<i>Microcystis</i> sp.1	H	+				+				+	
<i>Nostoc piscinale</i>	HN	+						+		+	
<i>Nostoc</i> sp.	HN	+	+								
<i>Oscillatoria acuta</i>	H	+		+		+		+		+	
<i>Oscillatoria articulate</i>	H	+		+		+					
<i>Oscillatoria chlorina</i>	H			+		+				+	
<i>Oscillatoria limosa</i>	H			+		+					
<i>Oscillatoria subbrevis</i>	H	+		+		+		+		+	
<i>Oscillatoria proboscidea</i>	H		+	+				+	+		
<i>Oscillatoria</i> sp.	HN	+		+							
<i>Phormidium mucicola</i>	H			+				+			
<i>Phormidium</i> sp.	H					+		+			
<i>Lyngbya</i> sp.	ND	+	+	+				+			
<i>Lyngbya</i> sp.1	ND	+			+	+	+				
<i>Planktolyngbya contorta</i>	HND	+						+	+		
<i>Planktothrix compressa</i>	HND					+				+	
<i>Planktothrix prolifica</i>	HND	+		+		+		+		+	
<i>Tychonema bornetii</i>	HND		+	+	+		+	+			
<i>Pseudanabaena catenata</i>	N			+		+		+			
<i>Pseudanabaena</i> sp.	N					+				+	
<i>Pseudanabaena</i> sp.1	N	+			+		+			+	
<b>DINOPHYTA</b>											
<i>Gymnodinium</i> sp.	H	+		+						+	
<i>Tovellia</i> sp.	HND			+				+			
<i>Peridinium bipes</i>	HND	+	+	+	+	+	+	+	+	+	
<i>Alexandrium tamarense</i>	N			+		+		+			
<i>Parvodinium elpatiewskyi</i>	HND	+	+	+			+	+		+	
<i>Parvodinium cunningtonii</i>	N	+		+		+	+	+	+	+	
<i>Sphaerodinium fimbriatum</i>	N	+		+		+		+		+	
<b>Total par phase d'élevage</b>				<b>9</b>	<b>26</b>	<b>6</b>	<b>24</b>	<b>9</b>	<b>23</b>	<b>8</b>	<b>24</b>
<b>Total par structure d'élevage</b>	<b>42</b>	<b>24</b>	<b>28</b>		<b>28</b>		<b>25</b>		<b>27</b>		

PPr = Phase de pré-grossissement, PGr = Phase de grossissement, H = Hépatotoxique, D = Dermatotoxique, N = Neurotoxique, + = présence du taxon

En fonction des phases d'élevage de *O. niloticus*, les taxons potentiellement toxiques identifiés durant le grossissement (23 à 26) ont été plus nombreux que ceux observés en pré-grossissement (6 à 9).

Le tableau XV montre que les taxons potentiellement hépatotoxiques et neurotoxiques ont été les plus nombreux dans les structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla. Le nombre de taxons potentiellement hépatotoxiques, neurotoxiques ou dermatotoxiques a été sensiblement identique dans les différents étangs rizipiscicoles. La richesse spécifique des taxons hépatotoxiques a été comprise entre 17 (RPC) et 22 (RC) taxons. Le nombre de taxons neurotoxiques est compris entre 12 (RC) et 17 (RSM), alors que celui des taxons dermatotoxiques est compris entre 4 et 7 taxons.

**Tableau XV :** Richesse spécifique des taxons potentiellement toxiques inventoriés dans les structures d'élevage

Structures d'élevage	Nombre de taxons		
	Hépatotoxiques	Neurotoxiques	Dermatotoxiques
Barrage	19	14	4
RC	22	12	7
RPC	17	13	7
RSM	19	17	7
RSR	21	15	7

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment exogène, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

### 3.2.2. Discussion

Dans l'ensemble, 341 taxons de microalgues ont été identifiés dans l'eau des structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla. La forte richesse spécifique enregistrée dans cette étude pourrait s'expliquer par le fait que les microalgues ont été collectées à la fois dans la colonne d'eau et sur les parties submergées des tiges de riz qui maintiennent la disponibilité du biofilm algal. Cette forte richesse pourrait être aussi liée à la disponibilité des nutriments et au régime lentique des structures d'élevage qui favoriseraient le cycle de développement complet des microalgues. En effet, la disponibilité des nutriments affecte la composition spécifique des microalgues (Caron *et al.*, 2000). Pour Blé *et al.* (2007), les aliments exogènes en pisciculture stimulent les voies trophiques en favorisant la diversité et le

développement rapide des organismes planctoniques. Le nombre de taxons inventoriés sur la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla est très élevé par rapport à celui de Avit *et al.* (2012) et de Kra *et al.* (2021) qui ont récolté respectivement 19 et 197 taxons dans les étangs rizipiscicoles et piscicoles de la station piscicole du CNRA de Bouaké en Côte d'Ivoire.

Les Chlorophyta et les Euglenophyta ont été les embranchements les plus diversifiés avec respectivement 156 et 72 taxons. La forte diversité de ces embranchements dans l'eau des structures d'élevage de cette étude serait attribuable à la richesse de ces eaux en nutriments et en matières organiques. Selon les travaux de Adon *et al.* (2017) dans le Bandama blanc et ceux de Gropa *et al.* (2019) dans le lac de Kossou, la diversité de ces deux embranchements dans les hydrosystèmes est essentiellement liée à la richesse des eaux de ces milieux en nutriments et en substances organiques putrescibles. La dominance de ces embranchements dans la richesse spécifique globale justifierait le niveau de pollution organique des eaux de la ferme rizipiscicole allant de fortement à très pollué. En effet, la présence des Euglenophyta, en particulier les individus du genre *Euglena*, est connue pour leur prédilection des eaux eutrophes *sensu lato* riches en substances organiques putrescibles provenant de leur environnement (Rahman *et al.*, 2012). La forte diversité des Chlorophyta et des Euglenophyta dans les milieux piscicoles a été également constatée par Kra *et al.* (2021), Anougbo (2022) et Konan *et al.* (2024) respectivement dans les étangs de la station piscicole du CNRA de Bouaké, la ferme piscicole Verte d'Azaguié et les étangs piscicoles de la région d'Azaguié Abey en Côte d'Ivoire.

La richesse spécifique des microalgues a été sensiblement identique dans les étangs rizipiscicoles. Ce résultat pourrait être lié au fait que tous les étangs rizipiscicoles sont alimentés en eau par le même barrage qui contiendrait les mêmes inocula d'algues.

Selon les habitats occupés, le nombre de taxons pélagiques dans tous les étangs rizipiscicoles a été plus élevé que celui des taxons récoltés sur les tiges de riz submergées de ces étangs. Cette différence serait attribuable au déplacement et au broutage des poissons. En effet, la mobilité et les activités de broutage des poissons permettent le détachement des microalgues qui se retrouvent dans la colonne d'eau, ce qui réduirait la diversité des microalgues épiphytiques. Le détachement des microalgues fixées aux tiges de riz justifierait les 8 taxons communs aux peuplements phytoplanctonique et épiphytique dans tous les étangs rizipiscicoles.

Le nombre de taxons constants dans les étangs rizipiscicoles a varié entre 39 et 48. La présence constante de ces taxons dans les échantillons d'eau prélevés serait liée à leur capacité de prolifération et d'adaptation dans l'eau des structures d'élevage qui est polluée. En effet, les espèces constantes sont celles qui caractérisent mieux les assemblages et sont généralement les mieux adaptées à l'environnement (Aprile *et al.*, 2014).

Les indices de similarité ont été faibles dans l'ensemble et inférieurs à 0,50. Ces faibles indices montreraient que la composition spécifique des microalgues était hétérogène d'une structure d'élevage à l'autre. La différence entre les espèces des habitats indique que les conditions environnementales dans ces habitats déterminent un « turn-over » des principales espèces (De Bello *et al.*, 2007). L'hétérogénéité des peuplements de microalgues entre les étangs rizipiscicoles pourrait être liée à l'absence d'échange d'eau entre ces étangs lors de chaque phase d'élevage.

Quarante-deux taxons de microalgues potentiellement toxiques composés de 6 genres de Dinophyta et 15 genres de Cyanobacteria ont été inventoriés dans l'eau des structures d'élevage. La forte représentation des genres de Cyanobacteria potentiellement toxiques s'expliquerait par la grande diversité de cet embranchement par rapport à celui des Dinophyta.

Parmi tous les taxons potentiellement toxiques, *Microcystis aeruginosa* et *Peridinium bipes* ont été observés dans toutes les structures d'élevage et à chaque phase d'élevage. Ce résultat serait attribuable aux exigences écologiques et aux caractéristiques morphologiques de ces deux espèces. La présence des microalgues productrices de toxines (Microcystines-LR et d'hépatotoxines) a été également observée dans les sites piscicoles de Soubré par Adon (2023). Le nombre de taxons potentiellement hépatotoxiques, neurotoxiques ou dermatotoxiques a été sensiblement similaire dans les différents étangs rizipiscicoles. Ce résultat indique que l'apport de sous-produits agricoles dans les étangs rizipiscicoles ne modifie pas la richesse spécifique de ces microalgues potentiellement toxiques. Les taxons hépatotoxiques et neurotoxiques ont été les plus nombreux. D'après Van Apeldoorn *et al.* (2007) et Warren *et al.* (2011), ces taxons sont les plus fréquemment rencontrés lors de la prolifération de Cyanobacteria productrices de toxines. La présence de ces taxons dans l'eau constituerait un risque d'intoxication humaine et pour l'ensemble des organismes phytophages (zooplancton, les poissons) tel que signalé par Gugger *et al.* (2005) et Pantelić *et al.* (2013). En effet, les microalgues hépatotoxiques et neurotoxiques peuvent libérer dans l'eau des exotoxines telles que les microcystines, les anatoxines-a et les cylindrospermopsines. Ces toxines libérées pourraient agir directement sur la faune et provoquer la mortalité des poissons (Lassus *et al.*, 2016). Trinchet (2014) a observé que l'exposition chronique de poissons, dans les milieux, à des blooms de Cyanobacteria productrices de microcystines entraîne la lyse cellulaire et les réactions inflammatoires des tissus des poissons. Par ailleurs, l'ingestion massive des taxons producteurs d'endotoxines par les poissons pourrait les rendre impropre à la consommation humaine (Sournia, 1995 ; Lassus *et al.*, 2016).

### 3.3. Structure et déterminisme de la prolifération des peuplements de microalgues dans les étangs rizipiscicoles

#### 3.3.1. Résultats

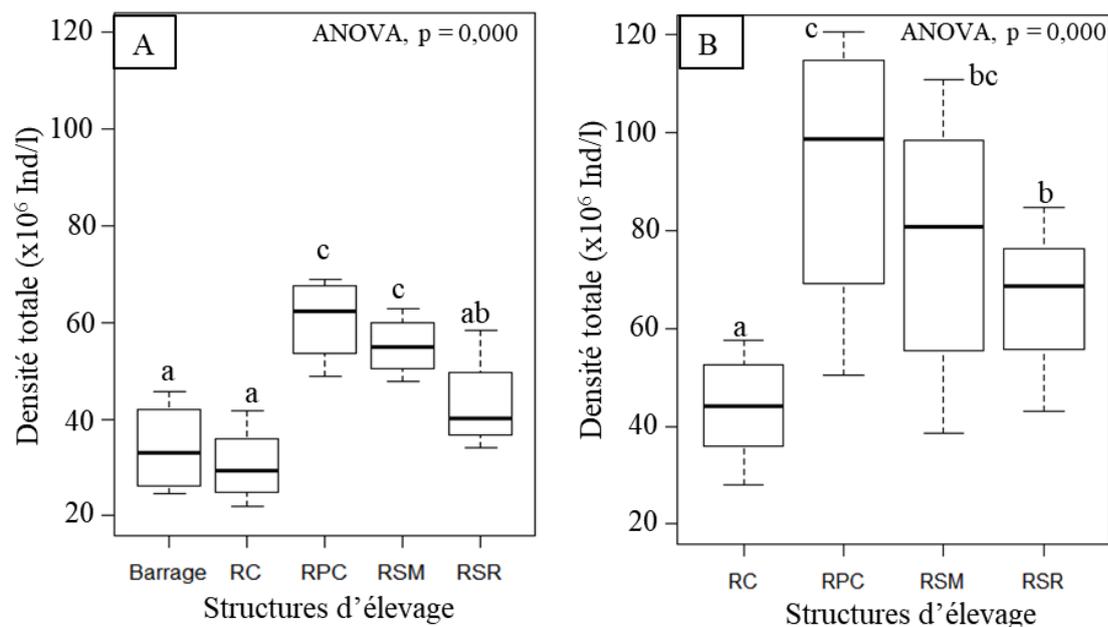
##### 3.3.1.1. Structure et déterminisme des peuplements des microalgues pélagiques

##### 3.3.1.1.1. Structure des peuplements des microalgues pélagiques

##### 3.3.1.1.1.1. Variations spatiales de la densité du phytoplancton au cours du prégrossissement et de grossissement de *Oreochromis niloticus*

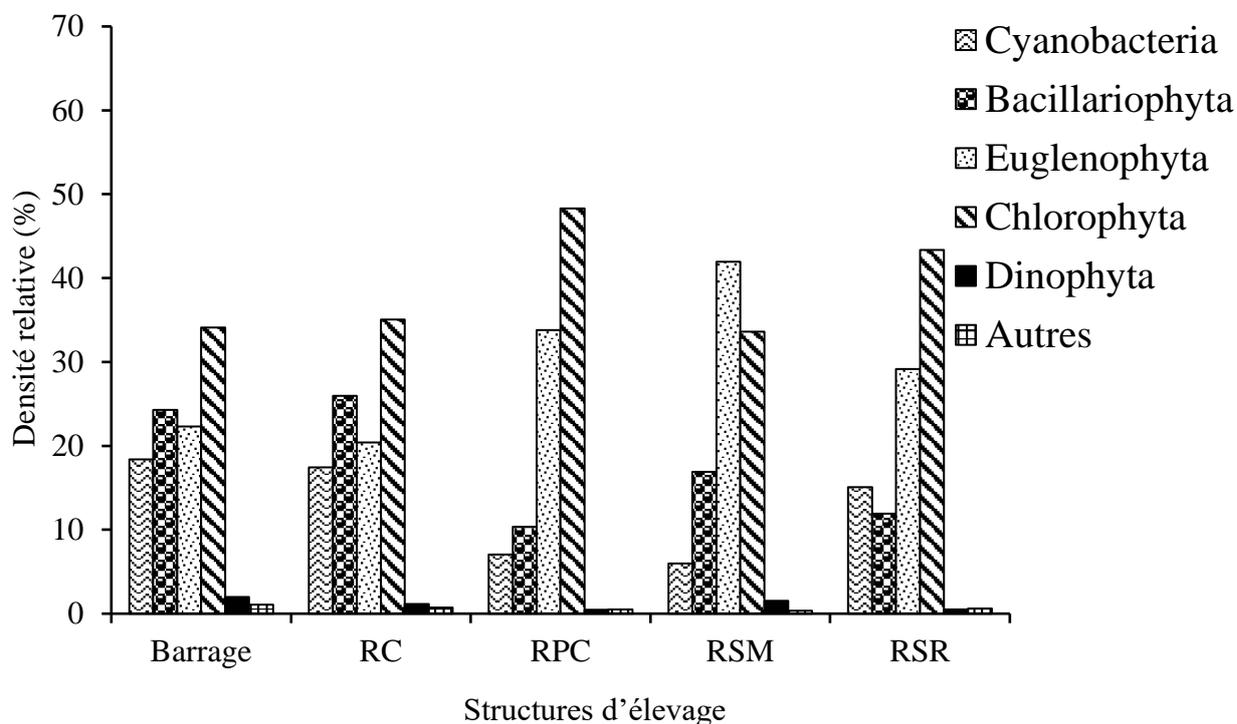
La variation de la densité du phytoplancton est présentée par les figures 44, 45 et 46. Les densités totales du phytoplancton enregistrées en phase de prégrossissement de *O. niloticus* ont été plus faibles que celles obtenues en grossissement. En prégrossissement (Figure 44 A), la densité la plus élevée ( $68,82 \cdot 10^6$  Ind/l) a été enregistrée dans les étangs RPC, alors que la plus faible ( $21,88 \cdot 10^6$  Ind/l) a été obtenue dans les étangs RC. Pendant le grossissement (Figure 44 B), la densité totale du phytoplancton a varié entre  $28,07 \cdot 10^6$  (RC) et  $120,57 \cdot 10^6$  Ind/l (RPC). Au cours de ces deux phases d'élevage, la densité totale des microalgues pélagiques a été significativement plus élevée dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles, notamment dans les étangs RPC, que dans les étangs témoins (RC) et le barrage (ANOVA,  $p < 0,05$ ).

Relativement, une prédominance des individus appartenant à l'embranchement des Chlorophyta a été observée avec des proportions allant de 34,12% (Barrage) à 48,30% (RPC) en phase de prégrossissement (Figure 45) et de 27,85% (RPC) à 61,76% (RSM) au cours du grossissement de *O. niloticus* (Figure 46). Durant ces deux phases d'élevage, la densité relative des Euglenophyta pélagiques occupe la deuxième place dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles. En revanche, les Bacillariophyta pélagiques occupent cette même place au niveau du barrage et des étangs témoins (RC). La densité relative cumulée des individus pélagiques des autres embranchements (Xanthophyta, Rhodophyta et Chrysophyta) dans les différents étangs n'a pas excédé 1% pendant la période d'étude.



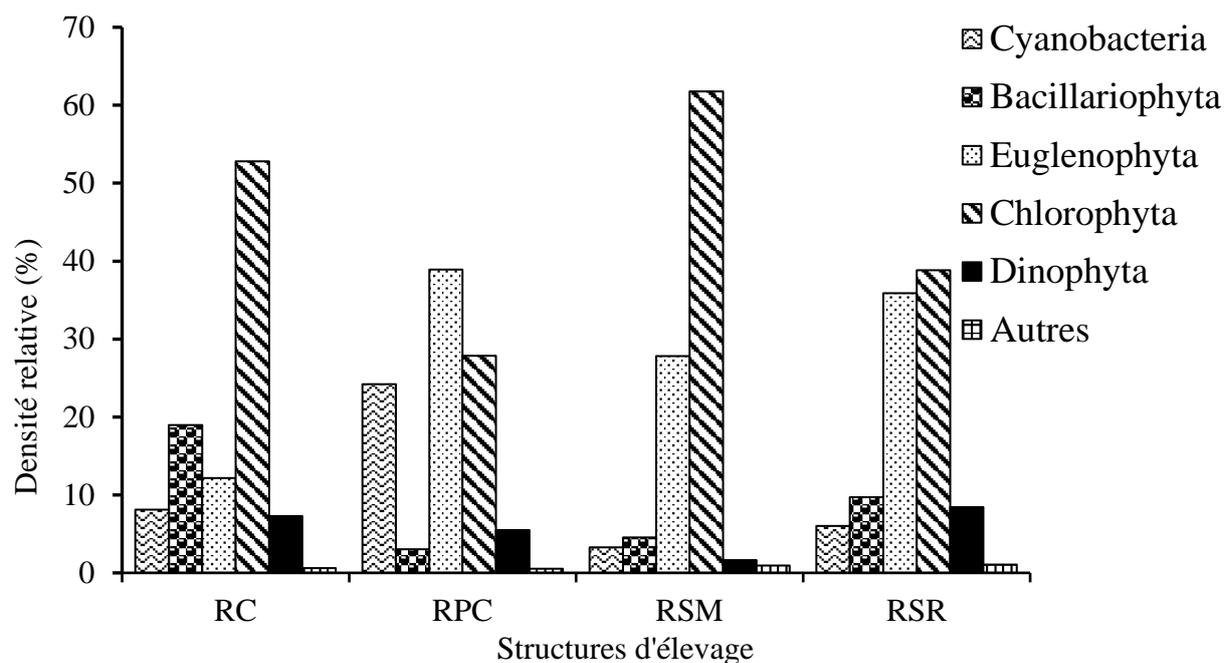
**Figure 44 :** Abondance totale des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage durant la phase de pré-grossissement (A) et de grossissement (B) de *O. niloticus*

Les boîtes partageant au moins une lettre en commun ne diffèrent pas significativement au seuil de 5%.



**Figure 45 :** Abondance relative des embranchements des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage en phase de pré-grossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment exogène, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs



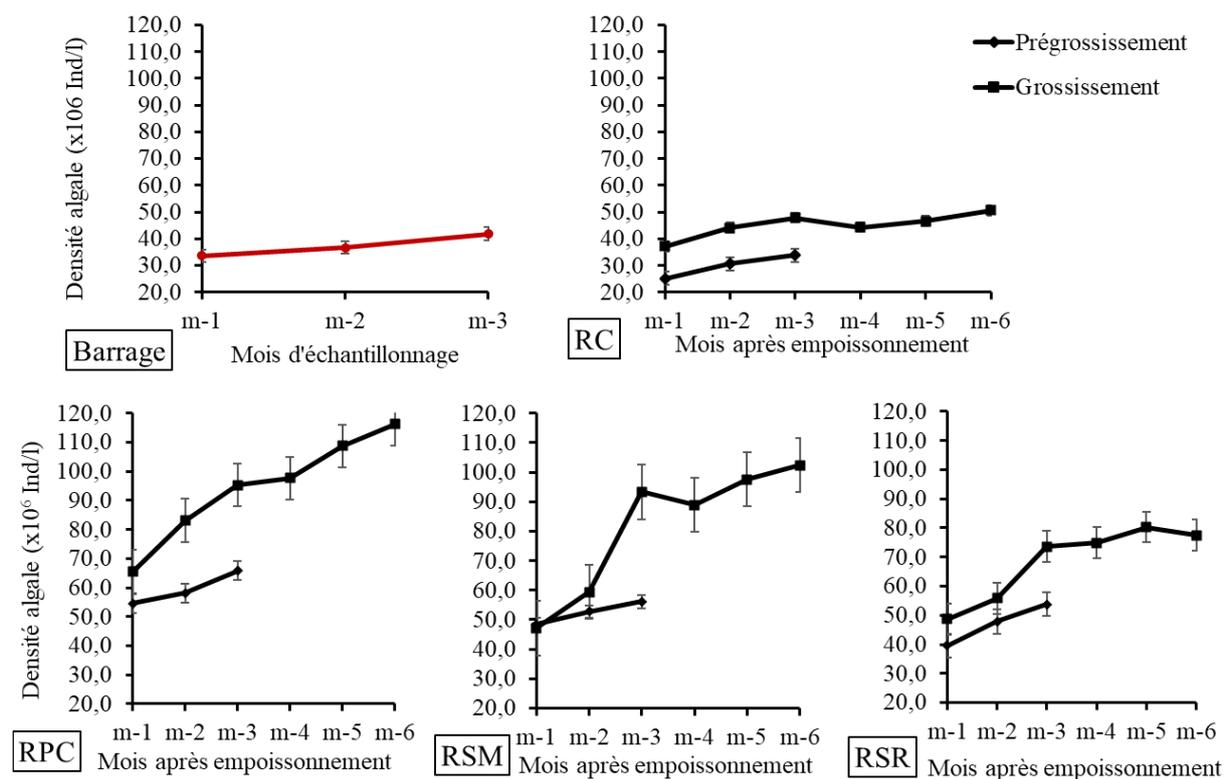
**Figure 46 :** Abondance relative des embranchements des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage en phase de grossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment exogène, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

### 3.3.1.1.2. Dynamique mensuelle de la densité du phytoplancton au cours du pré-grossissement et de grossissement de *Oreochromis niloticus*

La tendance générale de l'évolution mensuelle de la densité absolue des microalgues dans la colonne d'eau des différentes structures d'élevage a été similaire (Figure 47). Durant le pré-grossissement et le grossissement, le rythme d'évolution de la densité du phytoplancton dans l'eau du barrage et des étangs rizipiscicoles sans aliments exogènes (RC) a été plus lente par rapport à celle des étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles. Dans le barrage, les moyennes de la densité algale ont augmenté graduellement de  $36,6 \cdot 10^6$  à  $41,8 \cdot 10^6$  Ind/l observées respectivement au premier mois (m-1) et au troisième (m-3) mois d'échantillonnage. Au niveau des étangs RC, les moyennes de la densité du phytoplancton ont également augmenté de  $25,20 \cdot 10^6$  (m-1) à  $33,8 \cdot 10^6$  Ind/l (m-3) et de  $37,19 \cdot 10^6$  (m-1) à  $50,7 \cdot 10^6$  Ind/l (m-6) respectivement en pré-grossissement et en grossissement de *O. niloticus*. Pendant la phase de pré-grossissement et de grossissement, les densités moyennes minimales du phytoplancton qui étaient respectivement de  $54,6 \cdot 10^6$  Ind/l et de  $65,5 \cdot 10^6$  Ind/l en début de cycle (m-1) dans les étangs RPC ont atteint les maximales de  $65,8 \cdot 10^6$  Ind/l (m-3) et de  $116,32 \cdot 10^6$  Ind/l (m-6) en fin de ces cycles respectives. Concernant l'évolution mensuelle de la densité du phytoplancton

dans les étangs RSM, les moyennes ont augmenté de  $48,5 \cdot 10^6$  (m-1) à  $56,1 \cdot 10^6$  Ind/l (m-3) en pré-grossissement et de  $47,81 \cdot 10^6$  (m-1) à  $102,4 \cdot 10^6$  Ind/l (m-3) en grossissement de *O. niloticus*. Dans les étangs RSR, les moyennes mensuelles de la densité du phytoplancton ont accru de  $39,5 \cdot 10^6$  (m-1) à  $53,8 \cdot 10^6$  Ind/l (m-3) et de  $48,65 \cdot 10^6$  (m-1) à  $77,5 \cdot 10^6$  Ind/l (m-6) respectivement en pré-grossissement et en grossissement de *O. niloticus*. Dans l'ensemble, les fortes densités du phytoplancton ont été obtenues en fin du cycle de grossissement de *O. niloticus* (m-6) dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles.



**Figure 47** : Variation mensuelle de la densité des microalgues pélagiques après l’empoissonnement des étangs rizipiscicoles en pré-grossissement et en grossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d’aliment exogène, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

### 3.3.1.1.3. Taxons phytoplanctoniques dominants dans les structures d’élevage

Parmi les microalgues pélagiques récoltées durant la phase de pré-grossissement, 15 taxons ont été considérés dominants (contribution  $\geq 10\%$  de la densité totale) dans l’eau des structures d’élevage de *O. niloticus* (Tableau XVI). Ce sont 2 taxons appartenant aux Bacillariophyta (*Pinnularia major* et *Pinnularia acrosphaeria*), 4 aux Chlorophyta (*Coelastrum cambricum*,

*Lacunastrum gracillimum*, *Desmodesmus armatus* var. *longispina* et *Desmodesmus opoliensis*), 1 taxon respectivement aux Cyanobacteria (*Microcystis aeruginosa*) et aux Dinophyta (*Peridinium bipes*). Les 7 autres taxons sont des Euglenophyta. Au cours de cette phase, *Coelastrum cambricum*, *Lepocinclis fusiformis*, *Lepocinclis ovum* et *Trachelomonas volvocina* sont dominants au moins dans trois structures d'élevage. Au grossissement, 20 taxons ont été considérés dominants dans l'eau des structures d'élevage (Tableau XVII). Il s'agit de 3 taxons de Bacillariophyta (*Navicula* sp., *Pinnularia major* et *Pinnularia gibba*), 3 taxons de Cyanobacteria (*Anabaena affinis*, *Oscillatoria subbrevis* et *Microcystis aeruginosa*), 5 taxons de Euglenophyta (*Euglena* sp., *Phacus rotundus*, *Phacus platalea*, *Lepocinclis ovum* et *Lepocinclis fusiformis*), 2 taxons de Dinophyta (*Peridinium bipes* et *Parvodinium cunningtonii*) et 7 taxons de Chlorophyta. Durant cette même phase, *Microcystis aeruginosa* a été dominante dans au moins trois étangs rizipiscicoles avec une proportion allant de 23,09 à 32,43%.

**Tableau XVI :** Taxons phytoplanctoniques dominants (contribution  $\geq 10\%$  de la densité totale) dans les structures d'élevage en phase de prégrossissement de *O. niloticus*

Taxons	Abréviation	Proportion de dominance (%)				
		Barrage RC	RPC	RSM	RSR	
<b>CYANOBACTERIA</b>						
<i>Microcystis aeruginosa</i>	Miae	8,85	6,41	4,3	8,74	15,32
<b>BACILLARIOPHYTA</b>						
<i>Pinnularia major</i>	Pima	2,5	10,08	12,45	3,6	7,2
<i>Pinnularia acrosphaeria</i>	Piac	10,9	6,05	8,52	3,89	4,48
<b>CHLOROPHYTA</b>						
<i>Coelastrum cambricum</i>	Coca	4,3	6,45	18,61	10,04	8,74
<i>Lacunastrum gracillimum</i>	Lagr	5,4	2,56	7,78	12,8	5,23
<i>Desmodesmus opoliensis</i>	Deop	0	3,87	20,36	5,96	10,22
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>longispina</i>	Dearl	0	11,87	0	4,54	20,05
<b>DINOPHYTA</b>						
<i>Peridinium bipes</i>	Pebi	23,1	15,36	3,14	6,87	10,21
<b>EUGLENOPHYTA</b>						
<i>Euglena ehrenbergii</i> var. <i>africana</i>	Eueha	10,9	4,2	6,7	8,5	1,82
<i>Lepocinclis fusiformis</i>	Lefu	14,6	11,65	21,3	5,6	18,6
<i>Lepocinclis ovum</i>	Leov	12,9	10,4	19,58	10,35	11,46
<i>Phacus longicauda</i>	Phl	7,45	3,5	20,4	6,98	11,37
<i>Phacus platalea</i>	Phpl	10,2	12,36	10,28	9,54	3,14
<i>Phacus tortus</i>	Phto	3,56	0	5,78	13,11	21,5
<i>Trachelomonas volvocina</i>	Trvo	6,8	10,57	14,08	22,01	17,31

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment exogène, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

**Tableau XVII :** Taxons phytoplanctoniques dominants (contribution  $\geq 10\%$  de la densité totale) dans les structures d'élevage en phase de grossissement de *Oreochromis niloticus*

Taxons	Abréviation	Proportion (%)			
		RC	RPC	RSM	RSR
<b>CYANOBACTERIA</b>					
<i>Anabaena affinis</i>	Anaf	6,87	30,32	1,92	12,3
<i>Oscillatoria subbrevis</i>	Ossu	3,40	16,25	5,87	0
<i>Microcystis aeruginosa</i>	Miae	23,09	10,1	6,90	32,43
<b>BACILLARIOPHYTA</b>					
<i>Navicula</i> sp.	Nasp.	20,14	0	6,44	10,06
<i>Pinnularia major</i>	Pima	1,8	10,5	2,54	4,78
<i>Pinnularia gibba</i>	Pigi	5,13	12,59	3,1	4,53
<b>CHLOROPHYTA</b>					
<i>Ankistrodesmus bibraianus</i>	Anbi	11,2	6,87	3,06	0
<i>Coelastrum cambricum</i>	Coca	5,01	15,6	20,31	1,14
<i>Scenedesmus naegeli</i>	Scna	6,15	6,02	2,91	14,16
<i>Desmodesmus opoliensis</i>	Deop	11,06	7,33	25,85	4,69
<i>Desmodesmus quadricaudata</i>	Dequ	2,29	4,96	15,75	8,21
<i>Staurastrum setigerum</i>	Stse	24,51	3,8	7,12	0
<i>Kirchneriella irregularis</i>	Kiir	16,09	6,78	0	28,8
<b>EUGLENOPHYTA</b>					
<i>Euglena</i> sp.	Eusp.	1,45	2,85	10,29	5,71
<i>Phacus rotundus</i>	Phr	0	10,5	0	13,42
<i>Phacus platalea</i>	Phpl	10,5	4,9	7,85	21,05
<i>Lepocinclis ovum</i>	Leov	6,72	9,27	37,29	2,69
<i>Lepocinclis fusiformis</i>	Lefu	3,58	11,54	15,3	6,05
<b>DINOPHYTA</b>					
<i>Peridinium bipes</i>	Pebi	10,5	27,12	0	12,03
<i>Parvodinium cunningtonii</i>	Pacu	30,46	0	7,56	3,56

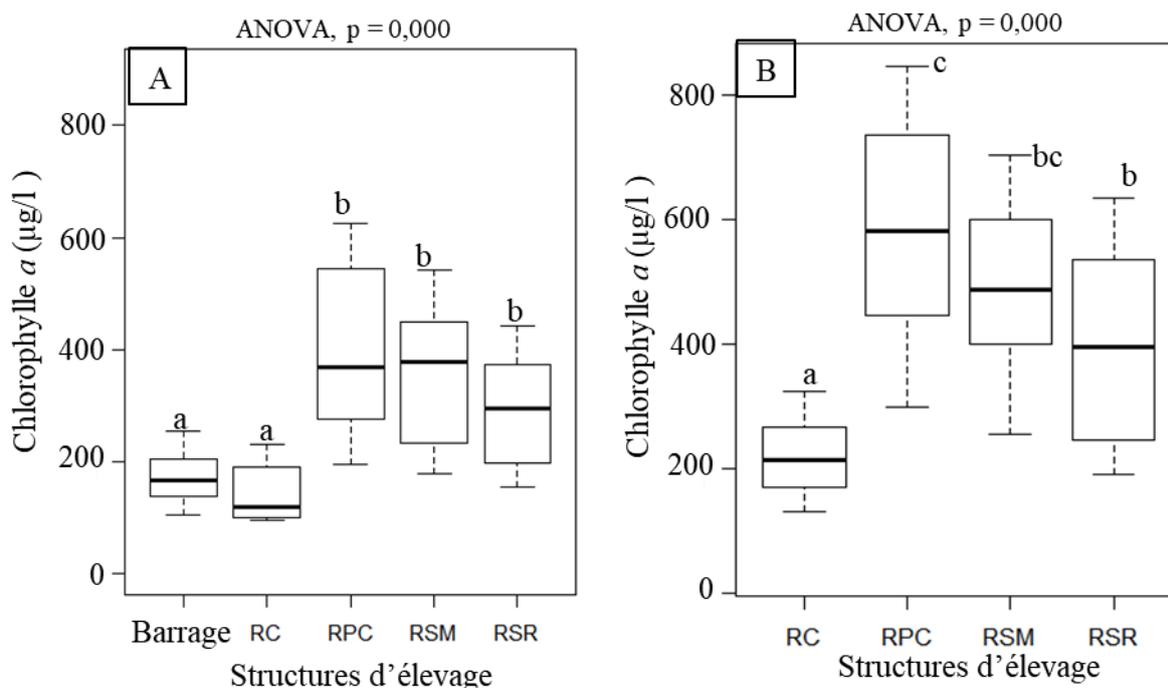
RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment exogène, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

#### 3.3.1.1.1.4. Variations de la teneur en chlorophylle *a* durant les deux phases d'élevage

Les concentrations de la chlorophylle *a* dans l'eau des structures d'élevage sont présentées par la figure 48. En pré-grossissement, la teneur en chlorophylle *a* a varié entre 96,41 et 648,6  $\mu\text{g/l}$  (Figure 48 A). La valeur minimale a été observée dans les étangs rizipiscicoles sans apport alimentaire (RC) et la valeur maximale a été obtenue dans les étangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits combinés (RPC). La concentration de la chlorophylle *a* dans l'eau du barrage qui alimente les étangs rizipiscicole a oscillé entre 107 et 275  $\mu\text{g/l}$ .

Pendant le grossissement (Figure 48 B), les concentrations en chlorophylle *a* ont fluctué entre 78,6 (RC) et 876,59  $\mu\text{g/l}$  (RPC).

Les tests de Kruskal-Wallis et U de Mann-Whitney ont montré que dans l'ensemble la concentration de la chlorophylle *a* a été significativement plus forte ( $p < 0,05$ ) dans les étangs rizipiscicoles où les poissons ont été nourris avec des sous-produits agricoles (RPC, RSM et RSR) que celle du témoin RC et du barrage d'alimentation.



**Figure 48 :** Variations de la concentration en chlorophylle *a* de l'eau des structures d'élevage en pré-grossissement (A) et en grossissement (B) de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliment exogène, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits agricoles combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs. Les boîtes partageant au moins une lettre en commun ne diffèrent pas significativement au seuil de 5%.

### 3.3.1.1.5. Variations de la raréfaction de la richesse des microalgues pélagiques

Les moyennes des richesses raréfiées des microalgues pélagiques échantillonnées dans les structures d'élevage sont consignées dans le tableau XVIII. La plus faible moyenne de la richesse raréfiée a été enregistrée dans le barrage ( $11,95 \pm 5,25$ ). Pendant la phase de pré-grossissement, les moyennes de la richesse raréfiée des microalgues pélagiques récoltées dans les étangs rizipiscicoles ont oscillé entre  $14,30 \pm 8,17$  (RC) et  $24,31 \pm 5,8$  (RPC). En phase de grossissement, ces moyennes ont fluctué entre  $16,49 \pm 6,4$  (RC) et  $32,13 \pm 9$  (RPC).

Au cours de ces deux phases d'élevage de *O. niloticus*, la richesse raréfiée des microalgues récoltées dans la colonne d'eau des structures d'élevage a été significativement différente d'une structure d'élevage à l'autre au seuil de 5%. Ces richesses ont été significativement plus faibles dans le barrage et les étangs rizipiscicoles témoins (RC) par rapport aux étangs rizipiscicoles où les poissons ont été nourris avec des sous-produits agricoles (Test de U de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ).

**Tableau XVIII** : Valeurs moyennes des richesses raréfiées des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage pendant les phases de prégrossissement et de grossissement de *Oreochromis niloticus*

Phase d'élevage	Structures d'élevage					p
	Barrage	RC	RPC	RSM	RSR	
PPr	11,95 ± 5,25 <sup>a</sup>	14,30 ± 8,17 <sup>a</sup>	32,93 ± 8,66 <sup>b</sup>	17,78 ± 7,40 <sup>a</sup>	24,31 ± 5,80 <sup>ab</sup>	0,031
PGr	-	16,49 ± 6,46 <sup>a</sup>	34,70 ± 9,28 <sup>b</sup>	28,24 ± 7,18 <sup>ab</sup>	32,13 ± 9,07 <sup>b</sup>	0,004

PPr = Phase de prégrossissement, PGr = Phase de grossissement ; ± = écart – type. Les moyennes portant au moins une lettre alphabétique en commun sur chaque ligne du tableau ne diffèrent pas significativement au seuil de 5%.

### 3.3.1.1.6. Variations de la diversité des peuplements des microalgues pélagiques

Le tableau XIX présente les indices de diversité de Shannon et d'équitabilité des microalgues pélagiques collectées pendant les phases d'élevage de *O. niloticus*. Durant la phase de prégrossissement, les moyennes des indices de Shannon ont fluctué entre  $3,23 \pm 1,0$  (RPC) et  $3,47 \pm 0,66$  (RSM) bits/cells. Quant à l'indice d'équitabilité, les moyennes sont comprises entre  $0,77 \pm 0,18$  obtenue dans les étangs RPC et  $0,88 \pm 0,05$  enregistrée dans les étangs RC.

Au cours de la phase de grossissement, les moyennes de l'indice de Shannon ont oscillé entre  $3,23 \pm 1,08$  bits/cells obtenue dans les étangs RPC et  $3,47 \pm 0,66$  bits/cells observée dans les étangs RSM. S'agissant de l'équitabilité, les moyennes ont varié entre  $0,77 \pm 0,02$  (RPC) et  $0,88 \pm 0,05$  (RC).

Dans l'ensemble, les moyennes des indices de diversité de Shannon des microalgues pélagiques des structures d'élevages ont été supérieures à 3. Les valeurs ont varié faiblement ( $\Delta H'$  (PGr - PPr)  $< 0,6$  bits/cells) entre les deux phases d'élevage. Statistiquement, les indices de Shannon et d'équitabilité des microalgues pélagiques sont significativement identiques d'une structure d'élevage à l'autre au cours d'une même phase d'élevage (Test de Kruskal-Wallis,  $p > 0,05$ ).

**Tableau XIX** : Valeurs moyennes des indices de Shannon et d'équitabilité des microalgues pélagiques dans les structures d'élevage

Indices	Phase	Structures d'élevage					p
		Barrage	RC	RPC	RSM	RSR	
Shannon (H')	PPr	3,27 ± 2,1 <sup>a</sup>	3,44 ± 0,62 <sup>a</sup>	3,23 ± 1,08 <sup>a</sup>	3,47 ± 0,66 <sup>a</sup>	3,38 ± 0,71 <sup>a</sup>	0,72
	PGr	-	3,53 ± 0,36 <sup>a</sup>	3,28 ± 0,70 <sup>a</sup>	3,51 ± 0,37 <sup>a</sup>	3,69 ± 0,23 <sup>a</sup>	0,33
$\Delta H'$ (PGr - PPr)		-	0,09	0,05	0,04	0,31	
Equitabilité (E)	PPr	0,79 ± 0,18 <sup>a</sup>	0,88 ± 0,05 <sup>a</sup>	0,77 ± 0,02 <sup>a</sup>	0,78 ± 0,07 <sup>a</sup>	0,80 ± 0,04 <sup>a</sup>	0,49
	PGr	-	0,81 ± 0,06 <sup>a</sup>	0,74 ± 0,15 <sup>a</sup>	0,79 ± 0,08 <sup>a</sup>	0,82 ± 0,05 <sup>a</sup>	0,58

PPr = Phase de prégrossissement, PGr = Phase de grossissement ; ± = écart – type. Les valeurs portant la même lettre alphabétique sur chaque ligne du tableau ne diffèrent pas significativement au seuil de 5%. RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliment exogène, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits agricoles combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs

### 3.3.1.1.7. Considération des groupes fonctionnels des peuplements des microalgues

#### 3.3.1.1.7.1. Composition des groupes fonctionnels des microalgues pélagiques

En se référant aux groupes fonctionnels phytoplanctoniques proposés par Reynolds *et al.* (2002), les taxons dominants dans l'eau des structures d'élevage de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla ont été rassemblés en 08 groupes fonctionnels (Tableau XX). Ces groupes, dont 05 ont été identifiés en phase de prégrossissement et 08 en phase de grossissement sont entre autres X1, J, H2, MP, L<sub>M</sub>, L<sub>O</sub>, W1 et W2. Les groupes J et W2 ont été les plus représentatifs. Le groupe J a été représenté par 06 taxons dominants (contribution ≥ 10% de la densité totale) de Chlorophyta du genre *Coelastrum*, *Lacunastrum*, *Desmodesmus* et *Scenedesmus*. Le groupe W2 a été représenté par 03 taxons dominants de Euglenophyta du genre *Trachelomonas* et *Euglena*. Les groupes X1, H2, MP, L<sub>M</sub> et L<sub>O</sub> ont été caractérisés respectivement par *Akistrodesmus bibraianus* (Chlorophyta), *Anabaena affinis*, *Oscillatoria subbrevis*, *Microcystis aeruginosa* (tous des Cyanobacteria) et *Peridinium bipes* (Dinophyta). Les Euglenophyta du genre *Lepocinclis* ont été les plus représentatifs du groupe W1.

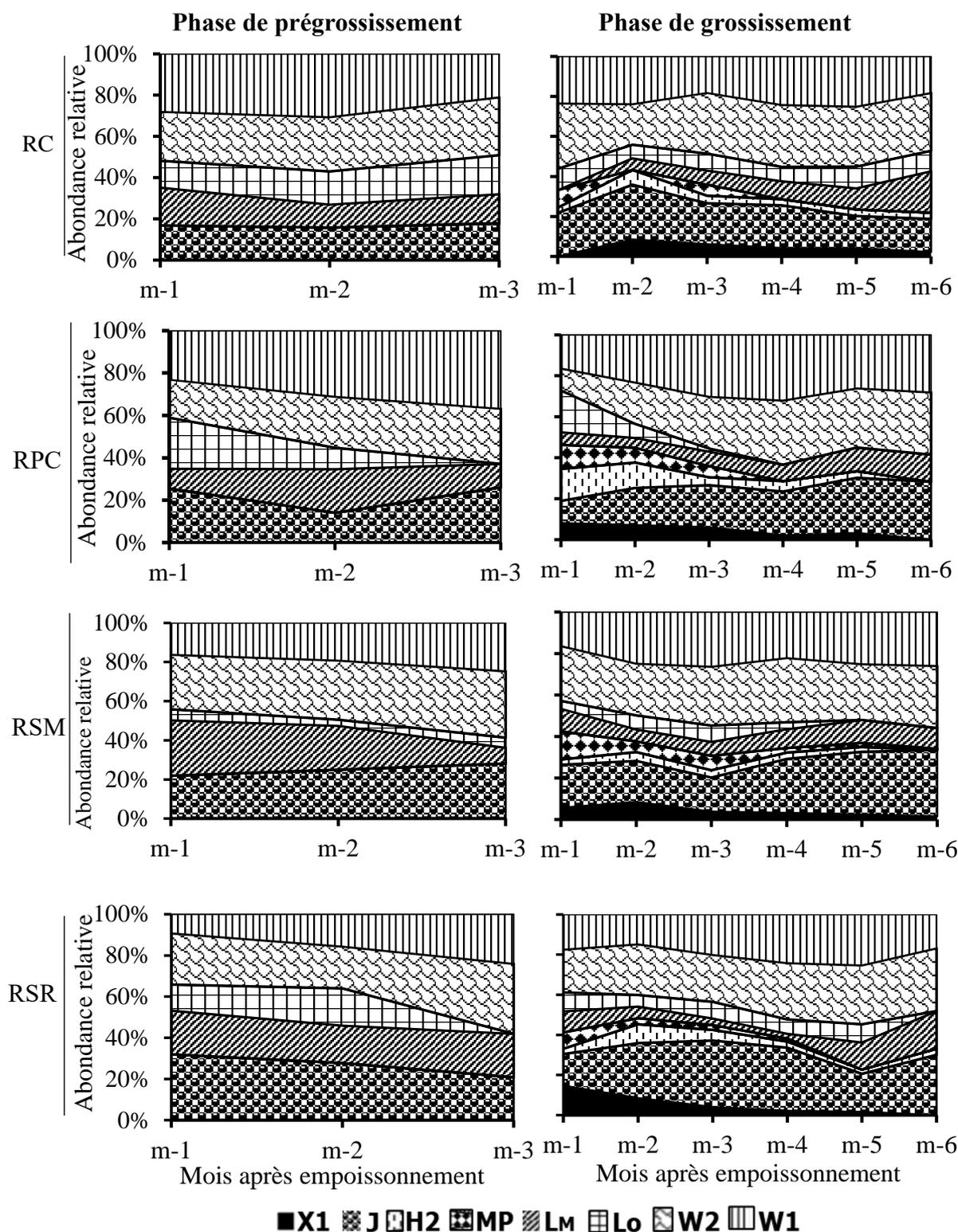
**Tableau XX :** Abondance et caractéristiques fonctionnelles des taxons pélagiques dominants (contribution  $\geq 10\%$  de la densité totale) représentatifs des groupes fonctionnels de phytoplancton dans l'eau des structures d'élevage

Taxons	Groupes fonctionnels	Structures d'élevage								Caractéristiques fonctionnelles selon Reynolds <i>et al.</i> (2002)			
		RC		RPC		RSM		RSR		Habitats	Tolérances	Sensitivités	Source d'énergie
		Pré	Gro	Pré	Gro	Pré	Gro	Pré	Gro				
<b>CHLOROPHYTA</b>													
<i>Ankistrodesmus bibraianus</i>	X1		+		+		+			Eaux peu profondes, couches d'eaux mélangées et conditions enrichies	Stratification	Carence en nutriments, organismes filtreurs	Autotrophe
<i>Coelastrum cambricum</i>	J	+	+	+	+	+	+	+	+				
<i>Lacunastrum gracillimum</i>	J	+	+	+	+	+	+	+	+				
<i>Scenedesmus naegeli</i>	J		+		+		+		+	Lacs, étangs peu profonds et enrichis	-	Faibles conditions de luminosité	Autotrophe
<i>Desmodesmus opoliensis</i>	J	+	+	+	+	+	+	+	+				
<i>Desmodesmus quadricaudata</i>	J		+		+		+		+				
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>longispina</i>	J	+			+		+		+				
<b>CYANOBACTERIA</b>													
<i>nnAnabaena affinis</i>	H2		+		+		+		+	Lacs mésotrophes plus vastes, fixatrice d'azotes	Faibles azotes	Mélange, faible lumière	Autotrophe
<i>Oscillatoria subbrevis</i>	MP		+		+		+				-	-	Autotrophe
<i>Microcystis aeruginosa</i>	L <sub>M</sub>	+	+	+	+	+	+	+	+	Epilimnion d'été sur lacs eutrophes	Très faible niveau de Carbone, stratification	Mélange, faible lumière	Autotrophe
<b>DINOPHYTA</b>													
<i>Peridinium bipes</i>	Lo	+	+	+	+	+			+	Epilimnion d'été sur lacs mésotrophe	Nutriments dispersés dans l'eau	Mélange prolongé ou profond	Mixotrophe
<b>EUGLENOPHYTA</b>													
<i>Trachelomonas volvocina</i>	W2	+	+	+	+	+	+		+				
<i>Euglena ehrenbergii</i> var. <i>africana</i>	W2	+	+	+	+	+	+		+	Lacs mésotrophes profonds	?	?	Mixotrophe
<i>Euglena</i> sp.	W2		+		+		+		+				
<i>Lepocinclis ovum</i>	W1	+	+	+	+	+	+	+	+	Petits étangs naturels	DBO élevée	Broutage	Mixotrophe
<i>Lepocinclis fusiformis</i>	W1	+	+	+	+	+	+	+	+				

Pré : phase de pré-grossissement de *Oreochromis niloticus*, Gro : phase de grossissement de *Oreochromis niloticus*, X1, J, H2, MP, L<sub>M</sub>, Lo W1 et W2 sont des codons

### **3.3.1.1.7.2. Dynamique mensuelle de l'abondance des groupes fonctionnels des microalgues**

La dynamique mensuelle de l'abondance relative des huit groupes fonctionnels de phytoplancton dans les structures d'élevage après un mois d'empoisonnement est présentée par la figure 49. Au cours de la phase de prégrossissement et de grossissement, l'abondance relative de chaque groupe fonctionnel a fluctué mensuellement dans les différents étangs rizipiscicoles. Les groupes J, W1 et W2 ont été plus dominants dans tous les étangs rizipiscicoles et à tous les mois d'échantillonnage avec des proportions supérieures à 9,5%. Les groupes X1, H2, MP, LM et Lo ont eu des proportions significativement faibles dans les étangs à chaque mois d'échantillonnage. Dans les étangs RC, l'abondance relative du groupe J a connu une augmentation allant de 16,79% (m-1) à 17,9% (m-3) en prégrossissement et une baisse de 21,8% (m-1) à 16,6% (m-6). Celle du groupe W2 a évolué au cours du prégrossissement et grossissement allant respectivement de 23,81 % (m-1) à 28,05% (m-3) et de 30,70% (m-1) à 32,5% (m-6). Concernant le groupe W1, son abondance a baissé de 28,01% (m-1) à 21% (m-3) et de 23,4% (m-1) à 18,17% (m-6) respectivement en prégrossissement et en grossissement. Au niveau des étangs rizipiscicoles ayant reçu des sous-produits agricoles (RPC, RSM et RSR), l'abondance relative des groupes J, W1 et W2 a augmenté significativement durant chaque phase d'élevage de *O. niloticus*.



**Figure 49** : Succession mensuelle de l'abondance relative des groupes fonctionnels de phytoplancton dans les structures d'élevage au cours des phases de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus*

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliment exogène, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits agricoles combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs

### 3.3.1.1.2. Déterminisme de la prolifération des microalgues pélagiques

Les analyses canoniques de Redondance (RDA) (Figure 50 et 51) illustrent les corrélations entre les taxons pélagiques dominants et les paramètres physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage au cours des phases de prégrossissement et grossissement de *O. niloticus*. En prégrossissement les axes 1 et 2 de la RDA ont présenté 73,3% de la variance totale (Figure 50). Le premier axe qui cumule 38,4% est, dans sa partie négative, corrélé à la teneur en orthophosphates. Ce paramètre a influencé positivement et fortement la prolifération de *Phacus platalea* (Phpl), *Pinnularia major* (Pima) et *Euglena ehrenbergii* var. *africana* (Eueha) dans la colonne d'eau des étangs RSM. Quant à l'axe 2 qui exprime 34,9% de l'inertie, les paramètres tels que la DBO<sub>5</sub>, le taux de solide dissous, la conductivité, la turbidité, les concentrations en ammonium, en azote total et en phosphore total lui sont corrélés positivement dans sa partie positive. Suivant cet axe, les densités de *Phacus longicauda* (Phl), de *Desmodesmus opoliensis* (Desop), de *Lepocinclis ovum* (Leov) et de *Coelastrum cambricum* (Coca) sont fortement et positivement influencées par ces paramètres physico-chimiques dans la colonne d'eau des étangs RPC. Dans la partie négative de ce même axe, le pH, l'oxygène dissous et la transparence de l'eau sont positivement corrélés. Ces paramètres ont influencé positivement le dynamisme de *Peridinium bipes* (Pebi) dans la colonne d'eau des étangs RC et du barrage.

Au cours du grossissement, les deux premiers axes de l'ordination en RDA ont donné une variance cumulée de 79,5% (Figure 51). L'axe 1 exprimant 47,4% des informations est corrélé positivement à la température de l'eau. Celle-ci a favorisé positivement l'abondance des espèces pélagiques telles que *Desmodesmus opoliensis* (Deop), *Staurastrum setigerum* (Stse) et *Lepocinclis ovum* (Leov) dans les étangs RSM et négativement celle de *Phacus rotundus* (Phro) et de *Peridinium bipes* (Pebi). Le second axe qui rend compte de 32,10% de l'inertie totale est positivement corrélé aux paramètres tels que la turbidité, la DBO<sub>5</sub>, le taux de solide dissous, la conductivité et la concentration des sels nutritifs excepté le phosphore total. Ces paramètres ont influencé positivement et fortement le développement des microalgues pélagiques dans les étangs RPC, notamment *Pinularia major* (Pima), *Pinularia interrupta* (Piin). Les espèces *Lepocinclis fusiformis* (Lefu) et *Oscillatoria subbrevis* (Ossu) sont influencées par les sels nutritifs. Cet axe est corrélé positivement et fortement à la transparence, au pH et à l'oxygène dissous dans sa partie négative. Sur cet axe, les fortes abondances de *Navicula* sp. (Nasp.) et de *Parvodinium cunningtonii* (Pacu) dans RC sont liées aux valeurs élevées de ces trois variables abiotiques.

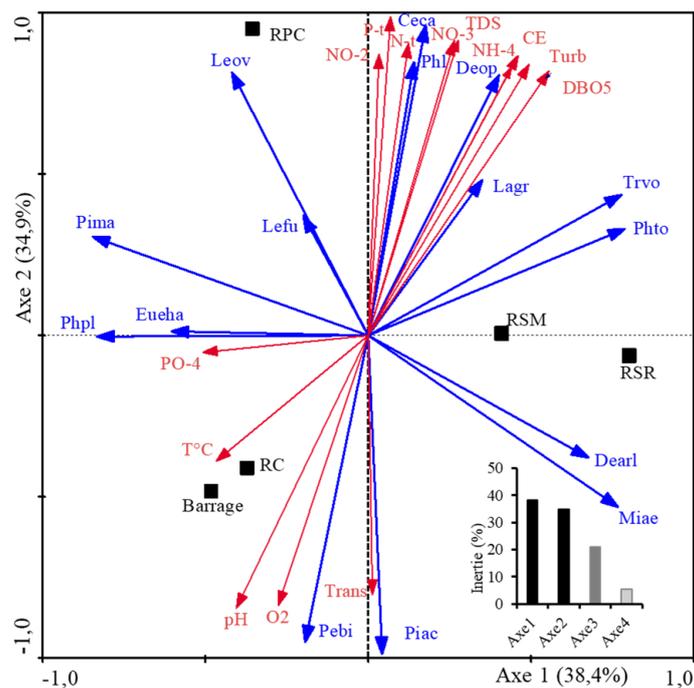


Figure 50 : Ordination en RDA sur l'axe 1 et 2 des paramètres environnementaux et les taxons pélagiques dominants dans les structures d'élevage au prégrossissement de *O. niloticus*

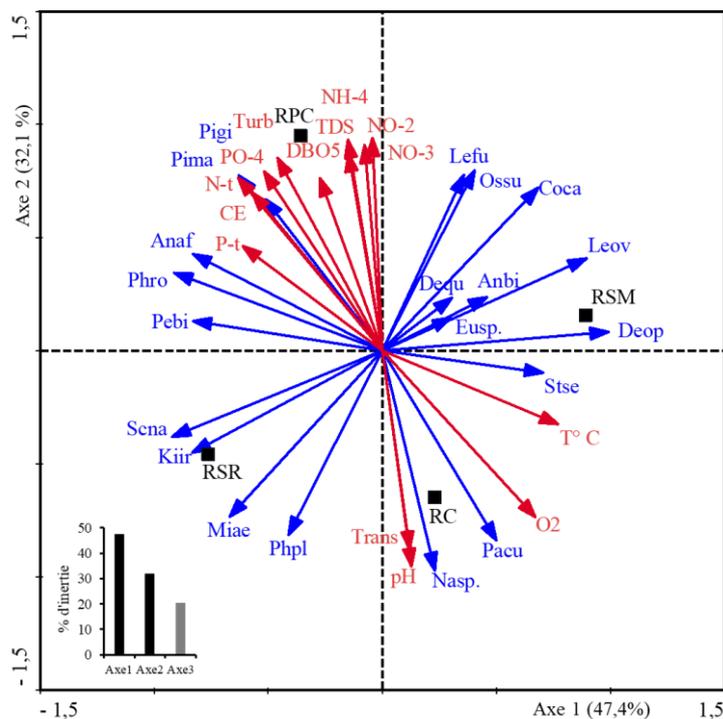


Figure 51 : Ordination en RDA sur l'axe 1 et 2 des paramètres environnementaux et les taxons pélagiques dominants dans les structures d'élevage au grossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs, T°C = Température, O2 = Oxygène dissous, pH = Potentiel d'hydrogène, TDS = Taux de solide dissous, CE = Conductivité, Trans = Transparence, NH<sub>4</sub> = Ammonium, NO<sub>3</sub> = Nitrate, NO<sub>2</sub> = Nitrites, PO<sub>4</sub> = Orthophosphates, P-t = Phosphore total, N-t = Azote total, DBO5 = Demande biochimique en oxygène en 5 jours

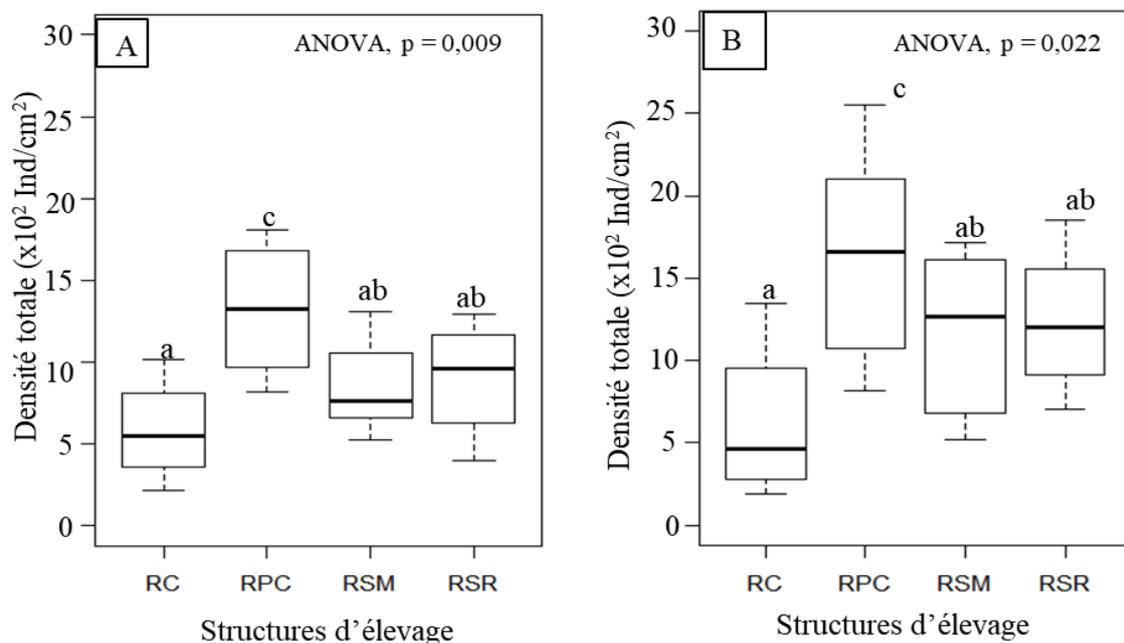
### 3.3.1.2. Structure et déterminisme des peuplements de microalgues épiphytiques

#### 3.3.1.2.1. Structure des peuplements de microalgues épiphytiques

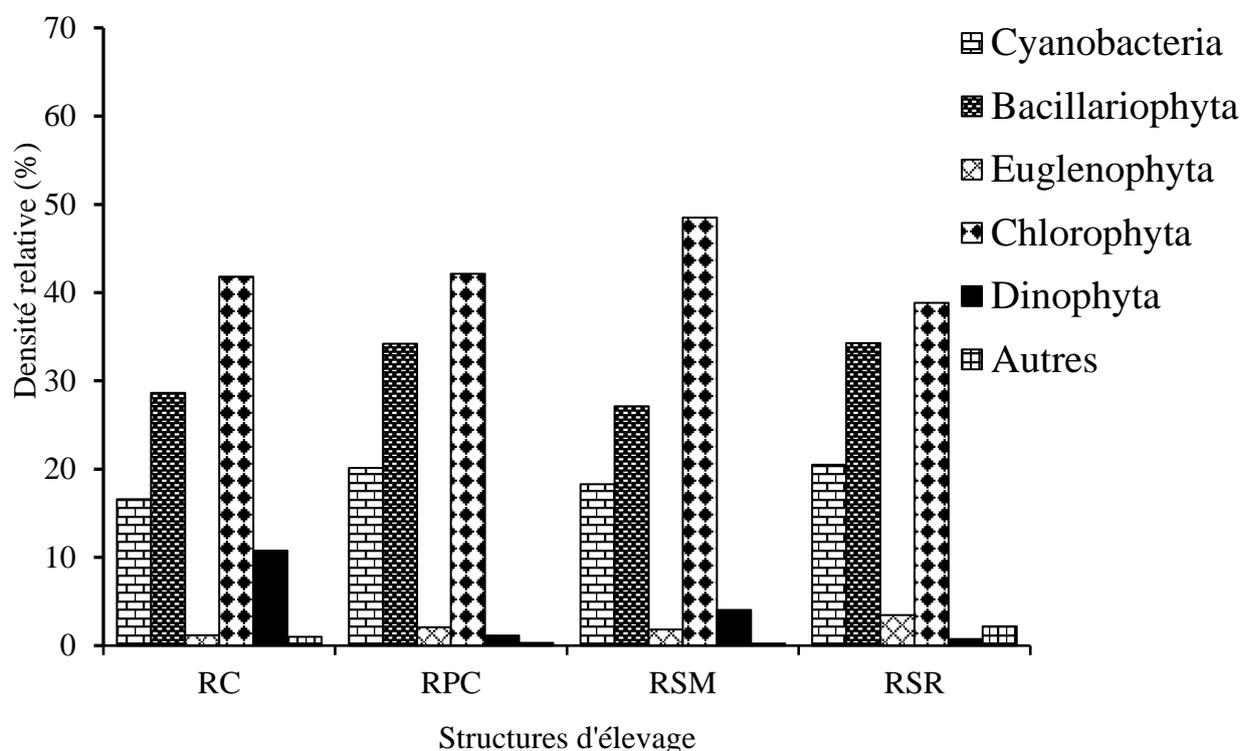
##### 3.3.1.2.1.1. Variations spatiales de la densité des microalgues épiphytiques au cours du prégrossissement et du grossissement de *Oreochromis niloticus*

Les figures 52, 53 et 54 illustrent les variations spatiales de la densité des microalgues épiphytiques dans les structures d'élevage. Pendant la phase de prégrossissement de *O. niloticus* (Figure 52 A), la densité totale des microalgues récoltées sur les parties submergées des tiges de riz a fluctué entre  $2,20 \cdot 10^2$  (RC) et  $18,05 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> (RPC). Durant la phase de grossissement (Figure 52 B), la plus faible densité totale de ces microalgues ( $1,87 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup>) a été obtenue sur les tiges de riz des étangs RC alors que, la plus forte ( $25,5 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup>) a été enregistrée sur les tiges de riz des étangs RPC. La densité totale des microalgues épiphytiques a varié significativement d'un traitement alimentaire à l'autre (ANOVA 1,  $p < 0,05$ ) au cours de la phase de prégrossissement et de grossissement du poisson. Les densités ont été significativement plus élevées dans les étangs RPC qu'au niveau des autres étangs (Test HSD de Tukey,  $p < 0,05$ ).

L'abondance relative des différents embranchements d'algues a indiqué une forte prédominance des Chlorophyta et des Bacillariophyta sur les tiges de riz présents dans les étangs. En effet, la proportion des Chlorophyta épiphytiques a varié entre 38,84 (RC) et 48,5% (RSM) pendant la phase de prégrossissement (Figure 53) et entre 39,51 (RC) et 60,13% (RPC) lors de la phase de grossissement (Figure 54). Celle des Bacillariophyta a oscillé entre 27,13 (RSM) et 34,3% (RSR) puis entre 18,74 (RPC) et 32,5% (RSR) respectivement en prégrossissement et en grossissement. Les individus épiphytiques appartenant aux embranchements des Euglenophyta, des Dinophyta et des autres (Xanthophyta, Rhodophyta et Chrysophyta) ont été les moins dominants sur les tiges de riz. Le cumule de la proportion de ces trois derniers embranchements n'a pas excédé 2,5% de la densité absolue des microalgues épiphytiques de chaque étang durant les deux phases d'élevage de *O. niloticus*.

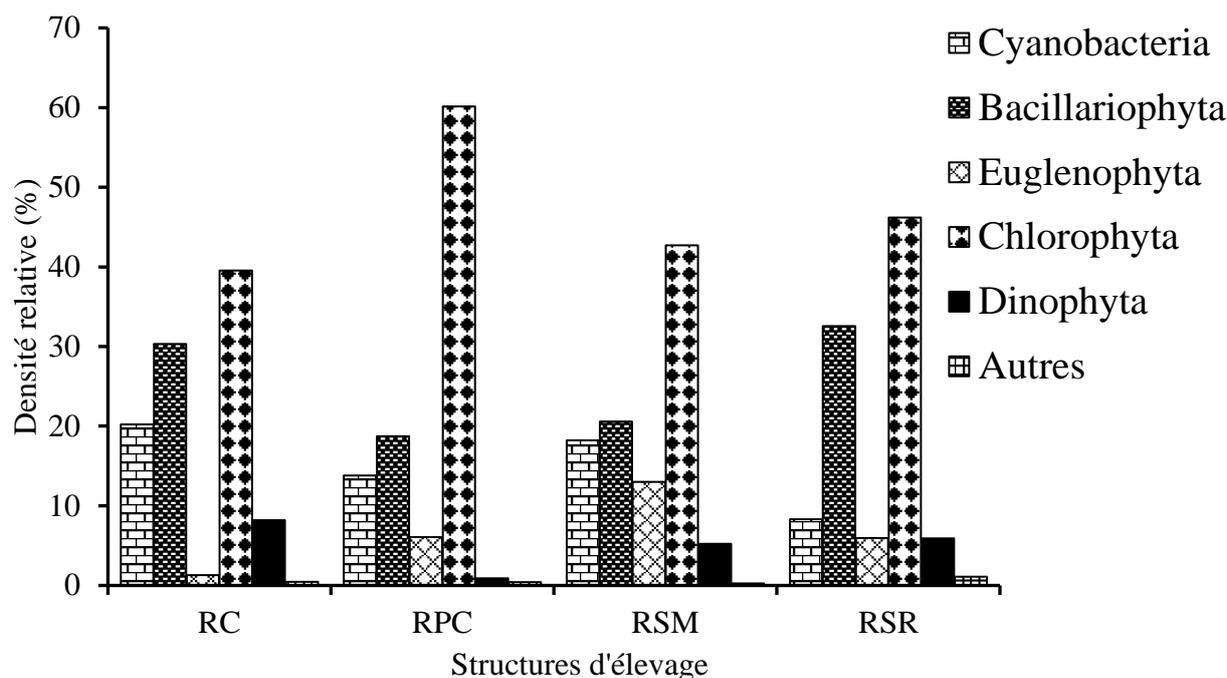


**Figure 52 :** Densité totale des microalgues récoltées sur la partie immergée des tiges de riz des structures d'élevage en pré-grossissement (A) et en grossissement (B) de *O. niloticus*. Les boîtes partageant au moins une lettre en commun ne diffèrent pas significativement au seuil de 5%.



**Figure 53 :** Densité relative des embranchements des microalgues épiphytiques dans les structures d'élevage en phase pré-grossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs



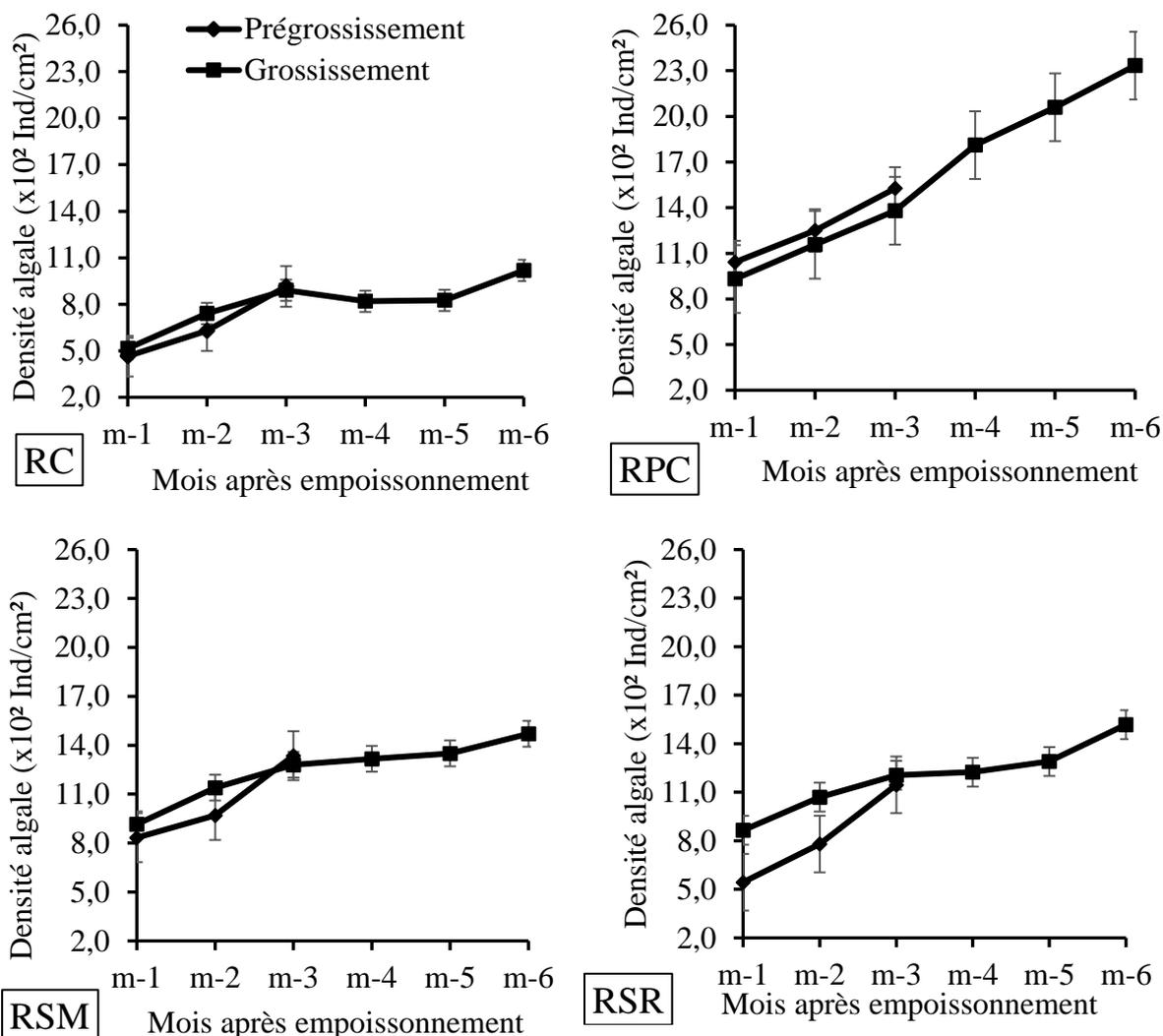
**Figure 54** : Densité relative des embranchements des microalgues épiphytiques dans les structures d'élevage en phase grossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

### 3.3.1.2.1.2. Dynamique mensuelle de la densité des mircoalgues épiphytiques au cours du prégrossissement et de grossissement de *Oreochromis niloticus*

La dynamique mensuelle de la densité absolue des microalgues épiphytiques après un mois d'empoisonnement des étangs rizipiscicoles est présentée par la figure 55. Cette figure montre qu'au cours du prégrossissement et du grossissement *O. niloticus*, l'accroissement de la densité des microalgues sur les parties submergées des tiges de riz des étangs RPC, RSM et RSR a été plus rapide que celle des parties submergées des tiges de riz des étangs RC. La moyenne de la densité des microalgues épiphytiques dans les étangs RPC est passée brusquement de  $10,4 \cdot 10^2$  (m-1) à  $15,3 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> (m-3) en prégrossissement et de  $9,31 \cdot 10^2$  (m-1) à  $23,34 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> (m-6) en phase de grossissement. Après un mois d'empoisonnement (m-1) des étangs RSR, les moyennes de la densité des microalgues sur les parties submergées des tiges de riz qui étaient initialement de  $5,4 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> en phase de prégrossissement et de  $8,65 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> en phase de grossissement sont passées respectivement à  $11,5 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> et à  $15,20 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> en fin de chacune de ces phases respectives. Sur les parties submergées des tiges de riz des étangs RSM, la densité moyenne des microalgues a évolué graduellement de  $8,3 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> à  $13,4 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> et de  $9,2 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> à  $14,7 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> respectivement en prégrossissement et en

grossissement *O. niloticus*. Concernant les étangs RC, les moyennes de la densité des microalgues épiphytiques sont passées progressivement de  $4,7 \cdot 10^2$  (m-1) à  $9,16 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> (m-3) en prégrossissement et de  $5,15 \cdot 10^2$  (m-1) à  $10,18 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> (m-6) en phase de grossissement. Dans l'ensemble, les fortes densités des microalgues épiphytiques ont été enregistrées en fin du cycle de grossissement de *O. niloticus* (m-6) dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles.



**Figure 55** : Variation mensuelle de la densité des microalgues épiphytiques après l'empoissonnement des étangs rizipiscicoles en prégrossissement et en grossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

### 3.3.1.2.1.3. Taxons dominants sur les tiges de riz

Sur l'ensemble des taxons épiphytiques récoltés pendant la phase de prégrossissement de *O. niloticus*, 12 taxons ont été dominants sur les parties submergées des tiges de riz (Tableau XXI). Il s'agit de 4 taxons de Bacillariophyta (*Amphora* sp.1, *Gomphonema* sp. et *Pinnularia* sp.3), 3 taxons de Cyanobacteria (*Anabaena affinis*, *Pseudanabaena catenata* et *Spirulina gigantea*, 5 Chlorophyta (*Coelastrum cambricum*, *Kirchneriella irregularis*, *Oedogonium* sp., *Desmodesmus armatus* var. *longispina* et *Tetrademus bernardii*) et d'un taxon de Dinophyta (*Peridinium bipes*). Lors de cette même phase d'élevage, le taxon *Surirella* sp. a été dominant sur les parties submergées des tiges de riz de tous les étangs rizipiscicoles avec une proportion allant de 5,25 à 10,3% de la densité absolue. Au cours de la phase de grossissement de *O. niloticus*, 16 taxons ont été dominants sur les parties submergées des tiges de riz (Tableau XXII). Ce sont 4 taxons de Bacillariophyta (*Eunotia lunaris*, *Gomphonema* sp.1, *Gomphonema* sp. et *Pinnularia major*), 3 de Cyanobacteria (*Calothrix* sp., *Snowella* sp. et *Lyngbya* sp.) et 1 taxon respectivement de Dinophyta (*Sphaerodinium fimbriatum*) et de Euglenophyta (*Lepocinclis ovum*). Les 7 autres taxons restants sont des Chlorophyta. Parmi ces taxons épiphytiques, ce ne sont que *Gomphonema* sp.1 et *Oedogonium crispum* qui ont été dominants dans au moins trois étangs rizipiscicoles.

**Tableau XXI** : Taxons épiphytiques dominants (contribution  $\geq$  5% de la densité totale) dans les structures d'élevage en prégrossissement de *Oreochromis niloticus*

Taxons	Abréviation	Proportion de dominance (%)			
		RC	RPC	RSM	RSR
<b>CYANOBACTERIA</b>					
<i>Anabaena affinis</i>	Anaf	1,3	2,42	3,56	8,14
<i>Pseudanabaena catenata</i>	Psca	2,1	0	6,7	0
<i>Spirulina gigantea</i>	Spgi	0	5,81	0	0
<b>BACILLARIOPHYTA</b>					
<i>Amphora</i> sp.1	Amsp.1	0	7,15	2,54	5,7
<i>Gomphonema</i> sp.	Gosp.	13,02	0	3,61	0
<i>Pinnularia</i> sp.3	Pisp.3	5,25	5,34	6,11	10,3
<b>CHLOROPHYTA</b>					
<i>Coelastrum cambricum</i>	Coca	3,51	4,93	0	11,2
<i>Kirchneriella irregularis</i>	Kiir	2,02	0	0	5,18
<i>Oedogonium crispum</i>	Oocr	10,8	5,11	2,76	1,78
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>longispina</i>	Dearl	2,06	1,5	8,43	0
<i>Tetrademus bernardii</i>	Tebe	0	8,23	0	0
<b>DINOPHYTA</b>					
<i>Peridinium bipes</i>	Pebi	11,4	0	5,32	0

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

**Tableau XXII :** Taxons épiphytiques dominants (contribution  $\geq 5\%$  de la densité totale) dans les structures d'élevage durant la phase de grossissement *Oreochromis niloticus*

Taxons	Abréviation	Proportion de dominance (%)			
		RC	RPC	RSM	RSR
<b>CYANOBACTERIA</b>					
<i>Calothrix</i> sp.	Casp.	0	5,95	0	1,62
<i>Snowella</i> sp.	Snsp.	6,4	0	1,81	3,96
<i>Lyngbya</i> sp.	Lysp.	1,69	0	6,09	0
<b>BACILLARIOPHYTA</b>					
<i>Eunotia lunaris</i>	Eubi	6,25	0	2,71	0
<i>Gomphonema</i> sp.	Gosp.	5,04	0	6,74	0
<i>Pinnularia major</i>	Pima	31,5	0	1,84	6,96
<i>Gomphonema</i> sp.1	Gosp.1	3,09	8,6	0	19,31
<b>CHLOROPHYTA</b>					
<i>Euastrum glaziovii</i>	Eugl	0	5,93	2,61	2,08
<i>Kirchneriella irregularis</i>	Kiir	8,04	0	0	3,68
<i>Mougeotia scalaris</i>	Mosc	4,42	3,11	6,4	2,03
<i>Oedogonium crispum</i>	Oocr	5,39	6,31	3,01	17,81
<i>Oedogonium</i> sp.	Oesp.	2,89	1,71	8,33	5,21
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>longispina</i>	Dearl	7,09	0	2,89	0
<i>Desmodesmus quadricaudata</i>	Dequ	1,4	9,19	3,78	5,7
<b>DINOPHYTA</b>					
<i>Sphaerodinium fimbriatum</i>	Spfi	9,47	1,74	2,3	16,93
<b>EUGLENOPHYTA</b>					
<i>Lepocinclis ovum</i>	Leov	2,06	10,74	0	0

RC = Etangs rizipiscicoles sans apport d'aliment exogène, RSR = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de riz, RPC = Etangs rizipiscicoles avec apport de sous-produits agricoles combinés, RSM = Etangs rizipiscicoles avec apport de son de maïs

#### 3.3.1.2.1.4. Variations de la raréfaction de la richesse des microalgues épiphytiques

Le tableau XXIII présente les moyennes des richesses raréfiées des microalgues collectées sur les parties submergées des tiges de riz des étangs rizipiscicoles. Ce tableau montre qu'au cours de la phase de pré-grossissement de *O. niloticus*, les moyennes de la richesse raréfiée des microalgues épiphytiques ont varié entre  $9,07 \pm 4,46$  (RC) et  $11,41 \pm 2,70$  (RPC). Pendant la phase de grossissement, la moyenne minimale ( $11,37 \pm 4,76$ ) de la richesse raréfiée des microalgues épiphytiques a été enregistrée au niveau des étangs RC, alors que la maximale

(17,31 ± 9,47) a été obtenue dans les étangs RPC. Dans l'ensemble, les richesses raréfiées des microalgues collectées sur les parties submergées des tiges de riz ont été significativement identiques dans les étangs rizipiscicoles (Test de Kruskal-Wallis test,  $p > 0,05$ ).

**Tableau XXIII :** Valeurs moyennes des richesses raréfiées des microalgues épiphytiques dans les structures d'élevage pendant les phases de prégrossissement et de grossissement de *Oreochromis niloticus*

Phase d'élevage	Structures d'élevage				p
	RC	RPC	RSR	RSM	
PPr	9,07 ± 4,46 <sup>a</sup>	18,61 ± 7,28 <sup>a</sup>	14,64 ± 7,75 <sup>a</sup>	11,41 ± 2,70 <sup>a</sup>	0,18
PGr	11,37 ± 4,76 <sup>a</sup>	20,94 ± 10,88 <sup>a</sup>	17,87 ± 9,81 <sup>a</sup>	17,31 ± 9,47 <sup>a</sup>	0,34

PPr = Phase de prégrossissement, PGr = Phase de grossissement ; ± : écart – type. RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs, Les valeurs portant la même lettre alphabétique sur chaque ligne du tableau ne diffèrent pas à  $p > 0,05$ .

### 3.3.1.2.1.5. Variations de la diversité des peuplements de microalgues épiphytiques

Les indices de diversité de Shannon et d'équitabilité des microalgues épiphytiques collectées pendant les phases d'élevage de *O. niloticus* sont consignés dans le tableau XXIV. Les moyennes de la diversité de Shannon des microalgues épiphytiques échantillonnées pendant la phase de prégrossissement ont été comprises entre 2,32 ± 0,20 (RC) et 3,21 ± 0,03 bits/cells (RSR). Concernant l'indice d'équitabilité, les moyennes ont fluctué entre 0,59 ± 0,11 (RC) et 0,75 ± 0,10 (RSR).

Durant la phase de grossissement, les moyennes de l'indice de Shannon de ces microalgues ont oscillé entre 2,51 ± 0,30 (RC) et 3,80 ± 0,05 bits/cells (RPC). Pour ce qui est de l'équitabilité, les moyennes ont varié entre 0,65 ± 0,14 (RC) et 0,86 ± 0,03 (RPC).

La variation des moyennes des indices de Shannon entre les deux phases ( $\Delta H'$  (PGr - PPr) a été faible et inférieure à 1 bits/cells.

Dans l'ensemble, les indices de Shannon et d'équitabilité des microalgues épiphytiques ont été significativement différents d'un étang rizipiscicole à l'autre (Test de Kruskal-Wallis,  $p < 0,05$ ).

**Tableau XXIV :** Valeurs moyennes des indices de Shannon et d'équitabilité des microalgues épiphytiques dans les structures d'élevage pendant la phase de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus*

Indices	Phase	Structures d'élevage				p
		RC	RPC	RSM	RSR	
Shannon (H')	PPr	2,32 ± 0,20 <sup>a</sup>	3,10 ± 0,53 <sup>b</sup>	3,04 ± 0,13 <sup>b</sup>	3,21 ± 0,3 <sup>c</sup>	< 0,05
	PGr	2,51 ± 0,30 <sup>a</sup>	3,80 ± 0,05 <sup>c</sup>	3,54 ± 0,18 <sup>b</sup>	3,44 ± 0,2 <sup>b</sup>	< 0,05
ΔH' (PGr - PPr)		0,19	0,70	0,50	0,23	
Équitabilité (E)	PPr	0,59 ± 0,11 <sup>a</sup>	0,72 ± 0,21 <sup>b</sup>	0,67 ± 0,01 <sup>b</sup>	0,75 ± 0,10 <sup>b</sup>	< 0,05
	PGr	0,65 ± 0,14 <sup>a</sup>	0,86 ± 0,03 <sup>b</sup>	0,79 ± 0,05 <sup>b</sup>	0,82 ± 0,05 <sup>b</sup>	< 0,05

PPr = Phase de prégrossissement, PGr = Phase de grossissement, ± : écart - type, RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs. Les valeurs portant des lettres alphabétiques différentes sur chaque ligne du tableau diffèrent significativement selon les tests de Kruskal-Wallis et de Mann-Whitney au seuil de 5%.

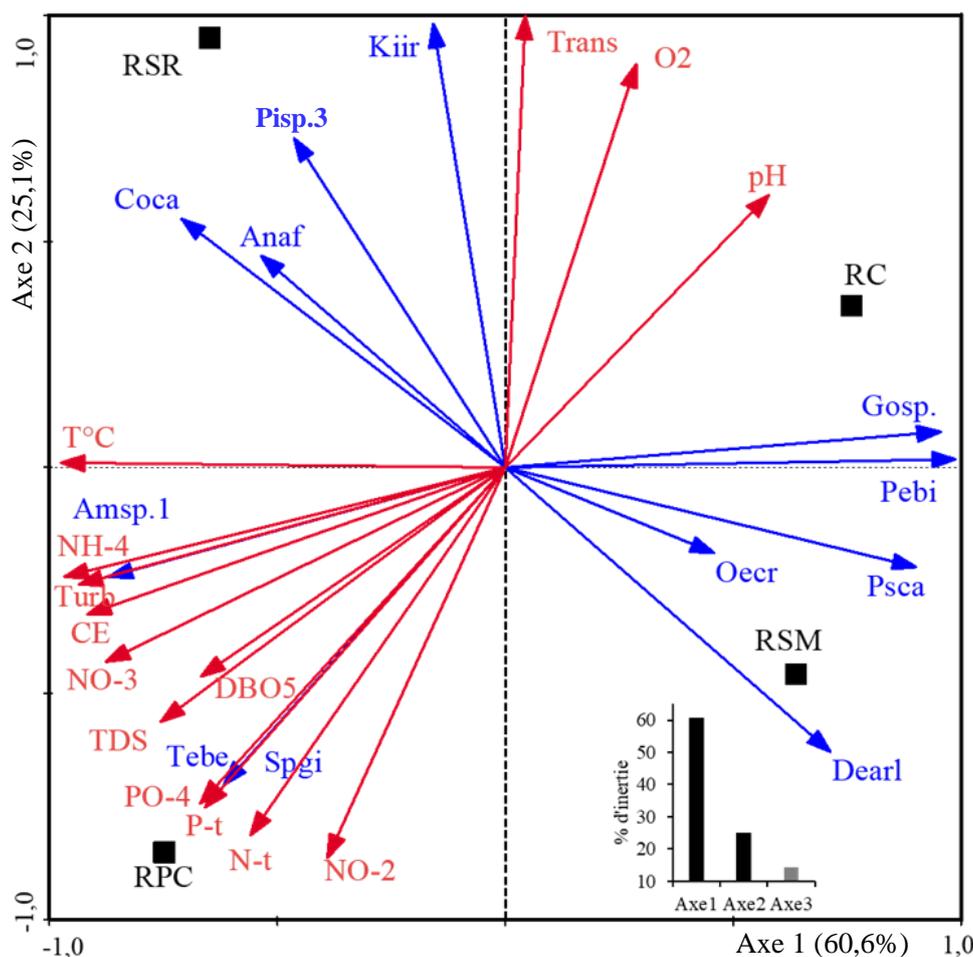
### 3.3.1.2.2. Déterminisme de la prolifération des microalgues épiphytiques

Les corrélations entre les taxons épiphytiques dominants et les paramètres physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage sont présentées par les figures 56 et 57.

Les deux premiers axes de l'analyse canonique des variables enregistrées en prégrossissement ont accumulé 85,7% de la variance totale (Figure 56). L'axe 1 qui cumule 60,6% de cette variance est négativement et fortement corrélé à la température, la turbidité, la conductivité et aux concentrations de l'ammonium et des nitrates. Ces paramètres influencent faiblement la prolifération de *Gomphonema* sp. (Gosp.), *Pseudanabaena catenata* (PscA) et *Peridinium bipes* (Pebi) sur les tiges de riz des étangs RC. Le second axe exprimant 25,1% de la variance totale est fortement et positivement corrélé à la transparence et la teneur en oxygène dissous de l'eau. A l'opposé, cet axe est négativement corrélé aux concentrations des nitrites et de l'azote total. Suivant cet axe, le développement de *Kirchneriella irregularis* (Kiir) et de *Pinnularia* sp.3 (Pisp.3) sur les tiges de riz des étangs RSR est positivement lié aux valeurs élevées de l'oxygène dissous et de la transparence. Dans la partie négative de cet axe, les fortes concentrations de l'azote total, des ions orthophosphates et nitrites entraînent la prolifération de *Tetrademus bernardii* (Tebe) et de *Spirulina gigantea* (Spgi) sur les tiges de riz des étangs RPC.

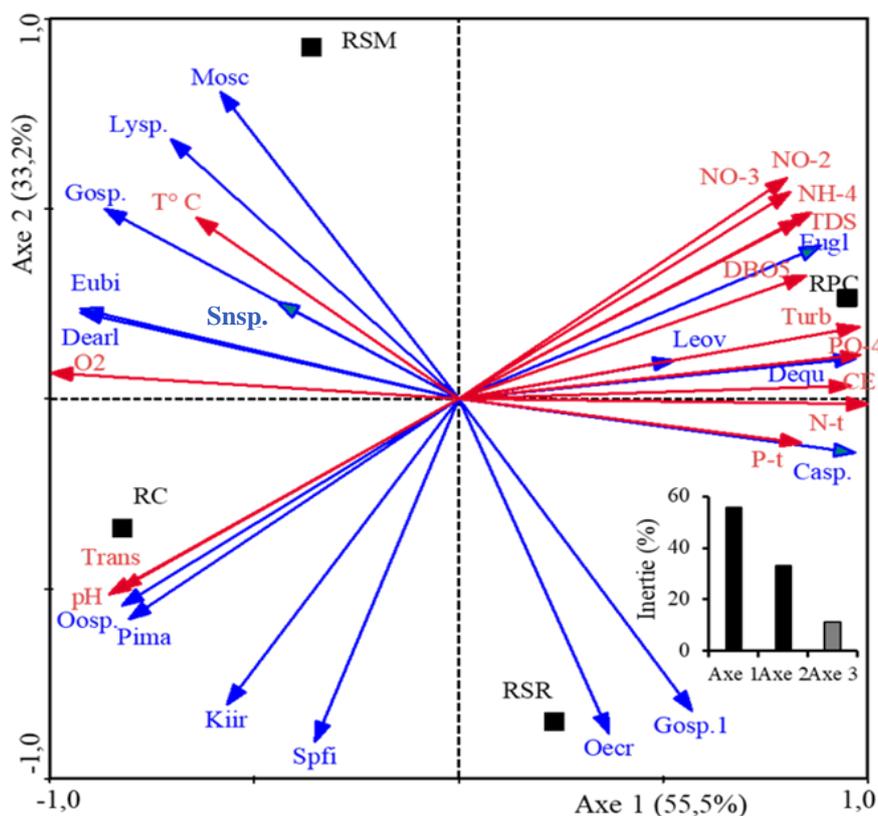
En phase de grossissement, les axes 1 et 2 de la RDA ont rassemblé 88,7% des informations totales (Figure 57). Le premier axe qui cumule 55,5% des informations est positivement et

fortement corrélé à la conductivité, la turbidité, la DBO<sub>5</sub>, aux solides totaux dissous et aux concentrations des sels nutritifs. Ces paramètres agissent positivement et significativement sur le développement de *Desmodesmus quadricaudata* (Dequ), *Calothrix* sp. (Casp.) et *Euastrum glaziovii* (Eugl) sur les tiges de riz des étangs RPC. Ce même axe est négativement corrélé à l'oxygène dissous, la transparence, au pH et à la température de l'eau. Dans la partie négative de cet axe, les valeurs élevées du pH et de l'oxygène dissous caractérisent la prolifération des taxons épiphytiques tels que *Snowella* sp. (Snspl) et *Pinnularia major* (Pima) dans les étangs RC.



**Figure 56 :** Ordination en RDA des paramètres environnementaux et les taxons épiphytiques dominants dans les structures d'élevage en phase de prégrossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs, T°C = Température, O<sub>2</sub> = Oxygène dissous, pH = Potentiel d'hydrogène, TDS = Taux de solide dissous, CE = Conductivité, Trans = Transparence, NH<sub>4</sub> = Ammonium, NO<sub>3</sub> = Nitrate, NO<sub>2</sub> = Nitrites, PO<sub>4</sub> = Orthophosphates, P-t = Phosphore total, N-t = Azote total, DBO<sub>5</sub> = Demande biochimique en oxygène en 5 jours.



**Figure 57 :** Ordination en RDA des paramètres environnementaux et les taxons épiphytiques dominants dans les structures d'élevage en phase de grossissement de *O. niloticus*

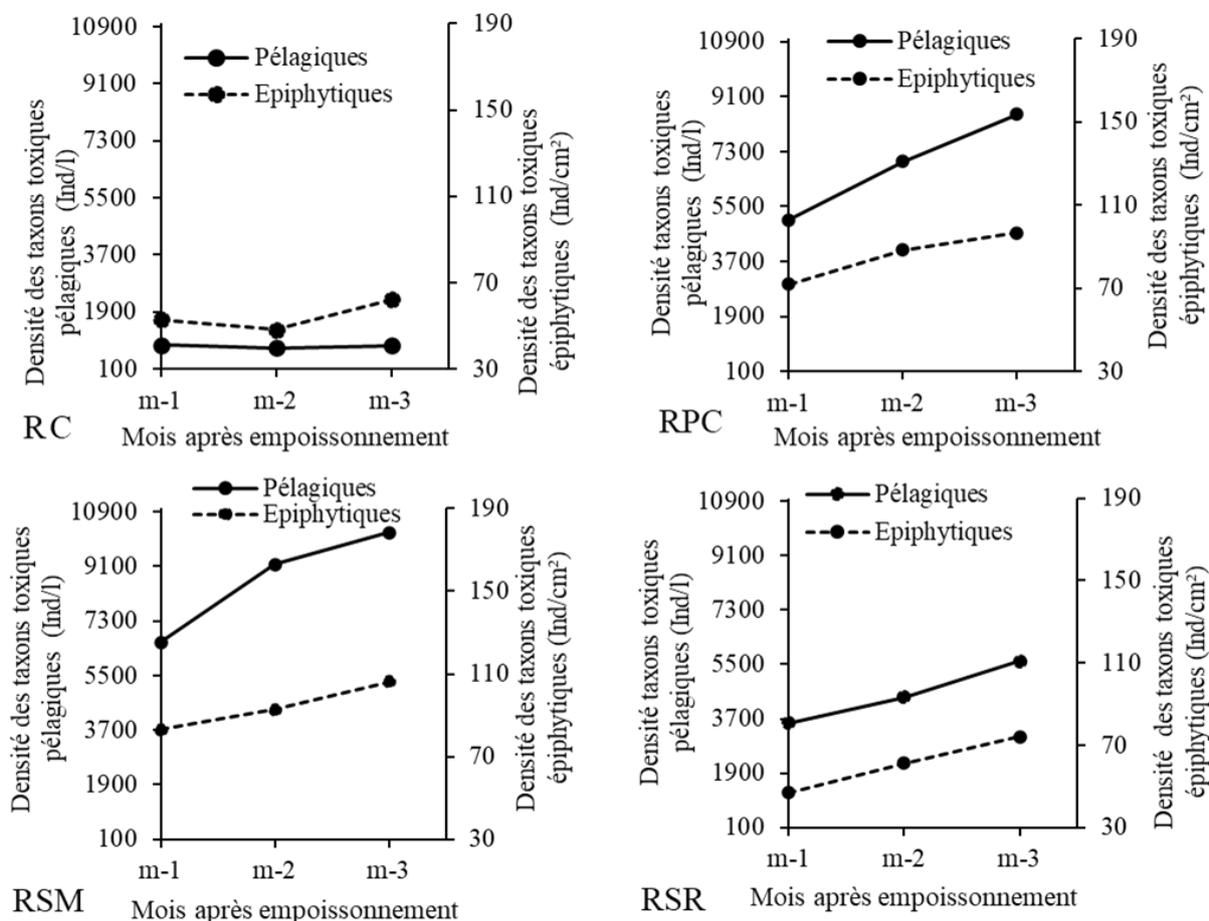
RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliment, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs, T°C = Température, O<sub>2</sub> = Oxygène dissous, pH = Potentiel d'hydrogène, TDS = Taux de solide dissous, CE = Conductivité, Trans = Transparence, NH<sub>4</sub> = Ammonium, NO<sub>3</sub> = Nitrate, NO<sub>2</sub> = Nitrites, PO<sub>4</sub> = Orthophosphates, P-t = Phosphore total, N-t = Azote total, DBO<sub>5</sub> = Demande biochimique en oxygène en 5 jours.

### 3.3.1.3. Dynamique des taxons potentiellement toxiques dans les étangs rizipiscicoles

#### 3.3.1.3.1. Evolution mensuelle de la densité des taxons potentiellement toxiques récoltés en phase de prégrossissement de *Oreochromis niloticus*

La figure 58 illustre la dynamique mensuelle de la densité des Cyanobacteria et Dinophyta potentiellement toxiques dans l'eau de chaque structure d'élevage au cours du prégrossissement de *O. niloticus*. Dans l'eau des étangs RC, la densité moyenne des taxons (Cyanobacteria et Dinophyta) pélagiques potentiellement toxiques, qui était de 863,5 Ind/l au premier mois (m-1), a diminué au deuxième mois (762,61 Ind/l) avant d'augmenter légèrement à la fin du cycle de prégrossissement avec une moyenne de 835,36 Ind/l (m-3). La densité moyenne des taxons épiphytiques potentiellement toxiques a suivi la même allure dans ces étangs rizipiscicoles pour atteindre une moyenne de 62,14 Ind/cm<sup>2</sup> en fin de prégrossissement (m-3). Concernant les étangs rizipiscicoles ayant reçu de sous-produits agricoles (RPC, RSM et RSR), les densités

moyennes des taxons épiphytiques et pélagiques producteurs de toxines ont augmenté graduellement durant tout le cycle de prégrossissement de *O. niloticus*. En somme, la densité des taxons producteurs de toxine a été mensuellement plus élevée dans la colonne d'eau et sur les parties submergées des tiges de riz des étangs RPC et RSM au cours du prégrossissement de *O. niloticus*.



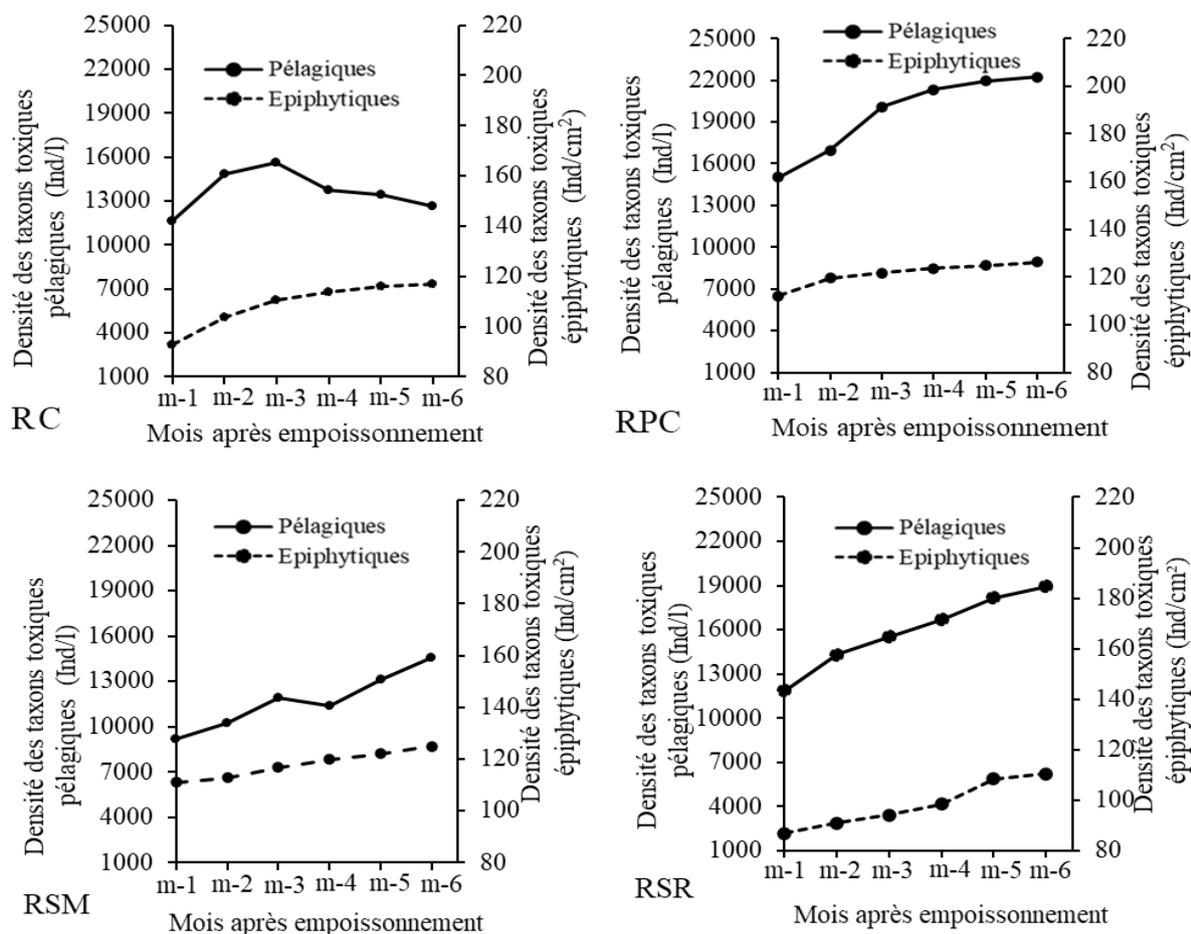
**Figure 58 :** Courbes d'évolution mensuelle de la densité moyenne des taxons potentiellement toxiques récoltés en phase de prégrossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliments exogènes, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

### 3.3.1.3.2. Evolution mensuelle de la densité des taxons potentiellement toxiques en phase de grossissement de *Oreochromis niloticus*

L'évolution mensuelle de la densité des taxons de Cyanobacteria et de Dinophyta potentiellement toxiques au cours du grossissement de *O. niloticus* dans chaque structure d'élevage est présentée par la figure 59. Cette figure révèle que la densité des taxons toxiques dans la colonne d'eau des étangs rizipiscicoles sans apport d'aliments exogènes (RC) a augmenté brusquement du premier mois (m-1) jusqu'à atteindre son pic (15602,59 Ind/l) au

troisième mois (m-3). A partir de ce mois, cette densité a diminué continuellement jusqu'au sixième mois (m-6) avec une valeur de 12675,22 Ind/l. Dans les étangs rizipiscicoles ayant eu des apports de son de riz (RSR) et de sous-produits agricoles combinés (RPC), la densité de ces taxons toxiques a augmenté considérablement durant tout le cycle (les 6 mois) de grossissement de *O. niloticus*. Au niveau des étangs rizipiscicoles abritant des poissons nourris avec le son de maïs (RSM), la densité des taxons pélagiques potentiellement toxiques a connu une légère baisse au quatrième mois (m-4) avant d'atteindre son maximum au sixième mois (m-6) avec une valeur de 14561,08 Ind/l. Concernant les taxons épiphytiques potentiellement toxiques, leurs densités ont augmenté faiblement dans les étangs RPC et fortement dans les autres étangs rizipiscicoles pendant les 6 mois de grossissement du poisson. Dans l'ensemble, l'évolution mensuelle de la densité des taxons producteurs de toxine a été plus perceptible dans la colonne d'eau et sur les parties submergées des tiges de riz des étangs RPC et RSR.



**Figure 59 :** Courbes d'évolution de la densité moyenne des taxons potentiellement toxiques récoltés en phase de grossissement de *O. niloticus*

RC = étang rizipiscicole sans apport d'aliments exogènes, RSR = étang rizipiscicole avec apport de son de riz, RPC = étang rizipiscicole avec apport de sous-produits combinés, RSM = étang rizipiscicole avec apport de son de maïs

### 3.3.2. Discussion

La prolifération des microalgues pélagiques et épiphytiques dans les étangs rizipiscicoles de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus* a varié selon les intrants apportés aux poissons. Dans l'ensemble, les densités des microalgues ont été plus élevées dans la colonne d'eau et sur les tiges de riz des étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles comparativement aux étangs rizipiscicoles témoins (RC) et le barrage. Ces fortes densités observées pourraient être attribuées à une combinaison de plusieurs facteurs environnementaux, notamment la concentration des sels nutritifs et l'acidité de l'eau (Mercado, 2003). En effet, l'apport quotidien des sons de riz et de maïs, et de l'aliment combiné aux poissons accentuerait le taux de la matière organique dans l'eau de ces étangs. La concentration de ces matières organiques dans l'eau des structures d'élevage stimulerait la forte multiplication des cellules algales dans l'eau des étangs telle que constatée par Anougbo (2022) dans les étangs piscicoles d'une ferme située à Azaguié, au sud de la Côte d'Ivoire. D'après Reynolds (1998), la décomposition des matières organiques met à disposition une grande quantité de nutriments, tels que le phosphore et l'azote qui sont assimilables par les microalgues et favorisent leur prolifération. Les faibles densités algales observées dans les étangs RC seraient liées à la forte prédation des microalgues pélagiques et épiphytiques qui constituent la principale nourriture des poissons et du zooplancton de ces étangs. Pour Zorzal-Almeida & Fernandes (2014), la prédation du périphyton par les poissons peut entraîner une réduction de leur densité totale. Les densités totales des microalgues planctoniques ( $21,88 \cdot 10^6$  à  $68,82 \cdot 10^6$  Ind/l) et épiphytiques ( $2,20 \cdot 10^2$  à  $18,05 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup>) enregistrées dans les étangs rizipiscicoles en phase de prégrossissement ont été plus faibles par rapport à celles obtenues au stade de grossissement de *O. niloticus* ( $28,07 \cdot 10^6$  à  $120,57 \cdot 10^6$  Ind/l pour le phytoplancton et  $1,87 \cdot 10^2$  à  $25,5 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> pour les épiphytes). La différence de densité algale observée entre ces deux phases d'élevage de *O. niloticus* lors de cette étude se justifierait par les fortes concentrations d'ammonium, d'orthophosphates, de nitrates et de phosphore total enregistrées pendant la phase de grossissement *O. niloticus*. La forte densité de phytoplancton observée au stade de grossissement de *O. niloticus* par rapport à la phase de prégrossissement de cette même espèce de poisson est en adéquation avec les résultats de Konan *et al.* (2024). En effet, ces auteurs ont obtenu des faibles densités phytoplanctoniques ( $1,01 \cdot 10^6$  à  $7,98 \cdot 10^6$  Cellules/l) en phase de prégrossissement et de forte densité ( $3,48 \cdot 10^6$  à  $5,34 \cdot 10^6$  Cellules/l) en phase de grossissement de *O. niloticus* dans les étangs piscicoles de la région d'Azaguié Abey, au sud de la Côte d'Ivoire. Les densités absolues des microalgues épiphytiques obtenues lors de cette étude ont

été plus faibles par rapport à celles de Cassol *et al.* (2022) qui ont observé des densités algales allant de  $1155,42 \cdot 10^2$  à  $19867,82 \cdot 10^2$  Ind/cm<sup>2</sup> sur les tiges de riz d'une ferme biologique au Brésil. D'après Saikia & Das (2011), les tiges de riz peuvent être utilisés comme de substrats de colonisation naturelle de microalgues pour l'élevage de poissons dans les étangs en terre.

Au cours du prégrossissement et du grossissement de *O. niloticus*, la densité des microalgues pélagiques a été dominée par les individus de microalgues appartenant aux embranchements des Chlorophyta et des Euglenophyta. La dominance de ces deux embranchements s'expliquerait par la richesse de l'eau des structures d'élevage en substances organiques putrescibles en relation avec la déjection des poissons et des débris de feuilles mortes de riz. En effet, d'après les conclusions de Da (1992) et de Rahman *et al.* (2012), les espèces de Chlorophyta et de Euglenophyta sont très abondantes dans les milieux riches en matière organique et inorganique. Ce résultat relatif aux microalgues pélagiques est différent de celui de Anougbo (2022) qui a observé une forte densité des Cyanobacteria par rapport aux autres embranchements dans les étangs piscicoles des juvéniles et des adultes de *O. niloticus* nourris avec des aliments locaux. Mais, la forte prédominance des Chlorophyta et des Euglenophyta pélagiques par rapport aux autres embranchements de microalgues a été également observée par Attoungbré *et al.* (2019) dans le lac de Guessabo, au Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire et par Kouassi *et al.* (2021) dans la retenue de Bacon, au Sud de la Côte d'Ivoire.

Les Rhodophyta et les Chrysophyta ont eu des faibles proportions dans la colonne d'eau et sur les parties submergées des tiges de riz. Ces faibles proportions justifieraient le caractère hypereutrophe des eaux des structures d'élevage de la ferme. En effet, les espèces de Rhodophyta et de Chrysophyta prolifèrent plus dans les milieux oligotrophes où les eaux sont pures par rapport aux eaux hypereutrophes (Nicholls, 1995).

Au niveau des microalgues épiphytiques, leur densité a été dominée par les individus appartenant aux embranchements des Chlorophyta et des Bacillariophyta pendant les phases de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus*. La forte proportion des Bacillariophyta épiphytiques observée dans cette étude pourrait être liée, d'une part, au fait que les plants de riz du genre *Oryza* sont de très bons accumulateurs de silicium (Ma & Yamaji, 2006 ; Guntzer *et al.*, 2012), et d'autre part, à leur grande capacité de s'attacher aux tiges de riz, grâce à leur structure siliceuse. En effet, les cellules de Bacillariophyta ont une grande affinité au silicium et les plants de riz qui l'accumulent constituent des substrats favorables à leur croissance et à leur prolifération (Yamaji & Feng, 2007). Ce résultat pourrait aussi s'expliquer par le fait que les Bacillariophyta ont la préférence à une vie périphytique sur des substrats organiques plutôt qu'une vie planctonique (Bere, 2010). La prédominance de Bacillariophyta sur les tiges de riz

a été également observée par Bhattacharjee & Das (2018) dans les rizières inondées du Nord-Est de l'Inde.

Le suivi mensuel de l'évolution de la densité algale après l'empoissonnement des étangs rizipiscicoles a mis en évidence le rythme de développement des algales durant les phases de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus*. L'évolution mensuelle de la densité des microalgues pélagiques et épiphytiques dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles (RPC, RSM et RSR) a été plus rapide par rapport à celle des étangs RC. Cette évolution rapide pourrait être liée au fort accroissement temporel de la concentration des sels nutritifs au cours du prégrossissement et du grossissement de *O. niloticus* qui stimulerait plus la multiplication rapide des cellules algales dans la colonne d'eau et sur les parties submergées des tiges de riz de ces étangs. La faible augmentation mensuelle de la densité du phytoplancton de  $36,6 \cdot 10^6$  à  $41,8 \cdot 10^6$  Ind/l dans le barrage traduirait une faible prolifération des espèces algales due au renouvellement de ses eaux, contrairement aux étangs rizipiscicoles où l'eau est stagnante. Les fortes densités du phytoplancton et de l'épiphyton ont été obtenues en fin du cycle de grossissement de *O. niloticus* (m-6) dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles. Ce résultat pourrait se justifier par l'effet combiné de la saison sèche et la décomposition de la fraction des sous-produits agricoles non consommée par les poissons. En effet, la fin du cycle de grossissement de *O. niloticus* a coïncidé avec le mois de novembre (début de la saison) où les fortes valeurs de la conductivité, de la teneur des TDS et de la concentration des composés azotés et phosphorés de l'eau ont été enregistrées dans ces étangs rizipiscicoles lors de cette étude.

Les microalgues dominantes dans la colonne d'eau ont permis d'identifier huit groupes fonctionnels avec une forte représentation des taxons des groupes J et W2. Dans l'ensemble, ces groupes fonctionnels représentatifs du phytoplancton reflètent le degré élevé d'eutrophisation et de la teneur en nutriments des structures d'élevages qui sont de petites tailles, lenticules et très peu profondes. En outre, la présence du groupe W1 constitué des Euglenophyta du genre *Lepocinclis* durant les deux phases d'élevage du poisson serait due à l'augmentation de la DBO<sub>5</sub> telle que signalée par Gani *et al.* (2011). L'abondance relative de ces groupes fonctionnels a fluctué mensuellement dans tous les étangs rizipiscicoles au cours des phases de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus*. Cette fluctuation pourrait être due au ruissellement des pluies lors de la période d'étude, qui modifie la concentration des nutriments dans les eaux lenticules telle que constatée par Cao *et al.* (2018).

Les moyennes des indices de diversité de Shannon des microalgues pélagiques et épiphytiques des structures d'élevages, notamment celles des étangs ayant reçu des sous-produits agricoles,

ont été supérieures à 3 et ont varié faiblement entre les deux phases d'élevage. Ce résultat indiquerait une diversité élevée et une bonne stabilité des communautés microalgales des structures d'élevage de la ferme. En effet, d'après Palupi *et al.* (2023), les indices de diversité supérieurs à 3 traduisent une forte diversité des espèces. Pour Mary & Archaimbault (2011), une forte diversité montre que les individus récoltés sont répartis sur plusieurs espèces. D'après Adon *et al.* (2017), la stabilité du peuplement des algues est liée à la disponibilité des éléments nutritifs dans les hydrosystèmes. Pour Stirling & Wilsey (2001), la diversité des espèces dépend des processus environnementaux clés tels que la prédation et la concurrence. Les changements dans ces processus peuvent modifier l'indice de diversité des espèces tout au long des changements de la régularité. L'analyse de la richesse raréfiée aux seuils de 100 individus pélagiques a indiqué que la richesse du phytoplancton n'est pas équivalente dans les structures d'élevage.

L'évolution de la densité des taxons potentiellement toxiques au cours des deux phases d'élevage a été plus accentuée dans les étangs rizipiscicoles ayant reçu des apports de sous-produits agricoles. Ce résultat serait attribué à un enrichissement continu de ces étangs en nutriments, notamment le phosphore, qui favoriserait leur développement. En effet, la plupart des proliférations de Cyanobacteria surviennent dans des eaux eutrophes ayant des charges élevées en phosphore, principalement sous forme d'orthophosphates ( $> 50 \mu\text{g/l}$ ) (Chorus & Mur, 1999). L'évolution de la densité de ces taxons, en particulier les Cyanobacteria neurotoxiques et hépatotoxiques, pourrait être accompagnée de l'augmentation de la concentration de cyanotoxines, notamment les exotoxines, dans l'eau et provoquer des intoxications de *O. niloticus* et les autres organismes phytophages. En effet, l'abondance des Cyanobacteria potentiellement toxiques est généralement corrélée positivement à la production importante de microcystines (Touati *et al.*, 2024). De plus, Wiegand & Pflugmacher (2005) et Malbrouck & Kestemont (2006) stipulent que les incidents les plus graves des espèces de Cyanobacteria toxiques sont principalement liés aux neurotoxines et aux hépatotoxines.

La densité des taxons de Cyanobacteria et de Dinophyta pélagiques potentiellement toxiques a baissé continuellement à partir du troisième mois de grossissement de *O. niloticus* dans les étangs RC. Cette baisse s'expliquerait par la diminution des teneurs en sels nutritifs de ces étangs, entraînant un ralentissement du développement du phytoplancton, en l'occurrence les taxons potentiellement toxiques de la colonne d'eau qui sont facilement broutés par *O. niloticus*, le zooplancton et les macroinvertébrés phytoplanctophages.

Les analyses canoniques ont indiqué que la prolifération des microalgues dans la colonne d'eau et sur les tiges de riz des étangs ayant reçu de sous-produits agricoles a été fortement et

positivement liée aux concentrations élevées des sels nutritifs, de la DBO<sub>5</sub> et des TDS. Ce résultat montrerait que plus la concentration des sels nutritifs dans ces étangs est forte, plus les microalgues se développent rapidement en assimilant ces sels nutritifs, notamment l'ammonium. En effet, la disponibilité des sels nutritifs constitue le principal facteur qui contrôle la dynamique de la communauté de microalgues lorsque les conditions de lumière et de température sont adéquates (Hecky & Kilham, 1988 ; Dodds, 2007). Ce facteur peut affecter le taux de croissance (Sakka *et al.*, 2006) et la biomasse des microalgues (Caron *et al.*, 2000). Les corrélations entre l'abondance de microalgues et la concentration des sels nutritifs observées dans cette étude concordent avec celles de Sondergaard *et al.* (2003) qui ont constaté qu'un apport croissant d'azote et de phosphate s'accompagnait d'une prolifération des microalgues et de la turbidité de l'eau, laquelle peut réduire la transparence.

---

# **CONCLUSION**

Ce travail réalisé dans les étangs rizipiscicoles à Bonoufla a permis de comprendre l'influence de l'usage des sous-produits agricoles sur la qualité physico-chimique des eaux, la composition et le déterminisme de la prolifération des microalgues pélagiques et épiphytiques.

Le suivi des paramètres physico-chimiques au cours des deux dernières phases d'élevage de *Oreochromis niloticus* a révélé que les sous-produits agricoles utilisés entraînent l'augmentation de la concentration des sels nutritifs, de l'acidité, de la conductivité et des solides totaux dissous dans l'eau des structures d'élevage. Les étangs rizipiscicoles ayant reçu un mélange de sous-produits agricoles (RPC) ont été les moins oxygénés et plus riches en sels nutritifs. En termes de qualité de l'eau, les apports alimentaires ont induit le niveau de pollution de l'eau des étangs rizipiscicoles de fortement pollué à très pollué. Bien que les eaux des différentes structures d'élevage soient polluées, elles ont gardé une bonne qualité pour l'aquaculture en général. Les moyennes de la concentration de la DBO5, des nitrites et des nitrates dans l'eau de toutes les structures d'élevage ont été incluses dans les fourchettes optimales pour la meilleure croissance de *O. niloticus*. Mais, les moyennes de la température, la transparence et la turbidité de l'eau de toutes les structures d'élevage ainsi que celles du pH de l'eau des étangs rizipiscicoles ayant reçu les sous-produits agricoles n'ont pas été incluses dans les gammes optimales recommandées pour la meilleure croissance de *O. niloticus*. L'utilisation des sous-produits agricoles dans l'alimentation des poissons dégrade effectivement la qualité physico-chimique de l'eau des étangs rizipiscicoles pour l'aquaculture. Ce qui confirme la première hypothèse fixée dans cette étude selon laquelle l'usage des sous-produits agricoles dans l'alimentation des poissons dégrade la qualité physico-chimique de l'eau des étangs rizipiscicoles.

Qualitativement, 341 taxons de microalgues ont été identifiés. Ces taxons sont regroupés en 8 embranchements dominés par les Chlorophyta (45,75%) et les Euglenophyta (21,11%). La composition taxonomique des microalgues a été sensiblement identique dans les différents étangs rizipiscicoles. La seconde hypothèse de cette étude selon laquelle les apports de sous-produits agricoles dans les étangs rizipiscicoles modifient la composition taxonomique des microalgues est donc rejetée. Ce rejet implique que l'apport quotidien des sous-produits agricoles dans le n'est pas un facteur déterminant pour changer la richesse spécifique des microalgues dans les étangs rizipiscicoles lorsque ces étangs sont alimentés en eau par un même barrage.

Dans les différents étangs rizipiscicoles, le nombre de taxons phytoplanktoniques est supérieur à celui des taxons récoltés sur les parties submergées des tiges de riz. La plupart des taxons sont accidentels dans les différentes structures d'élevage. Un total de 42 taxons potentiellement

toxiques, dont 15 genres de Cyanobacteria et 6 de Dinophyta, ont été identifiés. Ces taxons sont en majorité producteurs de neurotoxines et d'hépatotoxines.

De façon quantitative, la densité des microalgues a été plus élevée dans la colonne d'eau et sur les tiges de riz des étangs rizipiscicoles ayant reçu le son de maïs, le son de riz et un mélange de sous-produits agricoles. Le mélange de sous-produits agricoles s'est montré comme l'aliment exogène qui favorise le plus la prolifération des microalgues dans les étangs rizipiscicoles, tant en prégrossissement qu'en grossissement de *O. niloticus*. La structure des communautés algales a mis en évidence une forte abondance des Chlorophyta et des Euglenophyta dans la colonne d'eau, des Bacillariophyta et des Chlorophyta sur les parties submergées des tiges de riz des étangs. Au cours des phases de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus*, les apports alimentaires n'ont pas modifié significativement l'indice de diversité des microalgues pélagiques. Mais, ils ont impacté significativement celui des microalgues épiphytiques des étangs rizipiscicoles. A partir des taxons dominants, 08 groupes fonctionnels ont été identifiés et les groupes J et W2 sont plus représentatifs dans les étangs rizipiscicoles. La présente étude a également permis d'indiquer que l'utilisation des sous-produits agricoles dans l'alimentation des poissons amplifie considérablement l'évolution temporelle de la densité des taxons potentiellement toxiques durant le cycle du prégrossissement et du grossissement de *O. niloticus*.

Du point de vue écologique, la dynamique des microalgues pélagiques et épiphytiques dans les étangs rizipiscicoles dépend de la nature des sous-produits agricoles apportés aux poissons. Dans les étangs ayant reçu une combinaison de sous-produits agricoles, cette dynamique est principalement liée au rythme du pH et aux concentrations élevées de la conductivité, de la DBO<sub>5</sub>, des solides totaux dissous et des sels nutritifs. De même, les apports alimentaires amplifient considérablement la densité des microalgues potentiellement toxiques durant tout le cycle de prégrossissement et de grossissement de *O. niloticus*. Le nourrissage des poissons à l'aide des sous-produits agricoles impacte effectivement la structure des microalgues et le déterminisme de leur prolifération dans les étangs rizipiscicoles.

Bien que des cas de mortalité de poissons liés aux intoxications par les phycotoxines n'aient pas été observés sur le site d'étude, une partie des résultats obtenus dans ce travail a montré la présence d'un risque potentiel associé aux taxons capables de produire des substances toxiques sur la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla.

L'effet significatif des intrants alimentaires sur l'intensité de pollution organique de l'eau et l'évolution de la densité des taxons potentiellement toxiques permettent de recommander à l'Etat de Côte d'Ivoire d'encourager la surveillance régulière de la qualité de l'eau pour

l'aquaculture et la dynamique des microalgues dans ses projets de diffusion de la pratique de la rizipisciculture. Aussi, la recommandation faite aux rizipisciculteurs est d'utiliser de façon contrôlée le mélange de sous-produits agricoles pour optimiser durablement la production de poissons marchands et du riz paddy dans les systèmes d'association riz-poisson. Une telle pratique pourrait permettre d'éviter la prolifération excessive des microalgues, notamment les *Cyanobacteria* potentiellement toxiques.

Ce travail constitue une source pour renforcer les connaissances relatives à l'incidence de l'utilisation des aliments exogènes sur la qualité de l'eau pour la meilleure croissance de *O. niloticus* et la prolifération des microalgues dans la production intégrée du riz et de poissons marchands. Toutefois, des recherches supplémentaires sont nécessaires. Ainsi, la détermination de la quantité et du type de sous-produits agricoles plus avantageux pour l'optimisation simultanée du rendement du riz et du poisson pourrait être effectuée. Aussi, l'évaluation de l'effet des aliments exogènes sur la concentration des phycotoxines dans les eaux des étangs rizipiscicoles devrait être menée. Enfin, la modélisation des interactions entre les nutriments issus des sous-produits agricoles et la dynamique des microalgues dans les étangs rizipiscicoles pourrait être réalisée afin de prédire leur impact sur la dynamique des microalgues et les risques d'eutrophisation dans ces étangs.

---

## **REFERENCES**

- Abou Y., Fiogbé E.D. & Micha J-C. (2007). Apreliminary assessment of growth and production of Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus* L., Fed *Azolla*-based-diets in Earthen Ponds. *Journal of Applied Aquaculture*, 19(4) : 55-69.
- Aboya N., Kanga K.M.J. & Assielou E.S. (2020). Filière de la production piscicole en lagune Ébrié (Côte d'Ivoire). *International Journal of Innovation and Scientific Research*, 50(1) : 59-70.
- Abowei J.F.N. (2010). Salinity, Dissolved Oxygen, pH and surface water temperature conditions in Nkoro River, Niger Delta, Nigeria. *Advance Journal of Food Science and Technology*, 2(1) : 16-21.
- Adande R. & Fiogbe E.D. (2015). Utilisation des fertilisants organiques d'origine animale et végétale pour le développement de la pisciculture dans les étangs : Synthèse bibliographique. *International Journal of Multidisciplinary Research and Development*, 2(12) : 281-287.
- ADERIZ (2025). Statistiques sur la consommation du riz. (En ligne) : <https://www.aderiz.ci/fr/statistiques-sur-la-consommation#>, Consulté le 20 /02/2025.
- Adjiri O.A., Assoma T.V., Soro G., Aka N., Bengaly I. & Soro N. (2020). Evaluation des aptitudes d'usages des eaux de sources naturelles dans l'agriculture à partir de techniques hydrochimiques : cas de celles des départements de Daloa et Zoukougbeu, Côte d'Ivoire. *Afrique Science*, 16(1) : 204-217.
- Adon M.P. (2023). Phycotoxines de quelques hydrosystèmes ivoiriens. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 57(1) : 10401-10413.
- Adon M.P., Niamien-Ebrottié J.E., Konan K.F., Azah C.N., Ouattara A. & Gourène G. (2017). Qualité des eaux du Bandama-blanc (Côte d'Ivoire) et de ses affluents soumis à de fortes activités anthropiques à partir de la microflore algale. *Agronomie Africaine*, 29(2) : 159-175.
- AFNOR (1994). Qualité de l'eau (Environnement). 1<sup>ère</sup> Edition, AFNOR, Paris, France, 862 p.
- Ahimon O.A. (1990). Notice explicative de la carte géologique à 1/200 000, feuille de Daloa. Direction de la géologie, Abidjan, 28 p.
- Ait-Hamouda I. (2005). Contribution à l'étude de l'inversion sexuelle chez une espèce de poisson d'eau douce : Tilapia (*Oreochromis niloticus*). Mémoire de fin d'études du Diplôme d'Ingénieur d'Etat en sciences de la mer, Option : Aquaculture, Institut des Sciences de la Mer et de l'Amenagement du Littoral, Alger, Algerie, 80 p.
- Aldin H. & Carl Y. (2004). La pisciculture à la ferme. Agrodok 21, 3<sup>ème</sup> Edition, Agromisa, CTA, Pays-Bas, 76 p.

- Aliaume C., Lasserre G. & Louis M. (1990). Organisation spatiale des peuplements ichtyologiques des herbiers à Thalassia du Grand Cul-de-sac marin en Guadeloupe. *Revue Hydrobiologie Tropicale*, 23(3) : 231-250.
- Allouko J.R., Assemian N.E., Bony K.Y., Avit J.B.L.F. & Kouassi N.C. (2016). Evaluation of performance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) crop in rice-fish ponds. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 4(1) : 91- 97.
- Amancho A.N., Kouassi N.K., Atta D.H., Bouet A., Aidara D. & Sangaré A. (2008). Epidemiologie de la panachure jaune du riz : distribution et incidence sur les varietes de riz (*Oryza sativa*) cultiveés en Côte d'Ivoire. *Agronomie Africaine*, 20(2) : 201-211.
- Aminot A. & Chaussepied M. (1983). Manuel des analyses chimiques en milieu marin. CNEXO, Editions Jouve, Paris, France, 395 p.
- Anougbo A.B. (2022). Peuplement planctonique et son influence sur la qualité de l'eau des étangs au cours de l'élevage de trois espèces de poissons nourris avec les aliments composés adaptés à leurs besoins. Thèse de Doctorat, Spécialité : Hydrobiologie, Université Félix Houphouët Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire, 214 p.
- Anougbo A.B., Etilé N.R., Nobah K.C.S., Boua A.C. & Bi G.G. (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.
- Ansah Y.B., Frimpong E.A. & Hallerman E.M. (2014). Genetically-improved tilapia strains in Africa: Potential benefits and negative impacts. *Sustainability*, 6(6) : 3697-3721.
- APDRA (2015). L'innovation piscicole pour satisfaire les besoins alimentaires, Rapport d'activité, Massy, France, 33 p.
- APG. IV. (2016). An update of the Angiosperm Phylogeny Group Classification for the orders and families of flowering plants. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181(2) : 1-20.
- Aprile F., Darwich A.J., Mera P.A., Tavera R. & Serique K.K.D.A. (2014). Biological diversity of phytoplankton and phytoperiphyton in the Madeira River basin, Amazon, Brazil. *Global Journal of Biology, Agriculture & Health Sciences*, 3(1) : 110-119.
- Arfi R., Bouvy M., Cecchi P., Pagano M., Saint-Jean L. & Thomas S. (2007). Facteurs limitant la productivité phytoplanctonique dans 49 petits barrages. In : L'eau en partage : Les petits barrages de Côte d'Ivoire. Cecchi P. (Ed.), IRD éditions, Latitudes 23, Paris, France : 97-110.
- Arulampalam P., Yusoff F.M., Law A.T. & Rao P.S.S. (1998). Water quality and bacterial populations in a tropical marine cage culture farm. *Aquaculture Research*, 29 : 617-624.

- Arunrat N. & Sereenonchai S. (2022). Assessing ecosystem services of rice–fish co-culture and rice monoculture in Thailand. *Agronomy*, 12(5) : 1-16.
- Assi-Kaudjhis P.J. (2008). Crise agricole et reconversion des bas-fonds par la riziculture dans le Centre-ouest de la Côte d’Ivoire : Enjeux de l’implication des femmes. *Revue de Géographie Tropicale et d’Environnement*, 2 : 20-36.
- Atanle K., Bawa M.L., Kokou K. & Djaneye-Boundjou G. (2012). Caractérisation physico-chimique et diversité phytoplanctonique des eaux du lac de Zowla (Lac Boko), Togo. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 6(1) : 543-558.
- Attoungbré S.K., Niamien-Ebrottie J.E., Konan K.F., Boussou K.C., Kouamé K., Kouakou K. B., Aliko N.G., Yoboué A.N., Konan K.S. & Gourène G. (2019). Phytoplankton composition and trophic state of Guessabo lake (Upstream in Buyo lake, Ivory Coast). *Journal of Applied Biosciences*, 143 : 14659-14680.
- Avit J.B.L.F., Bony K.Y., Konan K.F., Kouassi C.N., Traoré S. & Yté W.A. (2014). Paramètres environnementaux du grossissement de *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) (Cichlidae, Perciformes) en association avec le riz Djoukènin (*Oryzas sativa*) en étang. *Livestock research for rural Development*, 26(7) : 1-6.
- Avit J.B.L.F., Bony K.Y., Kouassi N.C., Konan K.F., Assemian O. & Allouko J.R.C. (2012). Conditions écologiques de production de fingerlings de *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) en association avec le riz WITA 12 en étang. *Journal of Applied Biosciences*, 59 : 4271-4285.
- Awasthi M. (2021). Distribution of phytoplankton and periphyton in the shallow rice-fish fields of Arunachal Pradesh, Indien. *International Journal on Algae*, 23(3) : 223-236.
- Azam F. & Malfatti F. (2007). Microbial structuring of marine ecosystems. *Nature Reviews Microbiology*, 5 : 782-791.
- Ba N. (2006). La communauté Phytoplanctonique du lac de Guiers (Sénégal) : Types d’associations fonctionnelles et approches expérimentales des factures de régulation. Thèse de Doctorat de 3<sup>ème</sup> cycle, Option : Océanologie biologique, Spécialité : Biologie Végétale, Université Cheikh Anta Diop, Dakar, Sénégal, 144 p.
- Bacharsson B. (1997). Mise en valeur des étangs. 2<sup>end</sup> Edition, Edition Tec & Doc Lavoisier, Paris, France, 176 p.
- Baillot S. (2013). Utilisation des groupes morpho-fonctionnels du phytoplancton pour le diagnostic écologique des plans d’eau du bassin loire bretagne. Mémoire du Diplôme de l’Ecole Pratique des Hautes Etudes, Option : Sciences de la Vie et de la Terre, Ecole Pratique des Hautes Etudes, Paris, France, 125 p.

- Balarin J.D. & Haller R.D. (1982). The intensive culture of tilapia in tanks, raceways and cages. *In* : Recent Advances in Aquaculture. Muir J.F. & Roberts R.J. (Editors), Croom Helm, London, Angleterre : 266-355.
- Balaro G., Soule B.G. & Gansari S. (2014). Analyse des impacts politiques et stratégiques mises en œuvre par l'Etat dans la filière riz depuis 2008. Rapport, Laboratoire d'Analyse Régionale et d'Expertise Sociale, Cotonou, Bénin, 73 p.
- Bamba Y. (2007). Production en étang du tilapia *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) nourrit avec des sous-produits agricoles sans adjonction de la farine de poisson. Thèse de Doctorat, Option : Ecologie et Aménagement des Ecosystèmes Aquatiques, Université d'Abobo-Adjamé, Abidjan, Côte d'Ivoire, 155 p.
- Bamba Y., Ouattara A.D.A., Costa K.S. & Gourène G. (2008). Production de *Oreochromis niloticus* avec des aliments à base de sous-produits agricoles. *Sciences & Nature*, 5(1) : 89-99.
- Barberousse H (2006). Etude de la diversité des algues et des Cyanobacteria colonisant les revêtements de façade en France et recherche des facteurs favorisant leur implantation. Thèse de Doctorat, Muséum national d'histoire naturelle, Paris, France, 192 p.
- Bellal C., Dardar Z. & Mosbah S. (2019). Approche qualitative et quantitative du phytoplancton du Lac Noir. Mémoire de Master, Option : Microbiologie Appliquée, Université 8 Mai 1945 Guelma, Guelma, Algérie, 51 p.
- Bere T. (2010). Benthic diatom community structure and habitat preferences along an urban pollution gradient in the Monjolinho River, São Carlos, SP, Brazil. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 22(1) : 80-92.
- Berg H. & Tam N.T. (2018). Decreased use of pesticides for increased yields of rice and fish- options for sustainable food production in the Mekong Delta. *Science of Total Environment*, 619 : 319-327.
- Bernard C. (2014). Les Cyanobactéries et leurs toxines. *Revue Francophone des Laboratoires*, 460 : 53 – 68.
- Beveridge M.C.M. & Mcandrew B.J. (2000). Tilapia : Biology and exploitation. Fish and Fisheries Series, 25. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Netherlands, 185 p.
- Bhat S.R., Devi P., D'Sousa L., Verlecar X.N. & Naik C.G. (2006). Harmful Algal Blooms. *In* : Multiple Dimensions of Global Environmental Change. TERI Press, New Delhi, India : 419-431.
- Bhatnagar A. & Devi P. (2013). Water quality guidelines for the management of pond fish culture. *International Journal of Environment Sciences*, 3(6) : 1980-2009.

- Bhattacharjee M. & Das T. (2018). Eroding traditional knowledge systems Plea scientific validation : ecological characterization of traditionally managed semi-deep water rice field Agroecosystem in Barak Valley, Assam, Northeast India. *International Journal of Plant and Environment*, 4(02) : 88-96.
- Blé M.C., Arfi R., Yeboua A.F. & Diopoh K.J. (2007). Qualité nutritive de l'alimentation naturelle du tilapia *Oreochromis niloticus* en élevage extensif dans des étangs de barrage (Côte d'Ivoire). *Bulletin Français de Pêche et de Pisciculture*, 385 : 01-16.
- Blé M.C., Otchoumou K.A., Alla Y.L. & Kaushik S. (2011). Utilisation des farines végétales dans l'alimentation des poissons d'élevage en milieu tropical. *Fiches Techniques et Documents de Vulgarisation*, 11 : 7-11.
- Boeken G.B. (1971). Etude agro-botanique des riz sauvages au Sénégal. PNUD/FAO, Rome, Italy, 87 p.
- Boma S., N'Feidé T., Nakpa T., Batimsoga B., Bataka K., Lombo Y. & Imorou Toko I. (2022). Substitution d'une farine de poisson locale par une farine de sang de bovin chauffée et performances d'alevins de tilapias du Nil au Togo. *Livestock Research for Rural Development*, 34(3) : 1-10.
- Bony K.Y., Avit J-B.L.F., Kouassi N.C., Konan K.F., Kouadio K.C. & Yté W. (2015). Environmental parameters for the production of juvenile's African bonytongue, *Heterotis niloticus* (Cuvier, 1829) in rice-fish pond. *European Journal of Zoological Research*, 4(1) : 12-18.
- Bouet A., N'cho A.L, Kéli Z.J., Yoboué N., Yayha C.M. & N'guessan P. (2005). Bien produire du riz irrigué en Côte d'Ivoire. Fiche technique, Centre National de Recherche Agronomique, Côte d'Ivoire, 4 p.
- Bourrelly P. (1968). Les Algues d'eau douce : Initiation à la Systématique. Tome II : Les Algues jaunes et brunes Crysophycées, Phéophycées, Xanthophycées et Diatomées. Editions N. Boubée, Paris, France, 517 p.
- Boyd C.E. (2003). Guidelines for aquaculture effluent management at the farm-levels. *Aquaculture*, 226(1-4) : 101-112.
- Boyd C.E., D'Abramo L.R., Glencross B.D., Huyben D.C., Juarez L.M., Lockwood G.S., McNevin A.A., Tacon A.G.J., Teletchea F., Tomasso J.R., Tucker C.S. & Valenti W.C. (2020). Achieving sustainable aquaculture : Historical and current perspectives and future needs and challenges. *Journal of the World Aquaculture Society*, 51(3) : 578-633.

- Brown M.R., Jeffrey S.W., Volkman J.K. & Dunstan G.A. (1997). Fish Nutrition and Feeding Proceedings of the Sixth International Symposium on Feeding and Nutrition in Fish Nutritional properties of microalgae for mariculture. *Aquaculture*, 151(1-4) : 315-331.
- Buhungu S., Montchowui E., Barankanira E., Sibomana C., Ntakimazi G. & Bonou C.A. (2018). Caractérisation spatio-temporelle de la qualité de l'eau de la rivière Kinyankonge, affluent du Lac Tanganyika, Burundi. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 12(1) : 576-595.
- Candia A. Lindstrom S. & Reyes E. (1991). *Porphyra* sp. (Bangiales, Rhodophyta): reproduction and life form. *Hydrobiologia*, 398/399 : 115-119.
- Canter-Lund H. & Lund J.W.G. (1995). Freshwater Algae: Their microscopic world explored. Biopres Ltd, Bristol, Royaume-Unie, 360 p.
- Cao J., Hou Z., Li Z., Chu Z., Yang P. & Zheng B. (2018). Succession of phytoplankton functional groups and their driving factors in a subtropical plateau lake. *Science of The Total Environment*, 631-632 : 1127-1137.
- Caron D.A., Lim E.L., Sanders R.W., Dennett M.R. & Berninger U.G (2000). Responses of bacterioplankton and phytoplankton to organic carbon and inorganic nutrient additions in contrasting oceanic ecosystems. *Aquatic Microbial Ecology*, 22 : 175-184.
- Cassol A.P.V., Zanella R. & Torgan L.C. (2022). Do phytoplankton and epiphyton communities differ between organic and conventional rice fields?. *Acta Botanica Brasilica*, 36 : 1-12.
- Chao A. & Shen T.-J. (2003). Nonparametric estimation of Shannon's diversity index when there are unseen species in sample. *Environmental and Ecological Statistics*, 10 : 429-443
- Chavez F.P., Messie M. & Pennington J.T. (2011). Marine primary production in relation to climate variability and change. *Annual Review of Marine Science*, 3 : 227-260.
- Chen M., Schliep M., Willows R.D., Cai Z.L., Neilan B.A., Scheer H. (2010). A red-shifted chlorophyll. *Science*, 329 : 1318-1319.
- Chikou A., Fagnon S.M., Youssao I. & Lalèyè P. (2013). Facteur de condition de *Sarotherodon melanotheron* (Pisces, Cichlidae) dans les eaux douces et saumâtres du Bénin. *Annales des Sciences Agronomiques*, 17(1) : 43-50.
- Chorus I. & Mur L. (1999). Preventative measures. In : Toxic Cyanobacteria in Water : A guide to their public health consequences, monitoring and management. Chorus I. & Bartram J., 1<sup>st</sup> Edition CRC Press, London, England : 235-273.

- Colyer C.L., Kinkade C.S., Viskari P.J. & Landers J.P. (2005). Analysis of cyanobacterial pigments and proteins by electrophoretic and chromatographic methods. *Analytical and bioanalytical chemistry*, 382 : 559-569.
- Compère P. (1975). Algues de la Région du lac Tchad. IV- Diatomophycées. *Cahier O.R.S.T.O.M., Série Hydrobiologie*, 9(4) : 203-290.
- Compère P. (1989). Flore pratique des Algues d'eau douce de Belgique, volume 2 : Pyrrophytes, Raphidophytes, Euglénophytes. *Bulletin du Jardin Botanique National Belgique*, Meise, Belgique, 210 p.
- Corbel S., Mougin C. & Bouaïcha N. (2014). Cyanobacterial toxins: modes of actions, fate in aquatic and soil ecosystems, phytotoxicity and bioaccumulation in agricultural crops – a review. *Chemosphere*, 96 : 1-15.
- Core T.R (2021). A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria, En ligne, Téléchargeable sur : <http://www.Rproject.org/>.
- Coudert Y., Perin C., Courtois B., Khong N.G. & Gantet P. (2010). Genetic control of root development in rice, the model cereal. *Trends in Plant Science*, 15(4) : 219-226.
- Cox P.A., Banack S.A., Murch S.J., Rasmussen U., Tien G., Bidigare R.R., Metcalf J.S., Morrison L.F., Codd G.A. & Bergman B. (2005). Diverse taxa of cyanobacteria produce beta-N-methylamino-L-alanine, a neurotoxic amino acid. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 102(14) : 5074-5078.
- Crentsil C. & Ukpong I.G. (2014). Economics of Fish Production in Amansie-west District of Ghana: Implication for Food Security in West Africa. *Asian Journal of Agricultural Extension, Economics & Sociology*, 3(3) : 179-188.
- Cuaresma M., Garbayo I., Vega J.M. & Vilchez C. (2006). Growth and photosynthetic utilization of inorganic carbon of the microalga *Chlamydomonas acidophila* isolated from Tinto River. *Enzyme and Microbial Technology*, 40(1) : 158-162.
- Da Fonseca C. (1968). Théorie de l'information et diversité spécifique. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle*, Paris, France, 38(2) : 961-968.
- Da K.P. (1986). Contribution à la connaissance de la microflore de la mare et du complexe piscicole du Banco. Mémoire de Diplôme d'Etudes Approfondies, Université Nationale de Côte d'Ivoire, Abidjan, Côte d'Ivoire, 77 p.
- Da K.P. (1992). Contribution à la connaissance du phytoplancton de la mare et du complexe piscicole du Banco (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle, Département des Sciences Naturelles, Université Nationale d'Abidjan, Abidjan, Côte d'Ivoire, 405 p.

- Dabbadie L. (1996). Etude de la viabilité d'une pisciculture rurale à faible niveau d'intrant dans le Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire : Approche du réseau trophique. Thèse de Doctorat, Spécialité : Océanologie biologique, Université Paris 6, Paris, France, 207 p.
- Dabbadie L. Lazard J. & Oswald M. (2006). La pisciculture. *In* : Mémento de l'agronome. Gret & Cirad, Montpellier, France : 1571-1615.
- Dajoz R. (2000). Précis d'écologie. 7<sup>ème</sup> Edition, Dunod, Collection Sciences Sup, Paris, France, 615 p.
- Dajoz R. (2006). Précis d'écologie. 8<sup>ème</sup> Edition Dunod, Collection Sciences Sup, Paris, France, 631 p.
- Dauta A. & Feuillade J. (1995). Croissance et dynamique des populations algales. *In* : Limnologie générale. Pourriot R. & Meybeck M., (Eds.). Elsevier Mason SAS, Paris, France : 328-350.
- De Bello F. Lepš J. & Sebastià M.T. (2007). Grazing effects on the species-area relationship: Variation along a climatic gradient in NE Spain. *Journal of Vegetation Science*, 18(1) : 25-34.
- De Graaf G.J., Galemoni F. & Huisman E. (1999). Reproductive biology of pond reared Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L.. *Aquaculture research*, 30(1) : 25-33.
- De Reviers B. (2003). Biologie et phylogénie des algues. Tome 2, Collection Sup Sciences, Belin, Paris, France, 255 p.
- Degbey C., Makoutode M., Lendo E.M., Fayomi B. & Chistophe D.B. (2008). La qualité de l'eau de puits dans la commune d'Abomey-Calavi au Bénin. *Environnement, Risques & Santé*, 7(4) : 279-283.
- Dekayir S. (2007). Gestion, récupération et valorisation de la biomasse produite dans une filière d'épuration des eaux usées par *Chenopodium album* à Haut Rendement. Thèse de Doctorat, Option : Génie des procédés, Université de Liège, Liège, Belgique, 184 p.
- Delor C., Siméon Y., Vidal M., Zeade Z., Koné Y. & Adou M. (1995). Notice explicative de la carte géologique de la Côte d'Ivoire à 1/200 000, feuille Séguéla, Mémoire n°9 de la Direction des Mines et de la Géologie, Abidjan, Côte d'Ivoire, 19 p.
- Dhawan A. & Kaur S. (2002). Pig dung as pond manure: effect on water quality, pond productivity and growth of carps in polyculture system. *Naga*, 25(1) : 11-14.
- Dhib A. (2015). Contribution à l'étude des successions écologiques du phytoplancton dans la lagune de Ghar El Melh. Thèse de Doctorat, Discipline : Sciences Biologiques, Université de Tunis El-Manar (Tunis, Tunisie) et Université de Franche-Comté, Franche-Comté, France, 238 p.

- Djègo J., Gibigaye M., Tente B. & Sinsin B. (2012). Analyses écologique et structurale de la forêt communautaire de Kaodji au Bénin. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 6(2) : 705-713.
- Djima I.T. (2013). Les algues du fleuve Niger et des milieux humides connexes de l'Ouest du Niger. Thèse de Doctorat, Option : Taxonomie, Morphologie et Biologie Végétales, Spécialité : Phycologie, Université Abdou Moumouni, Niamey, Niger, 309 p.
- Dobermann A. & Fairhurst T. (2000). Nutrients disorders and nutrients management. *International Plant Nutrition Institute*, 191 p.
- Dodds W.K. (2007). Trophic state, eutrophication and nutrient criteria in streams. *Trends in Ecology and Evolution*, 22 : 69-76.
- Dokulil M.T. & Teubner K. (2000). Cyanobacterial dominance in lakes. *Hydrobiologia*, 438 : 1-12.
- Dufrêne M. (1992). Biogéographie et écologie des communautés de Carabidae en Wallonie. Thèse de Doctorat en Sciences, Département de Biologie, Unité d'Ecologie et de Biogéographie, Université Catholique de Louvain, Louvain, Belgique, 194 p.
- Durand J.R. & Chantraine J.M. (1982). L'environnement climatique des lagunes ivoiriennes. *Revue Hydrobiologie tropicale*, 15 : 85-111.
- Duy T.N., Lam P.K.S., Shaw G.R. & Connell D.W. (2000). Toxicology and risk assessment of Freshwater Cyanobacteria (blue-green algal) toxins in water. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 163 : 113-186.
- Edia O.E., Castella E., Konan M.K., Gattolliat J.L. & Ouattara A. (2016). Diversity, distribution and habitat requirements of aquatic insect communities in tropical mountain streams. *Annales de Limnologie - International Journal of Limnology*, 52(2) : 285-300.
- Elber F. & Schanz F. (1989). The cause of change in the diversity and stability of phytoplankton communities in small lakes. *Freshwater Biology*, 21(2) : 237-251.
- El-Sayed A.-F.M. & Teshima S. (1992). Protein and energy requirement of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*, fry. *Aquaculture*, 103(1) : 55-63.
- El-Sayed A.-F.M., Moyano F.J. & Martinez I. (2000). Assessment of the effect of plant inhibitors on digestive protease of Nile tilapia using in vitro assays. *Aquaculture International*, 8 : 403-415.
- El-Sayed A.-F.M. (2006). Tilapia culture. *Cab International Publishing*, 24(3) 276-278.
- Ephraim B.E. & Ajayi I.O. (2015). Compositional evaluation and quality status of surface waters of Mbat-Abiati and Oberekkai Creeks of the Great Kwa River, Southeastern Nigeria. *Advances in Applied Science Research*, 6(6) : 36-46.

- Eppley R.W. (1972). Temperature and Phytoplankton Growth in the Sea. *Fishery Bulletin*, 70(4) : 1063-1085.
- Ernst B., Dietz L., Hoeger S.J. & Dietrich D.R. (2005). Recovery of MC-LR in Fish Liver Tissue. *Environmental Toxicology*, 20(4) : 449-458.
- Ettl H. (1978). Xanthophyceae, 1. Teil. In : Süßwasserflora von Mitteleuropa. Ettl H., Gerloff J. & Heynig H. (Hrsg./eds.), Gustav Fisher Verlag, Stuttgart (Allemagne) : 1- 620.
- Fängstrom I. & Willèn E. (1987). Clustering and canonical correspondance analysis of phytoplankton and environmental variables in Swedish lakes. *Vegetation*, 71 : 87-95.
- FAO (2014). Fisheries and Aquaculture Information and Statistics Service. (En ligne) : <http://www.fao.org/figis/servlet/SQServlet?ds=Aquaculture&k1=COUNTRY&k1v=1&k1s=107 &outtype=html>, Consulté le 08/04/2021.
- FAO (2018). Tilapia du Nil - *Oreochromis niloticus*. Système d'information sur les ressources alimentaires et d'engrais en aquaculture. (En ligne): <http://www.fao.org/fishery/affris/profil-des-especes/nile-tilapia/tilapia-du-nil-accueil/fr>, Consulté le 10/06/2020.
- FAO (2025). FAOSTAT : Cultures et produits animaux pour la République de Côte d'Ivoire. (En ligne) : <http://www.fao.org/faostat/fr/ data/QCL/>, Consulté le 15/03/2025.
- Fauchot J. (2006). Ecologie du dinoflagellé toxique *Alexandrium tamarense* dans l'estuaire maritime du Saint-Laurent : facteurs environnementaux affectant l'initiation et le développement des efflorescences. Thèse de Doctorat, Spécialité : Océanographie, Université du Rimouski, Rimouski, Québec, 164 p.
- Feng J., Li F., Zhou X., Xu C. & Fang F. (2016). Nutrient removal ability and economical benefit of a rice-fish co-culture system in aquaculture pond. *Ecological Engineering*, 94 : 315-319.
- Figueroa R.I., Garcés E. & Camp J. (2010). Reproductive plasticity and local adaptation in the host parasite system formed by the toxic *Alexandrium minutum* and the Dinoflagellate parasite *Parvilucifera sinerae*. *Harmful Algae*, 10(1) : 56-63.
- FIRCA (2015). Caractérisation agropédoclimatique des nouvelles zones de production heveicoles. Rapport final, janvier 2013-décembre 2014, projet FIRCA n°2, 241 p.
- FIRCA (2022). Atelier national des parties prenantes pour la validation du Projet Fonds d'Adaptation nommé " Renforcer la résilience des petits exploitants agricoles aux effets des changements climatiques par l'adoption de technologies et pratiques innovantes éprouvées ". Rapport d'atelier, Abidjan, Côte d'Ivoire, 34 p.

- Franceschini I.M. (1992). Algues d'eau douce de Porto Alegre, Brésil (Diatomophyceae exclues). J. Cramer, Gebrüder Borotraeger, Verlagsbuchhandlung (Allemagne), 81 p.
- Fréchet R., Kourgansky A., Blanc P., Badiane A.A., Koffi G.R.Y. & Kouamé Y.S. (2022). Chaîne de valeur du tilapia du Nil d'élevage en Côte d'Ivoire. Rapport d'analyse et de mise à niveau, FAO, Rome, Italie, 288 p.
- Frei M., Khan M.A.M., Razzak M.A., Hossain M.M., Dewan S. & Becker K. (2007). Effects of a mixed culture of common carp, *Cyprinus carpio* L., and Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.), on terrestrial arthropod population, benthic fauna, and weed biomass in rice fields in Bangladesh. *Biological control*, 41(2) : 207-213.
- Frémy J.M. & Lassus P. (2001). Toxines d'algues dans l'alimentation. Editions Quae, Paris (France), 553 p.
- Frontier S. & Pichod-Viale D. (1998). Ecosystèmes : Structure, Fonctionnement, Evolution. 2<sup>ème</sup> édition, Dunod, Paris, France, 447 p.
- Gabriel U.U., Akinrotimi O.A., Bekibele D.O., Onunkwo D.N. & Anyanwu P.E. (2007). Locally produced fish feed: potentials for aquaculture development in sub-Saharan Africa. *African Journal of Agricultural Research*, 2(7) : 287-295.
- Gani M.A., Alfasane M.A. & Khondker M. (2011). Limnology of wastewater treatment lagoons at Pagla, Narayanganj. *Bangladesh Journal of Botany*, 40(1) : 35-40.
- Gniza I.D. (2020). Analyse de la rentabilité des petites exploitations de riz de bas fond en Côte d'Ivoire. *Journal of Economics and Finance*, 11(6) : 52-56.
- Osório C., Machado S., Peixoto J., Bessada S., Pimentel F.B., Alves R.C. & Oliveira M.B.P. (2020). Pigments content (chlorophylls, fucoxanthin and phycobiliproteins) of different commercial dried algae. *Separations*, 7(33) : 1-14.
- Garnier J., Dufayt O., Billen G. & Roulier M. (2001). Eutrophisation et gestion des apports de phosphore dans le bassin de la Seine. Acte du Colloque, Lyon (France). Scientifiques & Décideurs : agir ensemble pour une gestion durable des systèmes fluviaux. 11 p. CD-rom, téléchargeable sur <http://www.eaurmc.fr>.
- Garon-Lardiere S. (2004). Etude structurale des polysaccharides pariétaux de l'algue rouge *Asparagopsis armata* (Bonnemaisoniales). Thèse de Doctorat, Spécialité : Chimie, Ecole Doctorale des Sciences de la Matière, de l'Information et du Vivant, Université de Bretagne Occidentale, Bretagne, France, 332 p.
- Gboko A.J., Akobe A.C., Aka A.M., Aka C.A., Kouame A.F., Adou K.N., Yapo O.B., Monde S. & Aka K. (2019). Etat d'eutrophisation de la lagune continentale Ono (Bonoua sud-est

- de la Côte d'Ivoire) dans un environnement agro-industriel durant la crue du fleuve Comoé. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 13(6) : 2942-2958.
- Glibert P.M., Anderson D.M., Gentien P., Graneli E. & Sellner K.G. (2005). The global, complex phenomena of harmful algal blooms. *Oceanography*, 18 : 136-147.
- Gniza I.D. (2022). Analyse de l'efficacité allocative des ressources utilisées dans les petites exploitations de riz de bas-fond au centre-ouest de la Côte d'Ivoire. *African Journal of Agricultural and Resource Economics*, 17(4) : 287–297.
- Goubier V. (1989). Influence de la fertilisation sur certains compartiments de l'étang de pisciculture. Thèse de Doctorat, Discipline : Sciences biologiques, Université de Lyon 1, Lyon, France, 240 p.
- Graham L.E. & Wilcox L.W. (2000). *Algae*. Prentice Hall, Upper Saddle River, New Jersey, Etats-Unis, 640 p.
- Grall J. & Coïc N. (2005). Synthèse des méthodes d'évaluation de la qualité du benthos en milieu côtier. Réseau benthique, Ifremer, France, 90 p.
- Groga N. (2012). Structure, fonctionnement et dynamique du phytoplancton dans le lac de Taabo (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Spécialité : Ecologie Fonctionnelle, Université de Toulouse, Toulouse, France, 224 p.
- Groga N., Akedrin T.N., Kouadio A.D. & Konan K.F. (2019). Diversité et dynamique du peuplement des Euglénophytes en pisciculture en cages flottantes du lac de Kossou (Centre de la Côte d'Ivoire). *International Journal of Development Research*, 09(09) : 30038-30045.
- Gugger M., Molica R., Le Berre B., Dufour P., Bernard C. & Humbert J.F. (2005). Genetic diversity of *Cylindrospermopsis* strains (Cyanobacteria) isolated from four continents. *Applied And Environmental Microbiology*, 71(2) : 1097-1100.
- Guillaumet J.L. & Adjahohoun E. (1971). La végétation de la Côte d'Ivoire. In : *Le milieu naturel de la Côte d'Ivoire. Mémoire ORSTOM*, N°50, France : 161-262.
- Guimarães M., Plastino E.M. & Oliveira E.C. (1999). Life History, Reproduction and Growth of *Gracilaria domingensis* (Gracilariales, Rhodophyta) from Brazil. *Botanica Marina*, 42 : 481-2486.
- Guiry M. D. (2024). How many species of algae are there? A reprise. Four kingdoms, 14 phyla, 63 classes and still growing. *Journal of Phycology*, 60(2) : 214-228.
- Guiry M.D. & Guiry G.M. (2023). AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org>. Consulté le 30 septembre 2023.

- Guntzer F., Keller C. & Meunier J.D. (2012). Benefits of plant silicon for crops : a review. *Agronomy for Sustainable Development*, 32 : 201-213.
- Gurung T.B. & Subedi A. (2002). Rice-fish farming: an adoption for rice field productivity enhancement. Hill Agriculture Research Program/Rice-Fish Farming Project LI-BIRD DOA/DOFD, HMG, Nepal, 57 p.
- Gurung T.B. & Wagle G.S.K. (2005). Revisiting underlying ecological principles of rice-fish integrated farming for environmental, economic and social benefits. *Our Nature*, 3 : 1-12.
- Gusev E., Podunay Y., Martynenko N., Shkurina N. & Kulikovskiy M. (2020). Taxonomic studies of *Cryptomonas lundii* clade (Cryptophyta: Cryptophyceae) with description of a new species from Vietnam. *Fottea, Olomouc*, 20(2) : 137-143.
- Gusev E., Martynenko N., Shkurina N., Huan P.T., Dien T.D. & Thanh N.T.H. (2023). An annotated checklist of algae from the order Synurales (Chrysophyceae) of Viet Nam. *Diversity*, 15(2) : 1-24.
- Haberkorn H. (2009). Impact du dinoflagellé toxique *Alexandrium minutum* sur l'huître creuse *Crassostrea gigas* : approche intégrative. Thèse de Doctorat, Mention : Océanologie biologique, Ecole Doctorale des Sciences de la Mer, Université de Brest, Brest, France, 195 p.
- Halwart M. & Gupta M.V. (2010). L'élevage de poisson en rizière. FAO et WorldFish Center, Rome, Italie, 87 p.
- Halwart M. & Van 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 (Italie), 199 p.
- Halwart M. (1998). Trends in rice-fish farming. Food and Agriculture Organization of the United Nations. *Aquaculture Newsletter*, 18(3) : 1-11.
- Hansen G.I. & Garbary D.J. (1984). Sexual reproduction in *Audouinella arcuata* with comments on the Acrochaetiaceae (Rhodophyta). *British phycological journal*, 19(2) : 175-184.
- Hargreaves J.A. & Tucher C.S. (2004). Managing ammonia in fish ponds. Publication N° 4603, Southern Regional Aquaculture Center, Stoneville (États-Unis d'Amérique), 8 p.
- Hasan J.S., Tanu B.M., Haidar I., Ahmed T. & Rubel A.S. (2015). Physico-chemical characteristics and accumulation of heavy metals in water and sediments of the river Dakatia, Bangladesh. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 2(5) : 300-304.
- Hecky R.E. & Kilham P. (1988). Nutrient limitation of phytoplankton in freshwater and marine environments: a review of recent evidence on the effects of enrichment. *Limnology and Oceanography*, 33 : 796-822.

- Hem S., Curtis M.Y., Sene S., Sow M.A. & Sagbla C. (2008). Pisciculture extensive en Guinée Forestière : Modèle de développement intégré et rizipisciculture. Projet 7.ACP.GUI.104-Convention CEE/IRD, France, 85 p.
- Hilbrands A. & Yzerman C. (2004). La pisciculture à la ferme. Fondation Agromisa, Wageningen, Pays-Bas, 73 p.
- Houndjinou M.E. (2007). Nutrition minérale en riziculture pluviale : le rôle limitant des éléments majeurs pour le riz NERICA. Mémoire de Diplôme d'Ingenieur Technologue, Université d'Abomey-Calavy, Bénin, 59 p.
- Hua C.W., Chuang L.T., Yu P.C. & Chen C.N.N. (2013). Pigment production by a new thermotolerant microalga *Celastrella* sp. F50. *Food Chemistry*, 138(4) : 2071-2078.
- Hurlbert S.H. (1971). The non-concept of species diversity: a critique and alternative parameters. *Ecology*, 52(4) : 577-586.
- Hürlimann J. & Niederhauser P. (2007). Méthodes d'analyse et d'appréciation des cours d'eau. Diatomées Niveau R (région). Etat de l'environnement n° 0740. Office fédéral de l'environnement, Berne, 132 p.
- Ibelings B.W., Kurmayer R., Azevedo S.M.F.O, Wood S.A., Chorus I., & Welker M. (2021). Understanding the occurrence of cyanobacteria and cyanotoxins. *In* : Toxic Cyanobacteria in water. A guide to their public health consequences, monitoring and management. Chorus I. & Welker M., 2<sup>nd</sup> Edition, CRC Press, London, England : 213-294.
- Iltis A. (1980). Les algues. *In* : Flore et Faune aquatiques de l'Afrique Sahélo-soudanienne. Durand J.R. & Lévêque C., Tome I. Editions O.R.S.T.O.M. Collection Initiation Documents Techniques n° 44, Paris, France, 9-61.
- Imorou Toko I., Attakpa E.Y. & Elegbe H. (2010). Performances biologiques, zootechniques et nutritionnelles de *Tilapia guineensis* en milieux naturel et d'élevage. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 4(5) : 1629-1640.
- INS (2022). Résultats globaux définitifs du recensement general de la population et de l'habitat (RGPH) 2021. Abidjan INS, 37p.
- Islam A.H.M.S., Barman B.K. & Murshed-e-Jahan K. (2015). Adoption and impact of integrated rice-fish farming system in Bangladesh. *Aquaculture*, 447 : 76-85.
- Jaccard P. (1908). Nouvelles recherches sur la distribution florale. *Bulletin de la société Vaudoise des Sciences Naturelles*, 44 : 223-270.
- Jewel M.A. S., Haque M.A., Ali S.W., Pervin M.E., Ahmed M.G.U., Islam M.S. & Arai T. (2023). Integration of Vegetables and Fish with Rice in Rain-Fed Farmland: Towards Sustainable Agriculture. *Agriculture*, 13(4) : 1-15.

- Ji Z.G. (2008). Hydrodynamics and water quality: Modeling rivers, lakes, and estuaries. 1st Edition, John Wiley & Sons, Inc., Hoboken, New Jersey, Etat Unis, 247 p.
- Jiménez J.C. (2011). Las algas rojas (Rhodophyta) de agua dulce en la región central de México. Taxonomía y distribución. *Monografías ficológicas*, 4 : 1-43.
- John D.M., Whitton B.A. & Brook A.J. (2021). The Freshwater Algal Flora of the British Isles. An identification guide to freshwater and terrestrial algae. Second edition, Cambridge University Press, Cambridge, 896 p.
- Kabré F.E., Sanogo S., Compaoré I. & Zongo B. (2023). Etude du broutage et du filtrage de la microflore algale par *Heterotis niloticus* (Cuvier, 1829) et biocontrôle de la qualité de l'eau du lac de barrage hydroagricole de Samendeni au Burkina Faso. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 17(1) : 130-140.
- Kamagaté B., Ouattara N.I., Pèlèbè E.O.R. & Zea B.U.C. (2020). Practice of culture rice-fish in the lowlands of Bédiala (Côte d'Ivoire). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 8(5) : 386-390.
- Kenfack D.A., Efole E.T., Nana T.A., Zebaze T.S.H & Tchoumboue J. (2019). Effects of the type of fertilizer on the taxonomic composition and Zooplankton distribution in ponds of Batie in Western Cameroon. *Journal of Aquaculture Research & Development*, 10(5) : 1-6.
- Kestemont P. & Baras E. (2001). Environmental factors and feed intake: Mechanisms and interactions. In : Food intake in fish. Houlihan D., Boujard T. & Jobling M. (ed). Blackwell Science Ltd., Oxford, Londres : 131-156.
- Kestemont P., Micha J.C. & Falter U. (1989). Méthodes de production d'alevins de *Tilapia nilotica*. ADCP/REP/89/46, FAO, Rome, Italie, 153 p.
- Kim H., Lee K.K., Jeon J., Harris W.A. & Lee Y.H. (2020). Domestication of *Oryza* species eco-evolutionarily shapes bacterial and fungal communities in rice seed. *Microbiome*, 8(1) : 1-17.
- Kim J.I., Moore C.E., Archibald J.M., Bhattacharya D., Yi G., Yoon H.S & Shin W. (2017). Evolutionary dynamics of cryptophyte plastid genomes. *Genome biology and evolution*, 9(7) : 1859-1872.
- Kim J.T., Boo S.M. & Zakys B. (2000). Contribution to the knowledge of the genus *Phacus* Dujardin 1841 (Euglenophyceae) in Korea. *Nova Hedwigia*, 71(1-2) : 37-68.
- Kimou N.B., Koumi R.A., Koffi M.K., Atsé C.B., Ouattara I.N. & Kouamé P.L. (2016). Utilisation des sous-produits agroalimentaires dans l'alimentation des poissons d'élevage en Côte d'Ivoire. *Cahier Agriculture*, 25(2) : 1-19.

- Kodio H., Konaté A., Maïga Y., Sanogo Y., Niaré T., Maïga S. & Yattara I. (2022). Production du tilapia *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) à base de sous-produits agricoles locaux à la Station de Recherche Agronomique de Mopti au Mali. *Global Scientific Journals*, 10(8) : 1827-1840.
- Koffie-Bikpo C.Y. & Kra K.S. (2013). La région du Haut-Sassandra dans la distribution des produits vivriers agricoles en Côte d'Ivoire. *Journal of tropical geography and environment*, 2: 95-103.
- Komárek J. & Anagnostidis K. (1999). Cyanoprokaryota, 1. Teil: Chroococcales. In : Süßwasserflora von Mitteleuropa. Ettl H., Gärtner G., Heying H. & Mollenhauer D., Vol. 19/1, Gustav Fischer V, Jena / Stuttgart/Lübeck, 548 p.
- Komárek J. & Anagnostidis K. (2005). Cyanoprokaryota, 2. Teil: Oscillatoriales. In : Süßwasserflora von Mitteleuropa. Büdel B., Krienitz L., Gärtner G. & Schagerl M., 19/2, Elsevier/Heidelberg, 759 p.
- Komárek J. & Komárková J. (2004). Taxonomic review of the cyanoprokaryotic genera Planktothrix and Planktothricoides. *Czech Phycology, Olomouc*, 4(1) : 1-18.
- Komárek J., Kastovsky J., Mares J. & Johansen J.R. (2014). Taxonomic classification of cyanoprokaryotes (cyanobacterial genera), using a polyphasic approach. *Preslia*, 86(4) : 295-335.
- Komoé K. (2010). Distribution du phytoplancton dans le complexe lagunaire de Grand-Lahou en Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat, Option : Algologie, Université de Cocody, Abidjan, Côte d'Ivoire, 282 p.
- Konan E.S., Salla M., Komoe K. & Koffi S.C. (2024). Qualité trophique des étangs piscicoles dans la région d'Azaguié Abey (Côte d'Ivoire) à partir des taxons phytoplanctoniques. *European Scientific Journal*, 20 (30) : 140-161.
- Konan K.S., Kouakou K.B., Ohou M.J., Konan K.F. & Dongui B.K. (2017). Variation saisonnière des paramètres abiotiques de la lagune Aghien (Côte d'Ivoire). *Journal of Applied Biosciences*, 120 : 12042-12052.
- Konaté S., Yéo G.M., Bi Tra G.F., Ouattara N.I. & Blé C.M. (2024). Effets de trois sources alimentaires sur la qualité du milieu et les performances zootechniques du tilapia *Sarotherodon melanotheron* (Rüppel, 1852) en étangs piscicoles (Côte d'Ivoire). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 18(2) : 581-592.
- Koné B.A. (2010). Evaluation de la tolérance de variétés de riz à la toxicité Ferreuse et aux ravageurs (insectes et maladies) sur les périmètres rizicoles de Banfora (Bas-fond) et de la vallée du Kou (irrigue) et tests de sélection variétale participative. Mémoire d'Ingénieur

- du développement rural, Option : Algologie, Institut de Développement Rural, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 72 p.
- Kongbo A.G., Onandambo T.N., Lusasi W.S., Nyongombe F.N.U. & Ngbolua K.N. (2024). Analyse de la rentabilité de la pisciculture de subsistance à base de périphyton à Gemena (Province du Sud Ubangi) en République Démocratique du Congo. *Journal of Applied Biosciences*, 193 : 20488-20512.
- Kouadio A.D., N'da D.S.E.F., Grogua N. & Kouassi K.A. (2024). Revue bibliographique sur la pratique de la rizipisciculture en Côte d'Ivoire. *Agronomie Africaine*, 36(1) : 73 - 83.
- Kouadio A.D., Zié B., Konan K.S., Djédjé G.J.M. & Grogua N. (2023). Evaluation de la qualité des eaux d'une ferme rizipiscicole à Bonoufla, Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 17(7) : 3008-3023.
- Kouamé K.B. (2021). Qualité et vulnérabilité à la pollution des ressources en eau destinées à la potabilisation cas des lacs Guessabo et Dohou (Ouest de la Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Spécialité : Hydrochimie et Chimie de l'Environnement, UFR Environnement, Université Jean Lorougnon Guédé, Daloa, Côte d'Ivoire, 358 p.
- Kouao J.M., Kouassi A.M., Koudou A. & Gbola A.C.F. (2021). Apport des indices climatiques à la redéfinition de la régionalisation climatique de la Côte d'Ivoire dans un contexte de climat changeant. *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 34(1) : 102-114.
- Kouassi B.A.T. (2004). Les Algues des bassins piscicoles du Lycée Moderne et de la source de la rivière Mansan d'Adzopé (Côte d'Ivoire). Mémoire de Diplôme d'Etudes Approfondies, Option : Phycologie, UFR Biosciences, Université de Cocody, Abidjan, Côte d'Ivoire, 49 p.
- Kouassi B.A.T. (2013). Taxinomie, composition floristique et dynamique spatio-saisonnière des algues périphytiques de la retenue d'eau d'adzopé (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Option : Phycologie, UFR Biosciences, Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire, 189 p.
- Kouassi B.A.T., Komoé K. & Coulibaly N.S. (2021). Composition spécifique et diversité des microalgues de la retenue de Bacon, au Sud de la Côte d'Ivoire. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 48 (3) : 8712-8721.
- Kouassi K.H., Konan-Waidhet A.B., Yao A.B., Koffi B. & Kadjo E.D. (2020). Simulation of the Dynamics of Land Cover and Land Use in the Lobo River Watershed Upstream of Nibéhibé (Center-West of Côte d'Ivoire). *Journal of Geographic Information System*, 12 : 519-530.

- Koumba M., Mipounga H.K., Koumba A.A., Koumba C.R.Z., Mboye B.R., Liwouwou J.F., Mbega J.D. & Mavoungou J.F. (2017). Diversité familiale des macroinvertébrés et qualité des cours d'eau du Parc National de Moukalaba Doudou (Sud-ouest du Gabon). *Entomologie Faunistique*, 70(1-3) : 107-120.
- Koumi A.R. (2010). Substitution de la farine de poisson par le tourteau de soja dans l'alimentation de *Heterobranchus longifilis* Valenciennes, 1840, *Sarotherodon melanotheron* Rüppell, 1852 et *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) : Influence sur la qualité du milieu d'élevage, la croissance et la valeur nutritive des poissons. Thèse de Doctorat, Option : Biochimie et Nutrition, Université d'Abobo-Adjamé, Abidjan, Côte d'Ivoire, 180 p.
- Kra K.S. (2022). Essor de la culture de l'anacarde dans la sous-préfecture de Dania (Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire). *DaloGéo, revue scientifique spécialisée en Géographie*, 2 : 126-137.
- Kra Y.Q.F. Allouko J.R., Adon M.P., Kouassi N.C. & Bony K.Y. (2021). Structure and spatial distribution of phytoplankton from the Bouake's research station fishponds (Central, Côte d'Ivoire). *International Journal of Zoology and Applied Biosciences*, 6(5) : 261-269.
- Kra Y.Q.F., Allouko J.R., Koné K., Kouakou G.F., Adon M.P., Kouassi N.C. & Bony K.Y. (2023). Trophic involvement of phytoplankton in the food bolus of three developmental stages of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) in aquaculture. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 11(5) : 12-18.
- Kraft C.E. (1992). Estimates of phosphorus cycling by fish using a bioenergetics approach. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 49(12) : 2596-2604.
- Krammer K. & Lange-Bertalot H. (1991). Bacillariophyceae, 3. Teil : Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae. In : Süßwasserflora von Mitteleuropa 2/2. Gustav Fisher Verlag, Stuttgart, Germany, 576 p.
- Krammer K. & Lange-Bertalot H. (1997). Bacillariophyceae, 1. Teil: Naviculaceae. In : Süßwasserflora von Mitteleuropa 2/1. Ettl H., Gerloff J., Heynig H. & Mollenhauer D. (Eds.). Gustav Fisher Verlag, Stuttgart, Germany, 876 p.
- Krebs C.J. (1989). Ecological methodology. Harper & Row, Publishers, Inc., 10 East 53rd Street, New York, Etats-Unis, 654 p.
- Kristiansen J. & Skaloud P. (2016). Chrysophyta. In : Handbook of the Protists. Archibald J. M., Simpson A.G. & Slamovits C.H. (Eds.). Springer International Publishing, Switzerland : 331-366.

- Kristiansen J. (2002). Phylum Chrysophyta (Golden Algae). *In* : The freshwater algal flora of the British Isles : An identification guide to freshwater and terrestrial algae. John D.M., Whitton B.A. & Brook A.J., (Eds.). Cambridge University Press, United Kingdom, Royaume-Uni : 214-244.
- Kristiansen J. & Sandgren C.D. (1986). The ultrastructural bases of Chrysophyte systematics and phylogeny. *Critical reviews in plant sciences*, 4(2) : 149-211.
- Kruk C., Mazzeo N., Lacerot G. & Reynolds C.S. (2002). Classification schemes for phytoplankton: a local validation of a functional approach to the analysis of species temporal replacement. *Journal of Plankton Research*, 24(9) : 901-912.
- Kwak T.J. & Peterson J.T. (2007). Community Indices, Parameters, and Comparisons. *In* : Analysis and interpretation of freshwater fisheries Data. Guy C & Brown M., (Eds.). American Fisheries Society, Bethesda, Washington : 677-720.
- Lacharme M. (2001). La fertilisation minérale du riz. Mémento Technique de Riziculture. Ministère de la Coopération Française, Paris, France, 17 p.
- Lacroix E. (2004). Pisciculture en Zone Tropicale. GTZ & GFA Terra Systems, Hamburg, Allemagne, 231 p.
- Laplace-Treyture C., Barbe J., Dutartre A., Druart J.C., Rimet F. & Anneville O. (2009). Protocole standardisé d'échantillonnage, de conservation, d'observation et de dénombrement du phytoplancton en plan d'eau pour la mise en œuvre de la DCE, Version 3.3.1. Cemagref, France, 44 p.
- Large A.R.G., Wade P.M., Pautou G. & Amoros C. (1993). Producteurs et productions primaires. *In* : Hydrosystèmes fluviaux. Amoros C. & Petts G.E., (Eds.). Editions Masson, Paris, France : 107-124.
- Lassus P., Chomérat N., Hess P. & Nézan E. (2016). Toxic and harmful microalgae of the world ocean. IOC Manuals and Guides, International Society for the Study of Harmful Algae (Denmark) & Intergovernmental Oceanographic Commission of UNESCO, 526 p.
- Lavoie I., Hamilton P., Campeau S., Grenier M. & Dillon P.J. (2006). Guide d'identification des Diatomées des rivières de l'Est du Canada. Presse de l'Université du Québec, Canada, 241 p.
- Lawton L., Marsalek B., Padisak J. & Chorus I. (1999). Determination of cyanobacteria in the laboratory. *In* : Toxic Cyanobacteria in water, a guide to their public health consequences, monitoring and management. Chorus I. & Bartram J., (Eds.). SPON Press, Londres, Royaume-Uni : 347-367.
- Lazard J. (2009). La pisciculture des tilapias. *Cahiers Agricultures*, 18(2-3) : 393-401.

- Lazzaro X. & Lacroix G. (1995). Impact des poissons sur les communautés aquatiques. *In* : Limnologie générale. Pourriot R. & Meybeck M., Masson, Paris, France : 648-686.
- Le Bris H. (1988). Fonctionnement des écosystèmes benthiques côtiers au contact d'estuaires : la rade de Lorient et la baie de Vilaine. Thèse de Doctorat 3ème cycle, Spécialité : Océanologie Biologique, Université Bretagne Occidentale, Brest, France, 311 p.
- Le Gouvello R. & Simard F. (2017). Durabilité des aliments pour le poisson en aquaculture : Réflexions et recommandations sur les aspects technologiques, économiques, sociaux et environnementaux. Comité français de l'UICN, Paris, France, 296 p.
- Leclercq L. (2001). Intérêt et limites des méthodes d'estimation de la qualité de l'eau. Edition Station scientifique des Hautes-Fagnes, Belgique, 75 p.
- Leclercq L. & Maquet B. (1987). Deux nouveaux indices chimiques et diatomiques de qualité d'eau courante : Application au Samson et à ses affluents (bassin de la Meuse Belge), Comparaison avec d'autres indices chimiques, biocénotiques et diatomiques. Institut royal des sciences naturelles de Belgique, Belgique, Document de travail 38, 113 p.
- 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(3-4) : 321-341.
- Letcher B.H., Hocking D.J., O'Neil K., Whiteley A.R., Nislow K.H. & O'Donnell M.J. (2016). A hierarchical model of daily stream temperature using air-water temperature synchronization, autocorrelation, and time lags. *PeerJ Chemistry journals*, 4 : 1727-1741.
- Lévêque C., Paugy D. & Teugels G.G. (1992). Faune des poissons d'eaux douces et saumâtres de l'Afrique de l'Ouest. 2nd Edition, Muste Royal de l'Afrique Centrale (Tervuren, Belgique) & ORSTOM (Paris, France), Tome 2, Collection Faune tropicale N° XXVIII, 521 p.
- Levi Y., Harvey M. & Cervantès P. (2006). Evaluation des risques liés à la présence de cyanobactéries et de leurs toxines dans les eaux destinées à l'alimentation, à la baignade et aux autres activités récréatives. Agence française de sécurité sanitaire de l'environnement et du travail (AFSSET) : Cyanobactéries et cyanotoxines. Paris, France, 227 p.
- Li F., Sun Z., Qi H., Zhou X., Xu C., Wu D., Fang F., Feng J. & Zhang N. (2019). Effects of rice-fish co-culture on oxygen consumption in intensive aquaculture pond. *Rice Science*, 26(1) : 50 - 59.
- Ligban R., Gone L.D., Kamagate B., Saley M.B. & Biemi J. (2009). Processus hydrogéochimiques et origine des sources naturelles dans le degré carré de Daloa (Centre

- ouest de la Côte d'Ivoire). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 3(1) : 38-47.
- Liu D., Tang R., Xie J., Tian J., Shi R. & Zhang K. (2020). Valuation of ecosystem services of rice-fish coculture systems in Ruyuan County, China. *Ecosystem Services*, 41 : 1-8.
- Lorenzen C.J. (1967). Determination of chlorophyll and pheopigments: Spectrophotometric equations. *Limnology Oceanography*, 12 : 343-346.
- Ma J.F. & Yamaji N. (2006). Silicon uptake and accumulation in higher plants. *Trends in Plant Science*, 11(8) : 392-397.
- Maclean J.L., Dawe D.C., Hardy B. & Httel G.P. (2002). Rice Almanac. 3rd Edition, International Rice Research Institute, Los Baños, Philippines, 253 p.
- Mader M., Schmidt C., van Geldern R. & Barth J.A.C. (2017). Dissolved oxygen in water and its stable isotope effects: A review. *Chemical Geology*, 473 : 10-21.
- Maguran A.E. (2004). Measuring biological diversity assessment. Blackwell publishing company, Oxford, United Kingdom, 132 p.
- Malbrouck C. & Kestemont P. (2006). Effet of microcystins on fish. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 25(1) : 72-86.
- Mamadou E. (1998). Caractérisation zootechnique de *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758), *O. hornorum* (Trewavas, 1960) et de l'hybride issu du croisement de *O. niloticus* femelle × *O. hornorum* mâle. Mémoire de Diplôme d'Etudes Approfondies, Université de Cocody, Abidjan, Côte d'Ivoire, 41 p.
- Marshall H.G (1986). Identification manual for phytoplankton of the United States Atlantic coast. U.S. Environmental Protection Agency Publication EPA/600/4-86/003, 142 p.
- Mary N. & Archaimbault V. (2011). Indice Biotique de Nouvelle-Calédonie et Indice Biosédimentaire : guide technique, DAVAR, Pôle de l'Observatoire de la Ressource en Eau, 58 p.
- McQueen D.J., Post J.R. & Mills E.L. (1986). Trophic relationships in freshwater pelagic ecosystems. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 43(8) : 1571-1581.
- MEDD & Agences de l'eau. (2003). Système d'évaluation de la qualité des cours d'eau. Rapport de Présentation SEQ-Eau (Version 2), France, 106 p.
- Mendez D.V. P., Bauer J.M. (2013). Le riz en Afrique de l'Ouest : dynamiques, politiques et perspectives. *Cahiers Agricultures*, 22 : 336-344.
- Mercado M. L. (2003). A comparative analysis of the phytoplankton from six Pampean lotic systems (Buenos Aires, Argentina). *Hydrobiologia*, 495(1-3) : 103-117.

- Merwe V.D.D., Sebbag L., Nietfeld J.C., Aubel M.T., Foss A. & Carney E. (2012). Investigation of a *Microcystis aeruginosa* cyanobacterial freshwater harmful algal bloom associated with acute microcystin toxicosis in a dog. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 24(4) : 679-687.
- Metting F.B. (1996). Biodiversity and application of microalgae. *Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology*. 17 : 477-489.
- Mfossa M.D. (2007). Caractérisation des étangs d'inondation de la plaine des Mbô et analyse des facteurs influençant leur production piscicole. Diplôme d'Ingénieur des Eaux, Forêt et Chasses, Faculté d'Agronomie et des Sciences Agricoles, Université de Dschang, (Cameroun), <https://www.memoireonline.com>, Consulté le 30 avril 2021.
- Mims S. D. & Shelton W. L. (2015). Propagation and Early Culture Techniques. In : Paddlefish Aquaculture. Mims S.D and Shelton W. L., (éds.). John Wiley & Sons, Hoboken, Etats-Unis (New Jersey) : 77-127.
- MIRAH (2024). Statistique de la pêche et l'aquaculture. Rapport de la Direction de la Planification, des Statistiques et des Programmes, 87 p.
- Mirea C., Cristea V., Grecu I.R. & Dediu L. (2013). Influence of different water temperature on intensive growth performance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*, Linnaeus, 1758) in a recirculating aquaculture system. *Lucrări Științifice-Seria Zootehnie*, 60 : 227-231.
- Mohamed Z.A. & Mesaad I. (2007). First report on *Noctiluca scintillans* blooms in the Red Sea off the coasts of Saudi Arabia : consequences of eutrophication. *Oceanologia*, 49(3) : 337-351.
- Mollo P. & Noury A. (2013). Le manuel du plancton, Editions Charles Léopold Mayer, Paris, France, 101 p.
- Monnier Y. (1979). Les sols. In : Les atlas de Jeune Afrique : la Côte d'Ivoire. Jeune Afrique, Paris, France : 20-21.
- Montcho D., Gbénou P., Missihoun A.A., Futakuchi K., Ahanhanzo C. & Agbangla C. (2017). Comparative study of two rice cultivars (*Oryza glaberrima* and *Oryza sativa*) under different cultural conditions. *Journal of Experimental Biology and Agricultural Sciences*, 5(1) : 2320-8694.
- Montuori E., De Luca D., Penna A., Stalberga D. & Lauritano C. (2024). Alexandrium spp. : from toxicity to potential biotechnological benefits. *Marine Drugs*, 22(31) : 1-19.
- Morin R. (2012). Qualité de l'eau requise pour l'élevage des salmonidés. Document d'information DADD-14, Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation, Québec, Canada, 25 p.

- Morishima K., Hinata K. & Oka H. (1962). Comparison between two cultivated rice species, *Oryza sativa* L. and *O. glaberrima* Steud. *Japanese Journal of Breeding*, 12(3) : 153-165.
- Mortillaro J.M. & Dabbadie L. (2018). Report of the Special session on advancing integrated agriculture-aquaculture through agroecology. FAO, Fisheries and Aquaculture Report, Montpellier, France, 10 p.
- Mortillaro J.M., Fanomezantsoa N.P., Mahalova D.T.F. & Cournarie M. (2022). Guide pratique de la pisciculture et de la rizipisciculture - Madagascar. SWM Programme, FAO, CIRAD, CIFOR & WCS, Rome, Italie, 36 p.
- Mujahidah U., Putri A.N.A., Renaldy B., Maghfiroh K.Q., Amelia R., Inaba Y., Budiman A. & Suyono E.A. (2024). Effect of temperature and pH on primary metabolic and biomass productivity culture in *Euglena* sp. *International Journal of Aquatic Biology*, 12(5) : 418-424.
- Mustow S.E. (2002). The effects of shading on phytoplankton photosynthesis in rice-fish fields in Bangladesh. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 90(1) : 89-96.
- Naidoo S. & Olaniran A.O. (2014). Treated wastewater effluent as a source of microbial pollution of surface water resources. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 11(1) : 249-270.
- N'do B. B. V., Allouko J. R., Keita G., Bony K. Y. & Ouattara A. (2024). Use of Zooplankton prey in aquaculture production of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758) in Daloa, Côte d'Ivoire. *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 23(01) : 402–409.
- Nelson J.S., Grande T.C. & Wilson V.H. (2016). Fishes of the world. 5th Edition, John Wiley and Sons, Hoboken NJ, USA, 386 p.
- Niamien K.H.J., Koffi Y.G.R., Kouassi K. & Assi-kaudjhis P.J. (2017). Productivité piscicole, résilience climatique et sécurité alimentaire dans le Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire. *Actes du colloque international « Sécurité alimentaire et Adaptation des systèmes de production aux changements climatiques »*, 15 au 17 Novembre 2017, Université de Parakou (Bénin). *Annales de l'Université de Parakou. Série « Sciences Naturelles et Agronomie »*. Hors-série n°1 : 43-50.
- Niamien-Ebrottié J.E., Battacharya S., Deep P.R. & Nayak B. (2015). Cyanobacteria and cyanotoxins in the World: Review. *International Journal of Applied Research*, 1 : 563-569.

- Niamien-Ebrottié J.E., Konan K.F., Edia O.E., Ouattara A. & Gourène G. (2013). Composition et variation spatio-saisonnière du peuplement algal des rivières côtières du Sud-est de la Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences*, 66 : 5147-5161.
- Niaré T. & Kalossi M. (2014). La rizipisciculture au Mali : Pratiques et perspectives de l'innovation piscicole. *Tropicultura*, 32(3) : 121-128.
- Niaré T., Timbely D. & Kodio H. (2023). Performances zootechniques de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) et de *Clarias anguillaris* (Linnaeus, 1758) en polyculture dans les rizières (Baguinéda, Mali). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 17(5) : 2008-2024.
- Nicholls K.H. (1995). Chrysophytes bloom in the plankton and neuston of marine and freshwater systems. In : *Chrysophytes Algae : Ecology, Phylogeny and Development*. Sandgren C.D., Smol J.P., Kristiansen J., Cambridge University Press, United Kingdom, Royaume-Uni :181-216.
- Nürnberg D.J., Morton J., Santabarbara S., Telfer A., Joliot P., Antonaru L.A., Ruban A.V., Cardona T., Krausz E., Boussac A., Fantuzzi A. & Rutherford A.W. (2018). Photochemistry beyond the red limit in chlorophyll f-containing photosystems. *Science*, 360 : 1210-1213.
- Nwilene F.E., Williams U.T., Ukwangwu M.N., Dakouo D., Nacro S., Hmadoun A. & Kamara S.I. (2002). Reactions of differential genotypes to African gall midge in West Africa. *International Journal of Pest Management*, 48 : 195-201.
- Oksanen J., Blanchet F.G., Friendly M., Kindt R., Legendre P., Mcglinn D., Minchin P.R., O'hara R.B., Simpson G.L., Solymos P., Henry M., Stevens H., Szoecs E. & Maintainer H.W. (2019). Community Ecology Package Community ecology package, 297 p. Consulté à l'adresse <https://cran.r-project.org/web/packages/vegan/vegan.pdf>
- Onoh A.L., Onoh C.C., Onoh P.A. & Ukpongson M.T. (2020). Adoption of Integrated Rice Fish Farming Technology in Ebonyi State Nigeria : Socio-Demographic Characteristics and Availability of Technology. *Asian Journal of Fisheries and Aquatic Research*, 7(2) : 29-38.
- Oren A., Mareš J. & Rippka R. (2022). Validation of the names Cyanobacterium and Cyanobacterium stanieri, and proposal of Cyanobacteriota phyl. nov. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 72(10), 005528
- Osório N.C., Polinario A.P., Dunck B., Adame K.L., Carapunarla L., Junqueira M.G., Fernandes U.L. & Rodrigues L. (2018). Periphytic *Cosmarium* (Zygnematophyceae,

- Desmidiaceae) in lentic environments of the Upper Paraná River floodplain: Taxonomy and ecological aspects. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 30(203) : 1-13.
- Ott D.W., & Oldham-Ott C.K. (2003). Eustigmatophyte, Raphidophyte, and Tribophyte. *In* : Freshwater Algae of North America, Ecology and Classification. Wehr J.D. & Sheath R.G., (Eds.). Academic Press, San Diego, Etats-Unis : 423-470.
- Ouattara A. (2000). Premières données systématiques et écologiques du phytoplancton du lac d'Ayamé (Côte-d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Faculté Wetenschappen, Instituut voor Plantkunde, Katholieke Universiteit Leuven, Belgique, 207 p.
- Ouattara A., Podoor N. & Gourène G. (2001). Etudes préliminaires de la distribution spatiotemporelle du phytoplancton dans un système fluvio-lacustre africain (Basin Bia ; Côte d'Ivoire). *Hydroécologie Appliquée*, 13 : 113-132.
- Ouattara M., Zongo F. & Zongo B. (2021). Species diversity of cyanobacteria and desmids of a drinking water source under anthropogenic pressure, and their implication in toxin production and water quality in Sub-Saharan Africa (Burkina Faso, Western Africa). *Journal of Water Resource and Protection*, 13(12) : 1000-1023.
- 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 »*, 52 : 313-324.
- Ouedraogo J. (2016). Effets de la fumure minérale, organique et organo-minérale sur le rendement du riz irrigué et la fertilité du sol sur la plaine de Bagré au Burkina Faso : évaluation de la campagne sèche 2016. Mémoire d'Ingénieur du Développement Rural, Option : Agronomie, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 54 p.
- Ouedraogo S. (2000). Biologie de reproduction du tilapia : *Oreochromis niloticus* du lac de barrage de la Comoé. Mémoire d'Ingénieur du Développement Rural, Option : Agronomie, Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso, 77 p.
- Ouellet M. (2012). Ecotoxicologie des toxines des Cyanobactéries : Essai. Université de Sherbrooke, Canada, 48 p.
- Ozlem T.D., Ilker T.T. & Mustafa M.A. (2013). The Use of Water Quality Index Models for the Evaluation of Surface Water Quality: A Case Study for Kirmir Basin, Ankara, Turkey. *Water Quality, Exposure and Health*, 5 : 41-56.

- Padisák J., Borics G., Grigorszky I. & Soróczki-Pintér E. (2006). Use of phytoplankton assemblages for monitoring ecological status of lakes within the Water Framework Directive: the assemblage index. *Hydrobiologia*, 553 : 1-14.
- Padisák J., Luciane O., Crossettii L.O. & Naselli-Flores L. (2009). Use and misuse in the application of the phytoplankton functional classification: a critical review with updates. *Hydrobiologia*, 621 : 1-19.
- Paillex A., Castella E. & Carron G. (2007). Aquatic macroinvertebrate response along a gradient of lateral connectivity in River floodplain channels. *Journal of The North American Benthological Society*, 26(4) : 779-796.
- Palmer M.W. (1993). Putting things in even better order: the advantages of canonical correspondence analysis. *Ecology*, 74(8) : 2215-2230.
- Palupi M., Kasprijo, Wijaya R., Chanda R.A., Azhari R.F. & Fitriadi R. (2023). Biodiversity and abundance of phytoplankton in rice-fish farming system, *Iraqi journal of agricultural sciences*, 54(4) : 1084-1093.
- Pantelić D., Svirčev Z., Simeunović J., Vidović M. & Trajković I. (2013). Cyanotoxins: Characteristics, production and degradation routes in drinking water treatment with reference to the situation in Serbia. *Chemosphere*, 91 : 421-441.
- Paradis A. (2017). Etude comparative de l'efficience des pratiques rizipiscicoles dans la région des Hautes-Terres centrales de Madagascar. Mémoire de fin d'études d'Ingénieur, Ecole Supérieure d'Agriculture d'Angers, Angers, France, 121 p.
- Paugy D. & Lévêque C. (2006). Régimes alimentaires et réseaux trophiques. In : Poissons des eaux continentales africaines : Diversité, écologie, utilisation par l'homme. IRD Editions, Paris, France : 191-215.
- Paugy D., Levêque C. & Teugels G.G. (2003). Poissons d'eaux douces et saumâtres de l'Afrique de l'Ouest. Tome 1, Collection Faune et flore tropicales, IRD Editions/Mrac/MNHN, Paris, France, 1272 p.
- Pearson L., Mihali T., Moffitt M., Kellmann R. & Neilan B. (2010). On the Chemistry, Toxicology and Genetics of the Cyanobacterial Toxins, Microcystin, Nodularin, Saxitoxin and Cylindrospermopsin. *Marine Drugs*, 8 : 1650-1680.
- Pearson T.H. & Rosenberg R. (1978). Macrobenthic succession in relation to organic enrichment and pollution of the marine environment. *Oceanographic Marine Biology Annual Review*, 16 : 229-311.

- Perraud A. & Souchère de La P. (1969). Esquisse pédologique de la Côte d'Ivoire à l'échelle 1/500000. Mémoire ORSTOM, Ministère de l'Agriculture de la Côte d'Ivoire. Etude pour le reboisement et la protection des sols, 93 p.
- Philipose M.T. (1967). Chlorococcales. I.C.A.R. Monographs on Algae, New Delhi, Inde, 365 p.
- Piélou E.C. (1966). The measurement of diversity in different types of biological collections. *Journal of Theoretical Biology*, 13 : 131-144.
- Pouomogne V. (1994). L'Alimentation du Tilapia *Oreochromis niloticus* en étang. Evaluation du potentiel de quelques sous-produits agro-alimentaire et modalités d'apport des aliments. Thèse de Doctorat en Halieutique, Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Rennes, Rennes, France, 160 p.
- Pouomogne V. (2005). Study and analysis of feed and nutrients (including fertilizers) for sustainable aquaculture development in Cameroon. Report WorldFish Center, Yaoundé, Cameroun, 35 p.
- Predojević D., Kljajić Ž., Kovačević E., Milosavljević J., Papić P., Lazić M. & Subakov-Simić G. (2014). Diversity of Chrysophyceae (Heterocontophyta) in the Zasavica River (Serbia). *Archives of Biological Sciences*, 66(3) : 1195-1204.
- Prygiel J. & Coste M. (2000). Guide méthodologique pour la mise en oeuvre de l'Indice Biologique Diatomées NF T 90-354. Agences de l'Eau, 134 p. + 89 pl.
- Quéguiner B. (2007). Structure et fonctionnement des écosystèmes pélagiques marins. Centre d'Océanologie de Marseille, Aix-Marseille Université ; CNRS ; LOB-UMR 6535, Laboratoire d'Océanographie et de Biogéochimie, OSU/Centre d'Océanologie de Marseille, Marseille, France, 103 p.
- Rahman M.A., Parvez Md.S. & Marimuthu K. (2016). Integrated Rice-Fish Farming: A new avenue for sustainable agriculture. *Focus on Environment*, 16-30.
- Rahman M.M., Jewel M.A. S., Khan S. & Haque M.M. (2007). Study of Euglenophytes bloom and its impact on fish growth in Bangladesh. *Algae*, 22 : 185-192.
- Rahman M.M., Ghosh J.K. & Islam M.S. (2014). Relationships of Euglenophytes bloom to environmental factors in the fish ponds at Rajshahi, Bangladesh. *Journal of Agriculture and Veterinary Sciences*, 7 : 2319-2372.
- Rahman M.S., Shahjahan M., Haque M.M. & Khan S. (2012). Control of Euglenophyte bloom and fish production enhancement using duckweed and lime. *Iranian Journal of Fisheries Sciences*, 11(3) : 602-617.

- Rakotondramiadana M.F. (2019). La rizipisciculture : un modèle agroécologique innovant et efficient pour Madagascar. Mémoire de Licence en Sciences Agronomiques et Environnementales, Université d'Antananarivo, Antananarivo, Madagascar, 56 p.
- Reynolds C.S. (1998). What factors influence the species composition of phytoplankton in lakes of different trophic status? *Hydrobiologia*, 11(26) : 369-370.
- Reynolds C.S. (2006). *The Ecology of Phytoplankton*. Cambridge University Press, Cambridge, England, 552 p.
- Reynolds C.S., Huszar V., Kruk C., Naselli-Flores L. & Melo S. (2002). Towards a functional classification of the freshwater Phytoplankton. *Journal of Plankton Research*, 24 : 417-428.
- Riviere R. (1978). Manuel d'alimentation des ruminants domestiques en milieu tropical. Institut d'Élevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux, Paris, France, 527 p.
- Rodier (2009). L'Analyse de l'eau : eaux naturelles, eaux résiduaires, eau de mer. Dunod, 9ème Edition, Dunod, Paris, France, 1579 p.
- Roger P.A. (1996). Biology and management of the floodwater ecosystem in rice fields. International Rice Research Institute, Manila, Philippines, 250 p.
- Rolland A. (2009). Dynamique et diversité du phytoplancton dans le réservoir marine (bassin versant de la seine). Thèse de Doctorat, Spécialité : Biologie des populations et des écosystèmes, Université de Savoie, Savoie, France, 241 p.
- Rosowski J.R. (2003). Photosynthetic Euglenoids. *In* : Freshwater Algae of North America : Ecology and Classification. Wehr J.D. & Sheath R.G., (Eds.). Academic Press, San Diego, Etats-Unis : 383-422.
- Round F.E., Crawford R.M. & Mann D.G. (1990). *The Diatoms. Biology and Morphology of the Genera*. Cambridge University Press, Cambridge, England, 747 p.
- Roy B., Das D.N. & Mukhopadhyay P.K. (1990). Rice-fish-vegetable integrated farming: towards a sustainable ecosystem. *NAGA, the ICLARM Quarterly*, 17-18.
- Saikia S.K. & Das D.N. (2011). Diversity and productivity (Chlorophyll-*a* and Biomass) of periphyton on natural and artificial substrates from wetland ecosystem. *Journal of Wetlands Ecology*, 5 : 1-9.
- Saikia S.K. & Das D.N. (2015). Sustainable aquaculture: agro-ecologique role of periphyton in rice-fish farming. *Review in Aquaculture*, 7(3) : 172-186.
- Saing L.M. (2023). Significant differences morphological characters of poaceae and cyperaceae families. *Journal of the Myanmar Academy of Arts and Science*, 21(3) : 381-392.

- Sakka H.A., Chikhaoui M.A., El Grami B. & Hadj M.H. (2006). Effects of N and P supply on phytoplankton in Bizerte Lagoon (western Mediterranean). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 333 : 79-96.
- Salla M. (2015). Taxinomie, composition et distribution spatio-saisonnière du phytoplancton des rivières tropicales côtières Boubo et Mé (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Spécialité : Systématique, Ecologie et Biologie Végétale, Université Félix Houphouët-Boigny, Abidjan, Côte d'Ivoire, 206 p.
- Sangaré A., Koffi E., Akamou F. & Fall C. (2009). Etat des ressources phytogénétiques pour l'alimentation et l'agriculture. Second rapport national, Ministère de l'agriculture, République de Côte d'Ivoire, 16 p.
- Schindler M. (2002). Opposite trends in response for the Shannon and Simpson indices of landscape diversity. *Applied Geography*, 22 : 175-186.
- Schirrmeister B.E., Vos J.M.D., Antonelli A., Bagheri H.C. (2013). Evolution of multicellularity coincided with increased diversification of cyanobacteria and the Great Oxidation Event. *Proceedings of the National Academy of Sciences*. 110 : 1791-1796
- Schlumberger O. (2002). Mémento de la pisciculture d'étang. 4<sup>ème</sup> Edition, CEMAGREF (Ed.), Montpellier, France, 237 p.
- Shannon C.E. & Weaver W. (1963). The Mathematical Theory of Communication. University of Illinois Press, Urbana, USA, 127 p.
- Sheath R.G. & Wehr J.D. (2003). Freshwater algae of North America. Ecology and classification. California, USA, 918 p.
- Sié M., Dogbé S. & Diatta M. (2009). Sélection variétale participative du riz. Manuel du Technicien, Centre du Riz pour l'Afrique, 126 p.
- Sivonen K. & Jones G. (1999). Cyanobacterial toxins. *In* : Toxic cyanobacteria in water, a guide to their public health consequences, monitoring and management. Chorus I. & Bartram J., (Eds.). SPON Press, Londres, Royaume-Uni : 41-198.
- Skulberg O.M. (1996). Toxins produced by cyanophytes in Norwegian inland waters health and environment. *In* : Chemical data as a basis of geomedical investigations. The Norwegian Academy of Sciences and Letters, Oslo, Norvège : 131-148.
- Skulberg O.M., Codd G.A. & Carmichael W.W. (1984). Toxic blue-green algal blooms in Europe: A growing problem. *AMBIO A Journal of the Human Environment*, 13(4) : 244-247.
- Sondergaard M., Jensen L.P. & Jeppesen E. (2003). Role of sediment and internal loading of phosphorus in shallow lakes. *Hydrobiologia*, 506(509) : 135-145.

- Soreng R.J., Peterson P.M., Romaschenko K., Davidse G., Zuloaga F.O., Judziewicz E.J., Filgueiras T.S., Davis J.L. & Morrone O. (2015). A worldwide phylogenetic classification of the Poaceae (Gramineae). *Journal of Systematics and Evolution*, 53(2) : 117-137.
- Soro N. (2020). Effet de l'aliment exogène d'*Oreochromis niloticus* sur la diversité et la structure des peuplements naturels des étangs piscicoles (Blondey, Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Spécialité : Hydrobiologie, Université Nangui Abrogoua, Abidjan, Côte d'Ivoire, 197 p.
- Soro N., Camara I.A., Edia E.O. & Diomande D. (2018). Fish pond colonization by aquatic macroinvertebrates: case of Blondey (Côte d'Ivoire, West Africa). *International Journal of Entomology Research*, 3(6) : 34-41.
- Sournia A. (1995). Red tide and toxic marine phytoplankton of the world ocean: An inquiry into biodiversity. In : Harmful Marine Algal Blooms-Proliférations d'algues nuisibles. Lassus P., Arzul G., Erard-Le Denn E., Gentien P. & Marcaillou-Le Baut C., Lavoisier, (Eds.), Paris, France : 103-112.
- Stickney H.L., Hood R.R. & Stoecker D.K. (2000). The impact of mixotrophy on planktonic marine ecosystems. *Ecological modelling*, 125 : 203-230.
- Stirling G. & Wilsey B. (2001). Empirical Relationships between Species Richness, Evenness, and Proportional Diversity. *The american naturalist*, 3(158) : 286-299.
- Swana W.L., Kiamfu V.P. & Kilingwa C.M. (2019). Mise au point d'un aliment pour *Distichodus maculatus* Boulenger, 1898 à base des sous-produits agricole disponibles localement. *Afrique Science*, 15(2) : 238-248.
- Sweeney M. & McCouch S. (2007). The Complex History of the Domestication of Rice. *Annals of Botany*, 100 : 951-957.
- Tagini B. (1971). Esquisse structurale de la Côte d'Ivoire. Essai de géotectonique régionale. Thèse de Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle, Université de Lausanne (Suisse), Bulletin de la Société du Développement minier de la Côte d'Ivoire, Abidjan, Côte d'Ivoire, 302 p.
- Taylor F.J.R. (1987). Ecology of Dinoflagellates: general and marine ecosystems. In : The Biology of Dinoflagellates. Taylor F.J.R., Blackwell, (Eds.). Oxford, Angleterre : 398-502.
- Ter Braak C.J.F. & Šmilauer P. (2002). Reference Manual and User's Guide to CANOCO for Windows (Version 4.5). Center for Biometry, Wageningen, 500 p.
- Touati H., Guellati F.Z., Arif S., Belhaoues S., Seridi L., Djabourabi A., Djebari N. & Bensouilah M. (2024). Seasonal Development of Cyanobacteria and Microcystin

- Production in a Shallow Freshwater Lake (North-Eastern, Algeria). *Egyptian Journal of Aquatic Biology & Fisheries*, 28(6) : 77-105.
- Tran-Duy A., Schrama J.W., Van Dam A.A. & Verreth J.A.J. (2008). Effects of oxygen concentration and body weight on maximum feed intake, growth and hematological parameters of Nile Tilapia. *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*, 275(1- 4) : 152-162.
- Traoré S.M.A., Oumarou D.H., Issoufou B. & Balla A. (2020). Offre et demande en cereales au Sahel et in Afrqie de l'Ouest. *Agronomie africaine*, 32(3) : 251-264.
- Trinchet I. (2014). Effets toxicologiques de l'exposition chronique à des efflorescences de Cyanobactéries productrices de microcystines sur les poissons d'eau douce : étude anatomo-pathologique. Thèse de Doctorat, Muséum national d'histoire naturelle, Paris, France. En ligne theses.fr: <https://www.sudoc.fr/249355930>, Consulté le 20 août 2024.
- Tsuruta T., Yamaguchi M., Abe S.I. & Iguchi K.I. (2011). Effect of fish in rice-fish culture on the rice yield. *Fisheries Science*, 77(1) : 95-106.
- Tucci A., Sant'Anna C.L., Azevedo M.T.P., Malone C.F.S., Werner V.R., Rosini E.F., Gama W.A., Hentschke G.S., Osti J.A.S., Dias A.S., Jacinavicius F.R. & Santos K.R.S. (2019). Atlas de Cianobactérias e Microalgas de Águas Continentais Brasileiras. Publicação eletrônica, Instituto de Botânica, Núcleo de Pesquisa em Ficologia, São Paulo, Bresil, 232 p.
- Utermöhl H. (1958). Zur vervollkommung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. *Mitteilungen der Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie*, 9 : 1-38.
- Valiquette E., Legault M. & Harvey V. (2016). Etat référence de la faune aquatique et de ses habitats dans le secteur du pont de l'île d'Orléans. Rapport final, Première partie- Description physique et inventaires biologiques, Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, Direction générale de la gestion de la faune et des habitats, Direction de l'expertise sur la faune aquatique, Québec, 199 p.
- Van Apeldoorn M.E., Van Egmond H.P., Speijers G.J.A. & Bakker G.J.I. (2007). Toxins of cyanobacteria. *Molecular Nutrition and Food Research*, 51(1) : 7-60.
- Van Den Hoek C., Mann D.G. & Jahns H.M. (1995). Algae. An introduction to phycology. Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom, Royaume-Uni, 623 p.
- Van Der Hoven C., Ubomba-Jaswa E., van der Merwe B., Loubser M. & Abia A.L.K. (2017). The impact of various land uses on the microbial and physicochemical quality of surface water bodies in developing countries: Prioritisation of water resources management areas. *Environmental Nanotechnology, Monitoring & Management*, 8 : 280-289.

- Van Hecke E. & Vanderleenen F. (2023). Poisson et nutrition en Afrique. *Revue belge de géographie*, 2 : 1-10.
- Vaughan D.A., Lu B.R. & Tomooka N. (2008). The evolving story of rice evolution. *Plant science*, 174(4) : 394-408.
- Vaughan D.A., Morishima H. & Kadowaki K. (2003). Diversity in the *Oryza* genus. *Current Opinion in Plant Biology*, 6 : 139-146.
- Villeneuve V.S., Légaré J. & Painchaud Warwick V. (2006). Dynamique et modélisation de l'oxygène dissous en rivière. *Revue des Sciences de l'Eau*, 19(4) : 259-274.
- Warren A., Laurion I. & Warwick V. (2011). Les Cyanobactéries nocives dans les lacs et les réservoirs : impacts sur les humains et l'environnement. 1<sup>er</sup> Forum de concertation des acteurs du bassin versant de la rivière Moisie sur les enjeux écologiques et économiques de l'eau, 28 avril 2011, Québec, Canada, 58 p.
- Wehr J.D. (2010). Xanthophyta and phaeophyta. In : *Algae: Source to treatment manual of water supply practices*. 1st Edition, American Water Works Association M57, Denver, Etat-Unis : 271-287.
- Wetzel R.G. & Likens G.E. (2000). *Limnological Analysis*. 3 Edition Springer-Verlag, 429 p.
- Wiegand C. & Pflugmacher S. (2005). Ecotoxicological effects of selected cyanobacterial secondary metabolites a short review. *Toxicology and applied pharmacology*, 203(3) : 201-218.
- Wołowski K., Duangjan K., Dempster T., Tsarenko P., Poniewozik M. & Koreiviene J. (2024). Color range of euglenoid (Euglenophyceae) blooms. *Plant and Fungal Systematics*, 69(1) : 99-108.
- Wołowski K., Poniewozik M. & Walne P.L. (2013). Pigmented euglenophytes of the genera *Euglena*, *Euglenaria*, *Lepocinclis*, *Phacus* and *Monomorphina* from the southeastern united states. *Polish Botanical Journal*, 58(2) : 659-685.
- Wopereis C.S.M., Defoer T., Idinoba P., Diack S. & Dugue M. (2008). Curriculum d'apprentissage participatif et recherche action (APRA) pour la gestion intégrée de la culture de riz de bas-fonds (GIR) en Afrique subsaharienne : Manuel technique. Le Centre du riz pour l'Afrique (ADRAO), Cotonou, Benin, 6 : 128 p.
- Wu G.S., Chung Y.M., Lin W.Y. & Chen H.H. (2004). Effect of substituting de-hulled or fermented soy bean meal for fish meal in diets on growth of hybrid tilapia, *Oreochromis niloticus* x *O. aureus*. *Journal of Fisheries Society*, 30 : 291-297.
- Xu H., Demetriades A., Reimann C., Jiménez J.J., Filser J. & Zhang C. (2019). Identification of the co-existence of low total organic carbon contents and low pH values in agricultural

- soil in north-central Europe using hot spot analysis based on GEMAS project data. *Science of The Total Environment*, 678 : 94-104.
- Yamaji N. & Feng M.J. (2007). Spatial distribution and temporal variation of the rice silicon transporter Lsi1. *Plant Physiology*, 143(3) :1306-1313.
- Yao A.B. (2015). Evaluation des potentialités en eau du bassin versant de la Lobo en vue d'une gestion rationnelle (Centre Ouest de la Côte d'Ivoire). Thèse Unique de Doctorat, Université Abobo-Adjamé, Abidjan, Côte d'Ivoire, 192 p.
- Yao A.H., Koumi A.R., Atse B.C. & Kouamelan E.P. (2017). Etat des connaissances sur la pisciculture en Côte d'Ivoire. *Agronomie Africaine*, 29(3) : 227-244.
- Yao H.A., Koumi R.A., Nobah C.S., Atse C.B. & Kouamelan P.E. (2016). Evaluation de la compétitivité des systèmes piscicoles pratiqués en Côte d'Ivoire : gestion, alimentation et production. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 10(3) : 1086-1097.
- Yayo N'cho A.J, Aka K.S, Tano K. (2020). Faible niveau de production halieutique nationale face à la demande croissante de la population en Côte d'Ivoire. Fiche Technique et Document de Vulgarisation, 1 : 24-29.
- Yee L.T., Paka D.D., Nyanti L., Ismail N. & Emang J.J.J. (2012). Water quality at Batang Ai Hydroelectric reservoir (Sarawak, Malaysia) and Implications for aquaculture. *International Journal of Applied Science and Technology*, 2(6) : 23-30.
- Yifan L., Tiaoyan W., Shaodong W., Xucan K., Zhaoman Z., Hongyan L. & Jiaolong L. (2023). Developing integrated rice-animal farming based on climate and farmers choices. *Agricultural Systems*, 204 : 1-53.
- Yoon H.S. Nelson W., Lindstrom S.C., Boo S.M. Poeschel C., Qiu H. & Bhattacharya D. (2017). Rhodophyta. In : Handbook of the Protists. Archibald J.M., Simpson A.G.B., Slamovits C.H., (Eds.). Second Edition, Springer International Publishing : 89-133.
- Zhong X., Peng S., Sanico A.L. & Liu H. (2003). Quantifying the interactive effect of leaf nitrogen and leaf area on tillering of rice. *Journal of plant nutrition*, 26(6) : 1203-1222.
- Zingore S., Wairegi L. & Ndiaye M.K. (2014). Guide pour la gestion des systèmes de culture de riz. Consortium Africain pour la Santé des Sols, Nairobi, Kenya, 60 p.
- Zongo F., Zongo B., Boussim J.I. & Couté A. (2008). Nouveaux taxa de microalgues dulçaquicoles pour le Burkina Faso (Afrique de l'Ouest) : I- Chlorophyta. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 2 (4) : 508-528.

Zorzal-Almeida S. & Fernandes D.O.V. (2014). The influence of the predation of tilapia (*Oreochromis* sp.) in the periphytic algae community structure in a tropical pisciculture pond. *Neotropical Biology and Conservation*, 9(1) : 49-54.

---

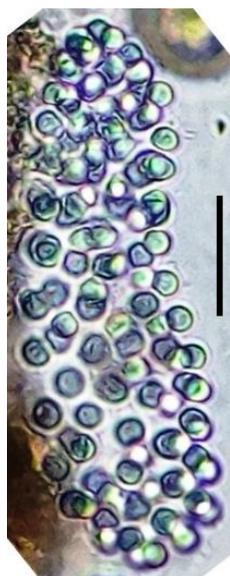
# **ANNEXES**

## **Annexe I : Fiche de comptage des microalgues**

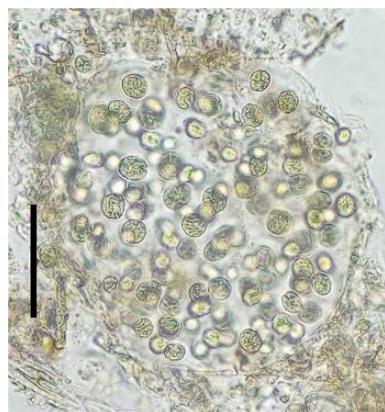


**Annexe II : Planches des images des différents taxons  
identifiés dans les structures d'élevage de la  
ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla**

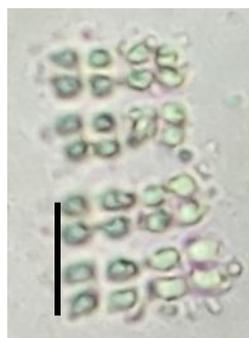
## Planche I : Embranchements des Cyanobacteria (1/6)



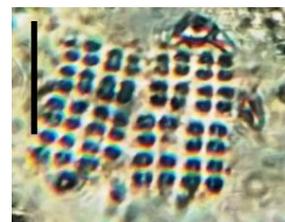
1



2



3a



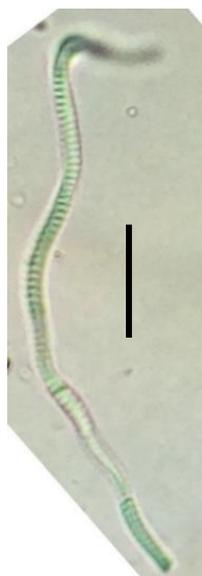
3b



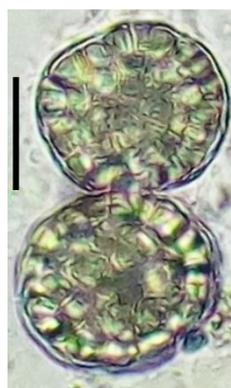
4



5



6



7



8

- 1 : *Aphanocapsa annulata* (Dc = 2,4 – 3,5  $\mu\text{m}$ )  
 2 : *Aphanocapsa* sp. (Dc = 2 - 3  $\mu\text{m}$ )  
 3 : *Merismopedia punctata* (Dc = 2 – 4  $\mu\text{m}$ )  
 4 : *Stichosiphon willei* (Lt = 85 - 102  $\mu\text{m}$  ; lt = 2 - 3  $\mu\text{m}$ )  
 5 : *Leptolyngbya angustissima* (Lt = 2,4 – 4  $\mu\text{m}$  ; lt = 1 - 1,3  $\mu\text{m}$ )  
 6 : *Leptolyngbya* sp. (Dt = 1,5 – 3  $\mu\text{m}$ )  
 7 : *Gloeocapsa* sp. (Dcol = 23 - 55  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 – 16  $\mu\text{m}$ )  
 8 : *Johannesbaptistia* sp. (Lc = 4,5 -7  $\mu\text{m}$  ; lc = 18,5  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules, Dc : diamètre des cellules ;

Lt : longueur des trichomes ; lt : largeur des trichomes

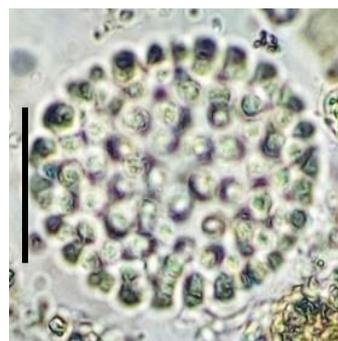
## Planche I : Embranchements des Cyanobacteria (2/6)



9



10



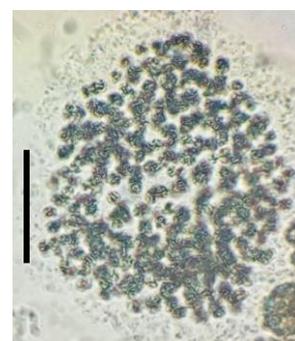
11



12



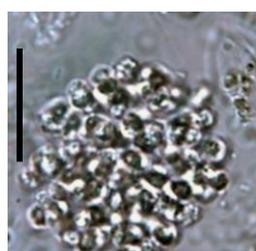
13



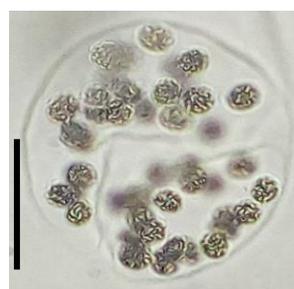
14



15a



15b



16



17

9 : *Chroococcus* sp. (Dc = 4 - 5  $\mu\text{m}$ )

10 : *Chroococcus turgidus* (Dc = 14 - 17  $\mu\text{m}$  ; Lc = 13 - 19  $\mu\text{m}$  ; lc = 9 - 12  $\mu\text{m}$ )

11 : *Coelosphaerium* sp. (Dc = 2,3 - 3  $\mu\text{m}$ )

12 : *Gloeotheca* sp. (Dc = 18 - 28  $\mu\text{m}$ )

13 : *Gloeotheca* sp.1 (Dc = 13 - 18  $\mu\text{m}$ )

14 : *Microcystis aeruginosa* (Dc = 2 - 5  $\mu\text{m}$ )

15 : *Microcystis flos-aquae* (Dc = 5 - 7  $\mu\text{m}$ )

16 : *Microcystis wesenbergii* (Dc = 5 - 6  $\mu\text{m}$ )

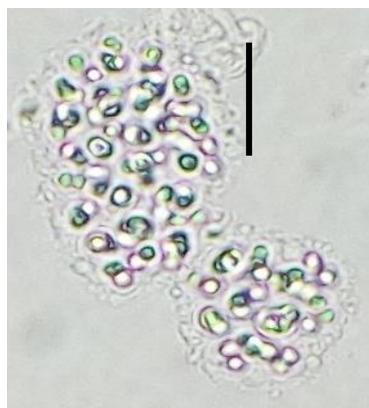
17 : *Microcystis* sp. (Dc = 1 - 2  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules, Dc : diamètre des cellules ;

Lt : longueur des trichomes ; lt : largeur des trichomes

## Planche I : Embranchements des Cyanobacteria (3/6)



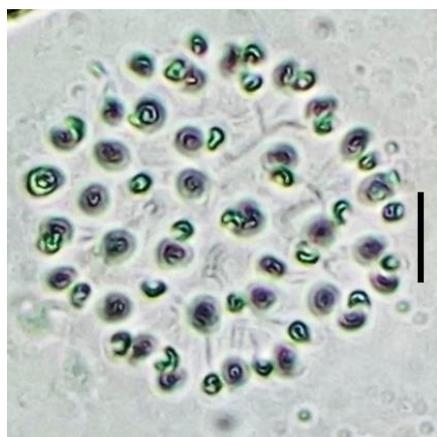
18



19



20



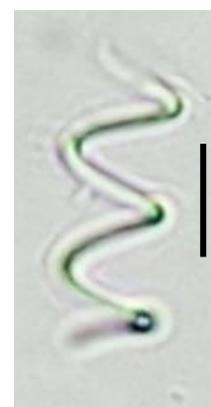
21



22



23



24

18 : *Microcystis* sp.1 (Dc = 2 - 3  $\mu\text{m}$ )

19 : *Snowella* sp. (Dc = 10 - 16  $\mu\text{m}$ )

20 : *Snowella* sp.1 (Dc = 4 - 5  $\mu\text{m}$ )

21 : *Snowella* sp.2 (Dc = 3 - 4,5  $\mu\text{m}$ )

22 : *Spirulina okensis* (Dt = 2 - 3,5  $\mu\text{m}$  ; Ds = 12 -14  $\mu\text{m}$ )

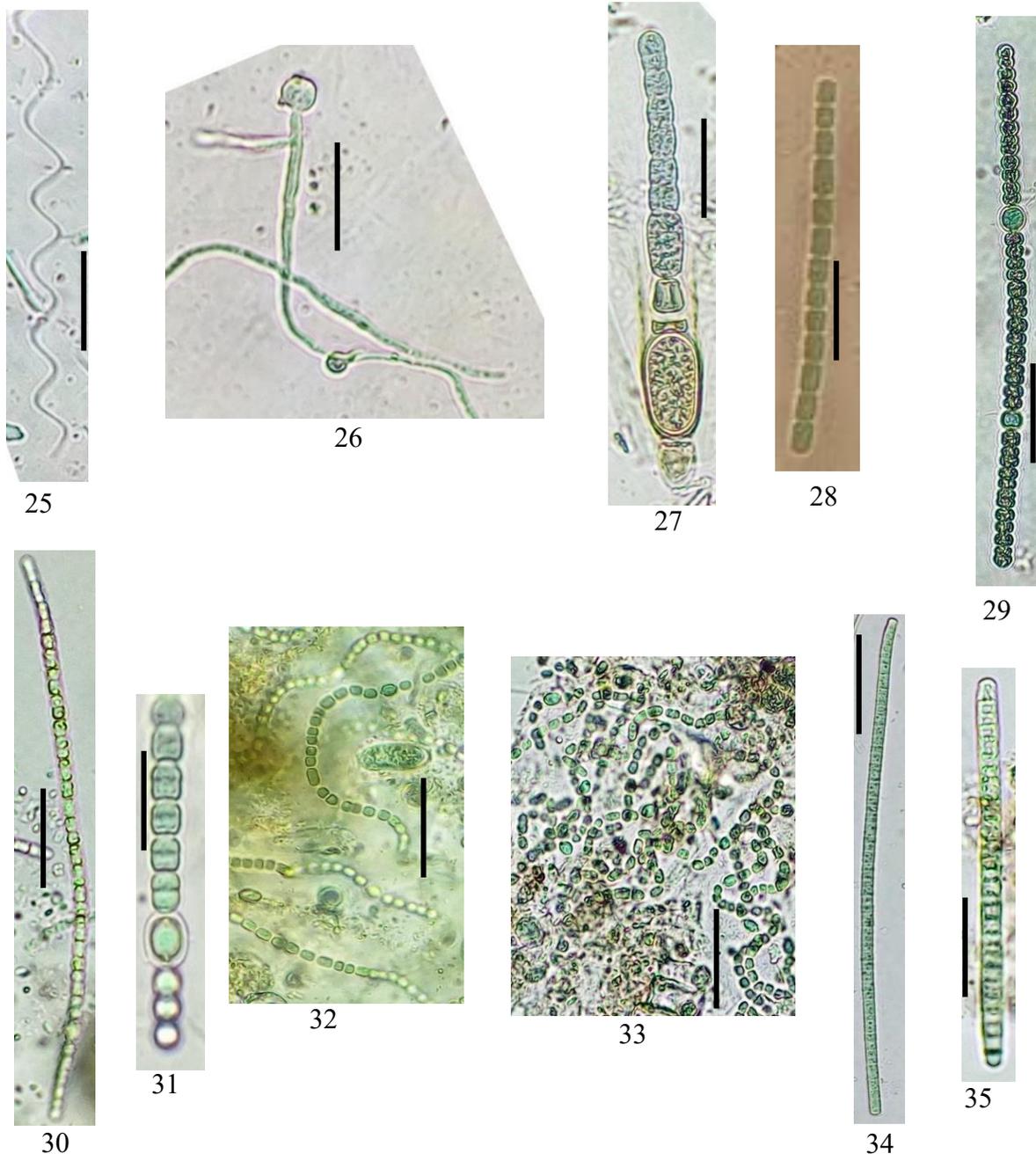
23 : *Spirulina gigantea* (Dt = 3 - 5  $\mu\text{m}$  ; Ds = 9 - 10  $\mu\text{m}$ )

24 : *Spirulina* sp. (Dt = 2 - 4  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Dc : diamètre des cellules ; Ds : diamètre des spires ; Dt : diamètre des trichomes

## Planche I : Embranchements des Cyanobacteria (4/6)



- 25 : *Spirulina* sp.1 (Dt = 1,8  $\mu\text{m}$ )  
 26 : *Calothrix* sp. (Lt = 20 - 75  $\mu\text{m}$  ; lt = 1,5 - 2  $\mu\text{m}$ )  
 27 : *Microchaete* sp. (Dt = 7 - 8  $\mu\text{m}$  ; Da = 16 -18,5  $\mu\text{m}$ )  
 28 : *Komvophoron* sp. (Lt = 8,5  $\mu\text{m}$  ; Dt = 3 - 4,5  $\mu\text{m}$ )  
 29 : *Anabaena affinis* (Dt = 6 -7  $\mu\text{m}$ , Dh = 8 - 9,5  $\mu\text{m}$ )  
 30 : *Anabaena* sp. (Dt = 1,4 - 2,5  $\mu\text{m}$ )  
 31 : *Anabaena* sp.1 (Dt = 6,5  $\mu\text{m}$  ; Dh = 8,5  $\mu\text{m}$ )  
 32 : *Nostoc piscinale* (Dt = 4 - 5,5  $\mu\text{m}$  ; Dh = 4,5 - 5  $\mu\text{m}$ )  
 33 : *Nostoc* sp. (Dt = 2 - 3,5  $\mu\text{m}$ ; Dh = 5  $\mu\text{m}$ )  
 34 : *Oscillatoria acuta* (Dc = 4- 5  $\mu\text{m}$ )  
 35 : *Oscillatoria articulata* (Lc = 2 - 2,5  $\mu\text{m}$  ; Dc = 3 - 3,5  $\mu\text{m}$ )

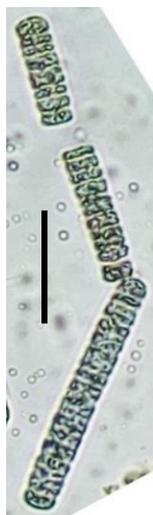
NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; Dc : diamètre des akinètes ; Dh : diamètre des hétérocytes ;  
 Dc : diamètre des cellules ; Lt : longueur des trichomes ; lt : longueur des trichomes ;  
 Dt : diamètre des trichomes

## Planche I : Embranchements des Cyanobacteria (5/6)



36



37



38



39a



39b



40



41



42



43



44



45

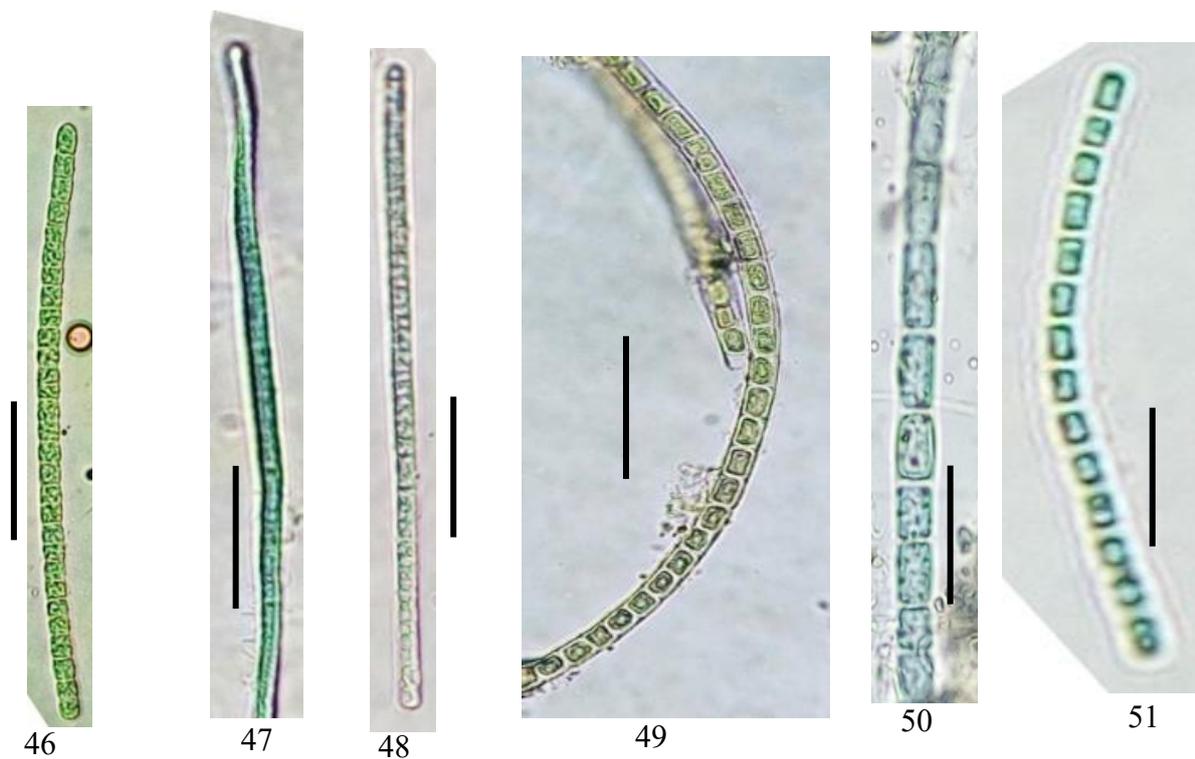
- 36 : *Oscillatoria chlorina* (Dt = 20 - 24  $\mu\text{m}$ )  
 37 : *Oscillatoria limosa* (Dt = 21 - 23  $\mu\text{m}$ )  
 38 : *Oscillatoria proboscidea* (Dt = 4,5 - 26,5  $\mu\text{m}$ )  
 39 : *Oscillatoria subbrevis* (Dc = 4 - 5  $\mu\text{m}$ )  
 40 : *Oscillatoria* sp. (Lt = 3 - 7  $\mu\text{m}$ ; Dt = 2 - 3  $\mu\text{m}$ )  
 41 : *Phormidium mucicola* (Lc = 45 - 96  $\mu\text{m}$  ; Dc = 1,4 - 2  $\mu\text{m}$ )  
 42 : *Phormidium* sp. (Lc = 55 - 102  $\mu\text{m}$  ; Dc = 2 - 3  $\mu\text{m}$ )  
 43 : *Planktolyngbya contorta* (Dt = 1 - 1,5  $\mu\text{m}$ )  
 44 : *Lyngbya* sp. (Lc = 25 - 30  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 7  $\mu\text{m}$ )  
 45 : *Lyngbya* sp.1 (Lc = 15 - 27  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 5  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules ;

Lt : longueur des trichomes ; lt : largeur des trichomes ; Dt : diamètre des trichomes.

## Planche I : Embranchements des Cyanobacteria (6/6)



46 : *Planktothrix compressa* (Lt = 5 - 8  $\mu\text{m}$  ; Dt = 1 - 2  $\mu\text{m}$ )

47 : *Planktothrix prolifica* (Dt = 2,5 - 3  $\mu\text{m}$ )

48 : *Tychonema bornetii* (Dt = 3 - 4  $\mu\text{m}$ )

49 : *Pseudanabaena catenata* (Lc = 6 - 10  $\mu\text{m}$  ; Dc = 4 - 5  $\mu\text{m}$ )

50 : *Pseudanabaena* sp. (Lc = 1,5 - 5,5  $\mu\text{m}$  ; lc = 1,5 - 2  $\mu\text{m}$ )

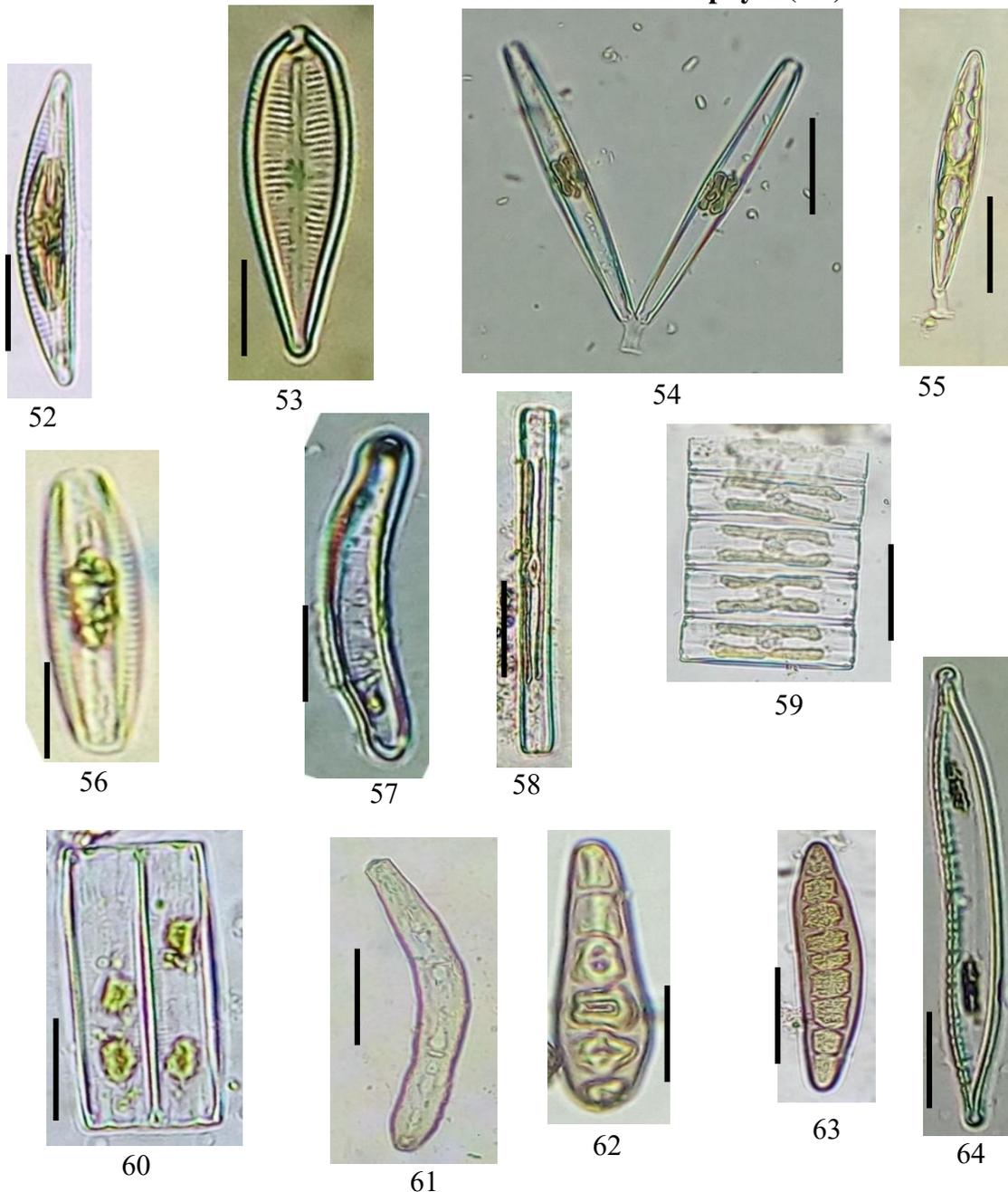
51 : *Pseudanabaena* sp.1 (Lc = 1,6 - 4,5  $\mu\text{m}$  ; lc = 1,8 - 2,3  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules ;

Lt : longueur des trichomes ; lt : longueur des trichomes ; Dt : diamètre des trichomes.

## Planche II : Embranchement de Bacillariophyta (1/4)

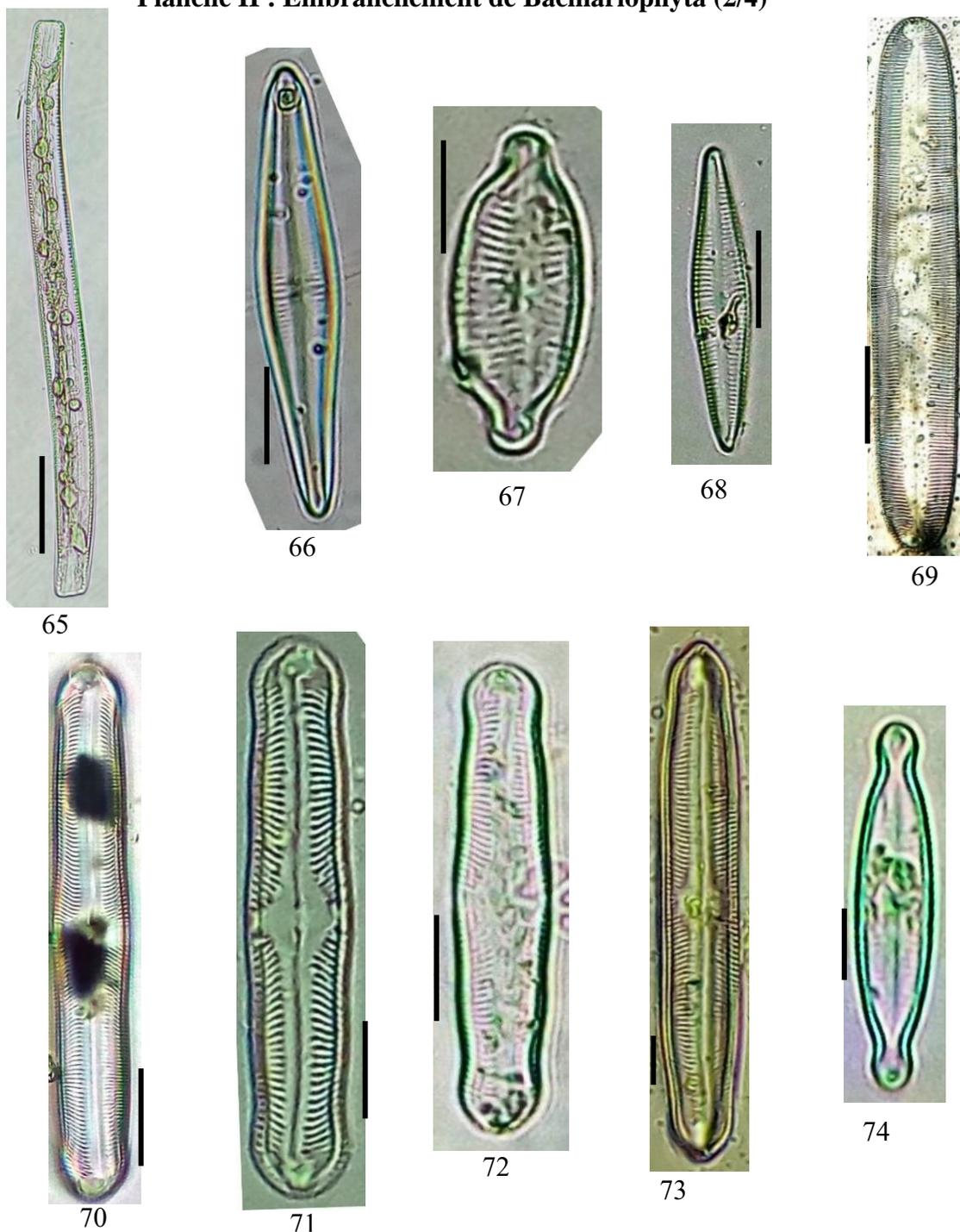


- 52 : *Encyonema* sp. (Lc = 20 – 80  $\mu\text{m}$  ; lc = 6 - 10  $\mu\text{m}$  ; 10 - 12 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 53 : *Gomphonema lanceolatum* (Lc = 28 - 40  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 15  $\mu\text{m}$  ; 8 - 10 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 54 : *Gomphonema* sp. (Lc = 34 – 65  $\mu\text{m}$  ; lc = 8 - 10  $\mu\text{m}$  ; 13 - 20 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 55 : *Gomphonema* sp.1 (Lc = 28 - 57  $\mu\text{m}$  ; lc = 7 – 8  $\mu\text{m}$ )  
 56 : *Amphora* sp. (Lc = 69 - 72  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 22  $\mu\text{m}$ )  
 57 : *Eunotia soleirolii* (Lc = 22 - 72  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 8  $\mu\text{m}$  ; 11 - 16 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 58 : *Eunotia* sp. (Lc = 75 - 81  $\mu\text{m}$  ; lc = 8 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 59 : *Eunotia* sp.1 (Lc = 75 - 87  $\mu\text{m}$  ; lc = 7 - 10  $\mu\text{m}$  ; 9 - 14 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 60 : *Eunotia* sp.2 (Lc = 73 - 85  $\mu\text{m}$  ; lc = 8 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 61 : *Denticula* sp. (Lc = 25  $\mu\text{m}$  ; lc = 13  $\mu\text{m}$ )  
 62 : *Denticula* sp.1 (Lc = 8 - 28  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 18  $\mu\text{m}$ )  
 63 : *Denticula* sp.2 (Lc = 16 – 20  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 – 15  $\mu\text{m}$ )  
 64 : *Hantzschia* sp. (Lc = 30 - 58  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 13  $\mu\text{m}$ )

NB : Mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; st : Strites.

## Planche II : Embranchement de Bacillariophyta (2/4)

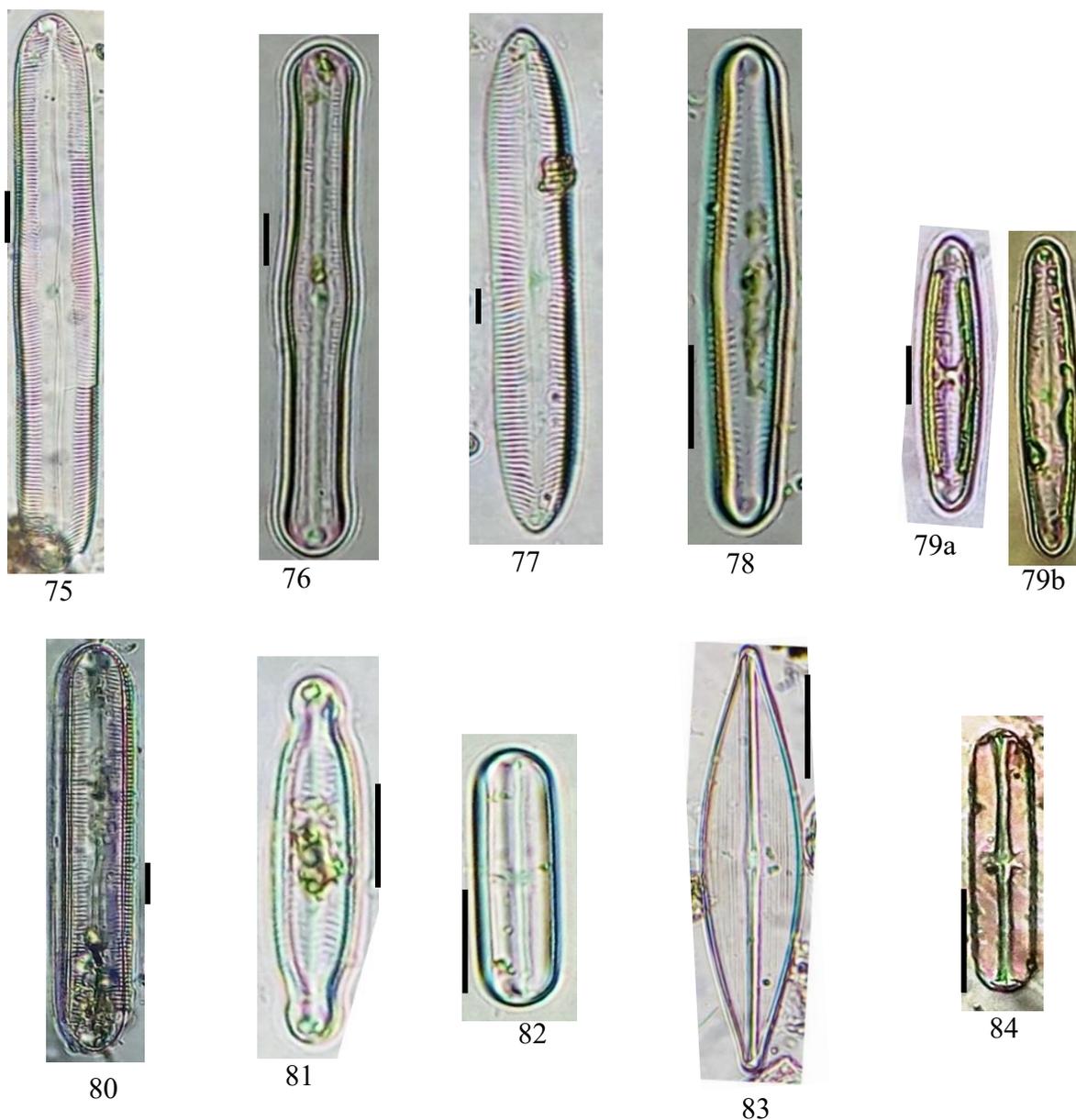


- 65 : *Nitzschia flexa* (Lc = 26 - 69  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 8  $\mu\text{m}$ )  
 66 : *Frustulia* sp. (Lc = 45 - 70  $\mu\text{m}$  ; lc = 8,5 - 10  $\mu\text{m}$  ; 9 - 16 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 67 : *Achnantheidium exiguum* (Lc = 34 - 37  $\mu\text{m}$  ; lc = 12 - 14  $\mu\text{m}$  ; 16 - 18 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 68 : *Navicula* sp. (Lc = 31 - 75  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 14  $\mu\text{m}$  ; 9 - 13 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 69 : *Pinnularia acrosphaeria* (Lc = 75 - 180  $\mu\text{m}$  ; lc = 8- 19  $\mu\text{m}$  ; 9 - 14 st/10 $\mu\text{m}$ )  
 70 : *Pinnularia divergens* (Lc = 64 - 110  $\mu\text{m}$  ; lc = 12 -16  $\mu\text{m}$  ; 11 - 14 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 71 : *Pinnularia gibba* (Lc = 50 - 95  $\mu\text{m}$  ; lc = 7,5 - 9  $\mu\text{m}$  ; 11 - 13 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 72 : *Pinnularia gibba* var. *linearis* (Lc = 40 - 85  $\mu\text{m}$  ; lc = 6 - 8  $\mu\text{m}$  ; 13 - 14 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 73 : *Pinnularia legumen* (Lc = 100 - 110  $\mu\text{m}$  ; lc = 12 - 14 $\mu\text{m}$ )  
 74 : *Pinnularia mesolepta* (Lc = 44 - 47  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 12  $\mu\text{m}$  ; 10 - 13 st/10  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; st : strite

## Planche II : Embranchement de Bacillariophyta (3/4)

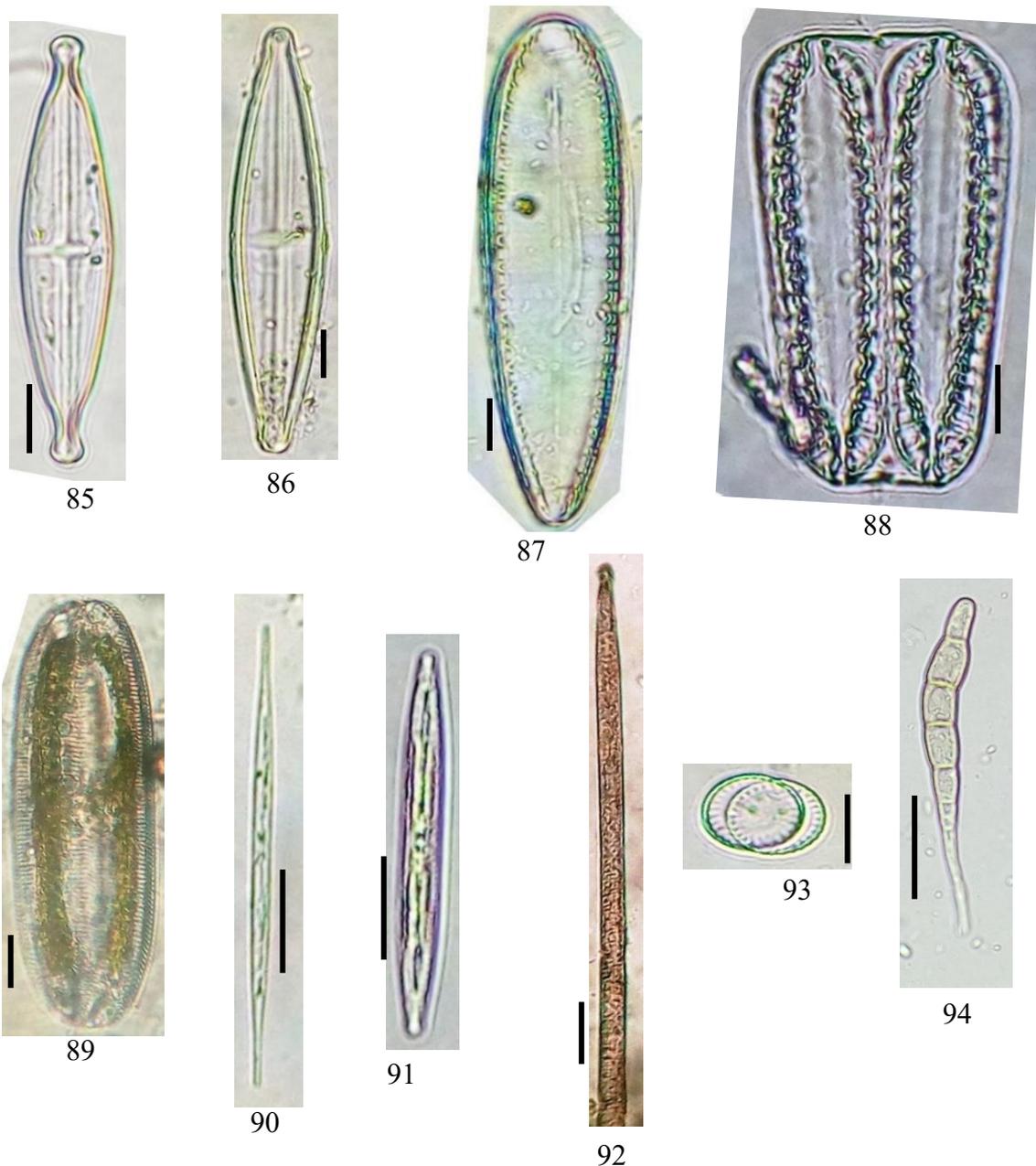


- 75 : *Pinnularia major* (Lc = 83 - 90  $\mu\text{m}$  ; lc = 16 - 19  $\mu\text{m}$  ; 5 - 8 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 76 : *Pinnularia nodosa* (Lc = 45 - 54  $\mu\text{m}$  ; lc = 7 - 10  $\mu\text{m}$  ; 10 - 11 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 77 : *Pinnularia viridis* (Lc = 120 - 155  $\mu\text{m}$  ; lc = 18 - 23  $\mu\text{m}$  ; 7 - 8 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 78 : *Pinnularia* sp. (Lc = 54 - 85  $\mu\text{m}$  ; lc = 8 - 13  $\mu\text{m}$ )  
 79 : *Pinnularia* sp.1 (Lc = 45 - 55  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 14  $\mu\text{m}$ )  
 80 : *Pinnularia* sp.2 (Lc = 105  $\mu\text{m}$  ; lc = 18,5  $\mu\text{m}$ )  
 81 : *Pinnularia* sp.3 (Lc = 65 - 80  $\mu\text{m}$  ; lc = 9 - 15  $\mu\text{m}$  ; 12 - 21 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 82 : *Sellaphora laevis* (Lc = 25 - 32  $\mu\text{m}$  ; lc = 8 - 10  $\mu\text{m}$  ; 20 - 24 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 83 : *Sellaphora pupula* (Lc = 38 - 60  $\mu\text{m}$  ; lc = 13 - 17  $\mu\text{m}$  ; 17 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 84 : *Sellaphora* sp. (Lc = 35 - 50  $\mu\text{m}$  ; lc = 12 - 13  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules ; st : Strite.

## Planche II : Embranchement de Bacillariophyta (4/4)



- 85 : *Stauroneis anceps* (Lc = 76 - 100  $\mu\text{m}$  ; lc = 13 - 18  $\mu\text{m}$ )  
 86 : *Stauroneis phoenicenteron* (Lc = 75 - 180  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 37  $\mu\text{m}$ )  
 87 : *Surirella robusta* (Lc = 160 - 195  $\mu\text{m}$  ; lc = 26 - 32  $\mu\text{m}$ )  
 88 : *Surirella tenera* (Lc = 80 - 170  $\mu\text{m}$  ; lc = 22 - 40  $\mu\text{m}$  ; 20 - 30 st/10  $\mu\text{m}$ )  
 89 : *Surirella* sp. (Lc = 90 - 100  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 25  $\mu\text{m}$ )  
 90 : *Synedra acus* (Lc = 25 - 145  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 4  $\mu\text{m}$ )  
 91 : *Synedra* sp. (Lc = 54 - 97  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 8  $\mu\text{m}$ )  
 92 : *Ulnaria ulna* (Lc = 105 - 210  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 93 : *Cyclotella* sp. (Dc = 16  $\mu\text{m}$  ; 11 - 13 st /  $\mu\text{m}$ )  
 94 : *Climacosphenia* sp. (Lt = 5 - 10  $\mu\text{m}$  ; lt = 2,5 - 5  $\mu\text{m}$ )

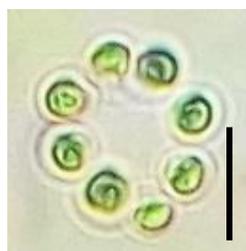
NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules ; st : Strite.

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (1/13)



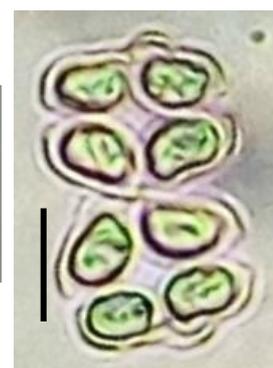
95



96



97



98



99



100



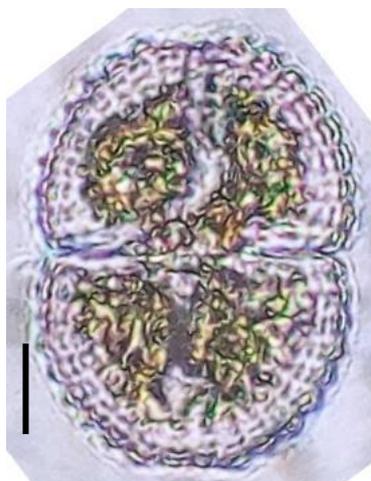
101



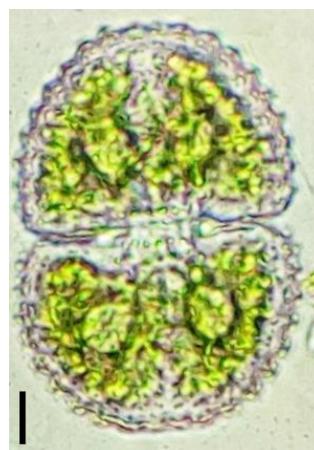
102



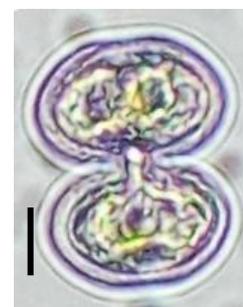
103



104



105



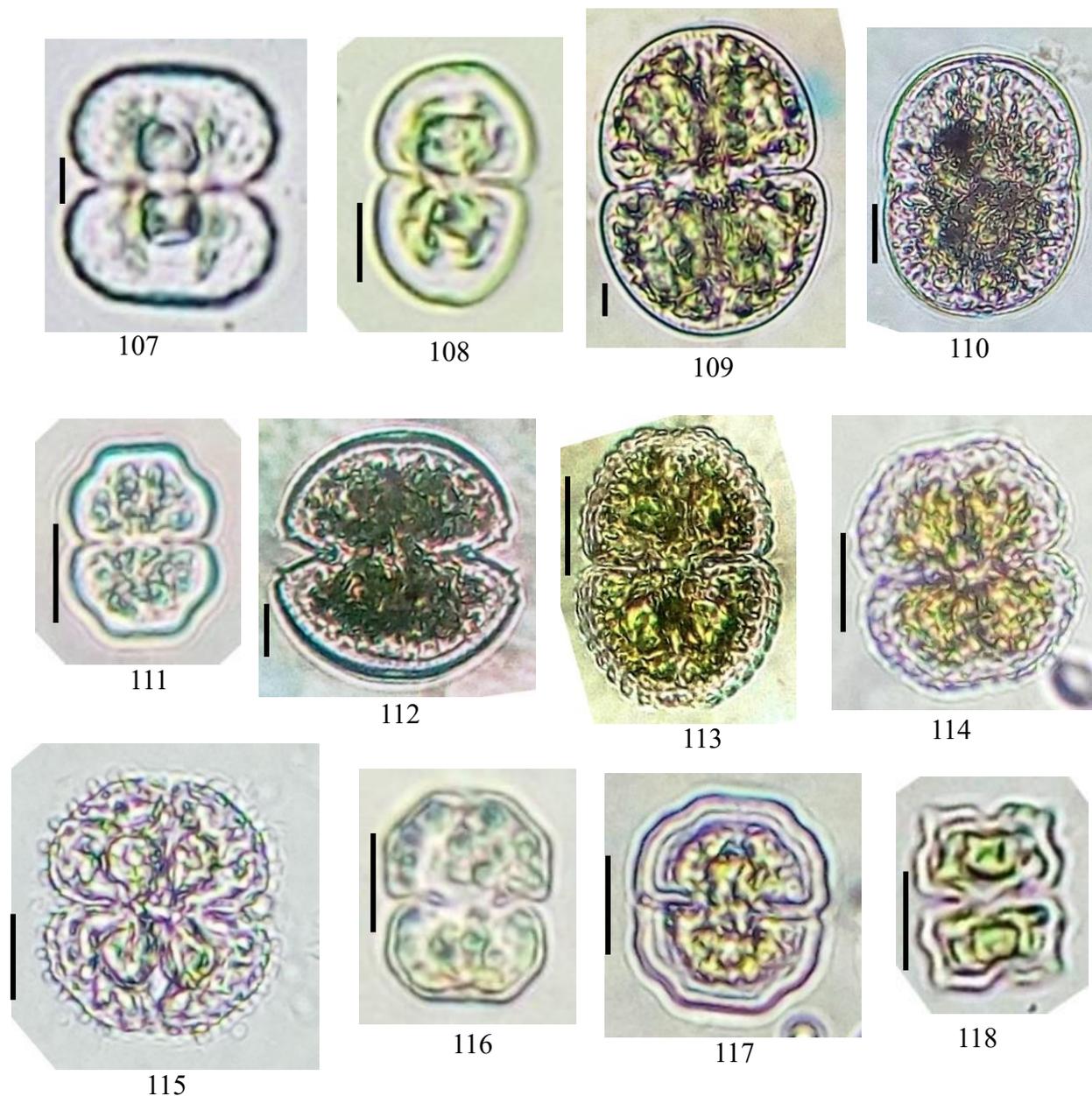
106

- 95 : *Dictyosphaerium* sp. (Dc = 5 – 8  $\mu\text{m}$ )  
 96 : *Dictyosphaerium* sp.1 (Dc = 4 - 6  $\mu\text{m}$ )  
 97 : *Crucigeniella tetrapedia* (Dc = 4 – 8  $\mu\text{m}$ )  
 98 : *Willea apiculata* (Lc = 5 – 7,5  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 5  $\mu\text{m}$ )  
 99 : *Willea crucifera* (Lc = 6 - 7  $\mu\text{m}$  ; lc = 1,5 - 3  $\mu\text{m}$ )  
 100 : *Willea neglecta* (Lc = 5 - 7  $\mu\text{m}$  ; lc = 2 - 3  $\mu\text{m}$ )  
 101 : *Botryococcus braunii* (Dc = 50 - 70  $\mu\text{m}$ )  
 102 : *Actinotaenium capax* (Lc = 58 - 64  $\mu\text{m}$  ; lc = 36 - 38  $\mu\text{m}$ )  
 103 : *Actinotaenium diplosporum* (Lc = 66 - 90  $\mu\text{m}$  ; lc = 27 - 36  $\mu\text{m}$  ; I = 25  $\mu\text{m}$ )  
 104 : *Cosmarium binum* (Lc = 48 - 65  $\mu\text{m}$  ; lc = 35 - 43  $\mu\text{m}$ )  
 105 : *Cosmarium botrytis* var. *tumidum* (Lc = 65 – 90  $\mu\text{m}$  ; lc = 58 - 84  $\mu\text{m}$  ; I = 18 – 20  $\mu\text{m}$ )  
 106 : *Cosmarium contractum* (Lc = 30 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 25 - 28  $\mu\text{m}$  ; I = 18  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Dc : diamètre des cellules ; Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ;  
 I : largeur de l'isthme.

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (2/13)

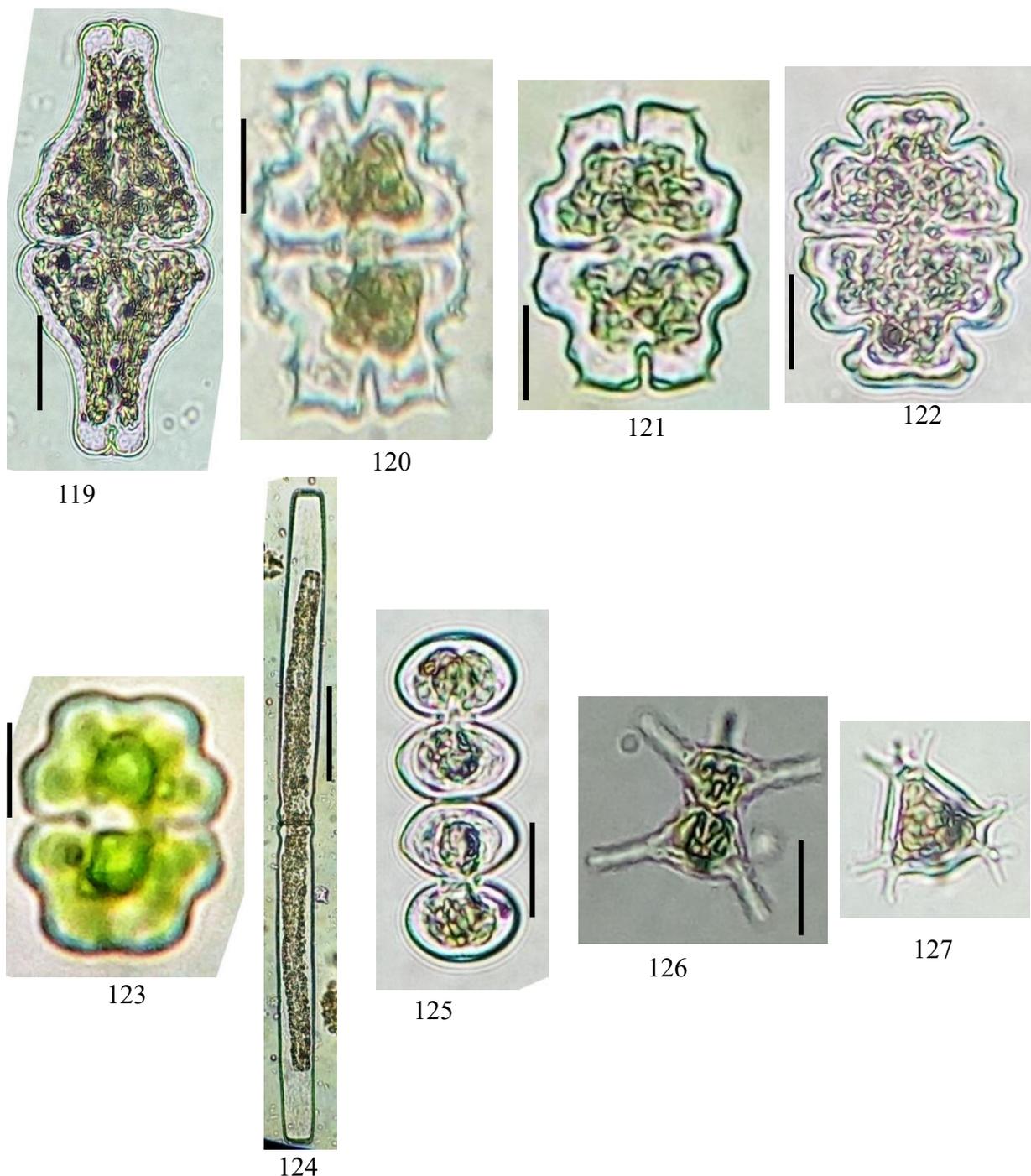


- 107 : *Cosmarium didymochondrum* (Lc = 60 - 80  $\mu\text{m}$  ; lc = 45 - 50  $\mu\text{m}$  ; I = 25 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 108 : *Cosmarium laeve* (Lc = 18 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 20  $\mu\text{m}$ )  
 109 : *Cosmarium pachydermum* (Lc = 58 - 92  $\mu\text{m}$  ; lc = 50 - 65  $\mu\text{m}$  ; I = 20  $\mu\text{m}$ )  
 110 : *Cosmarium pseudoconnatum* var. *pluriradians* (Lc = 40 - 56  $\mu\text{m}$  ; lc = 35 - 42  $\mu\text{m}$ )  
 111 : *Cosmarium retusifforme* var. *africanum* (Lc = 29 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 24 - 28  $\mu\text{m}$  ; I = 8 - 8,5  $\mu\text{m}$ )  
 112 : *Cosmarium subauriculatum* (Lc = 45 - 52  $\mu\text{m}$  ; lc = 38 - 46  $\mu\text{m}$  ; I = 22 - 24  $\mu\text{m}$ )  
 113 : *Cosmarium speciosum* (Lc = 30 - 50  $\mu\text{m}$  ; lc = 22 - 30  $\mu\text{m}$  ; I = 8 - 10,5  $\mu\text{m}$ )  
 114 : *Cosmarium vexatum* (Lc = 26 - 42  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 30  $\mu\text{m}$  ; I = 5,5 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 115 : *Cosmarium* sp. (Lc = 28 - 46  $\mu\text{m}$  ; lc = 25  $\mu\text{m}$ )  
 116 : *Cosmarium* sp.2 (Lc = 24 - 30  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 25  $\mu\text{m}$  ; I = 5,5  $\mu\text{m}$ )  
 117 : *Cosmarium* sp.3 (Lc = 26 - 40  $\mu\text{m}$  ; lc = 22 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 118 : *Euastrum binale* (Lc = 14 - 20  $\mu\text{m}$  ; lc = 13 - 15  $\mu\text{m}$  ; I = 4,5 - 5  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Dc : diamètre des cellules ; Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; I : largeur de l'isthme.

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (3/13)

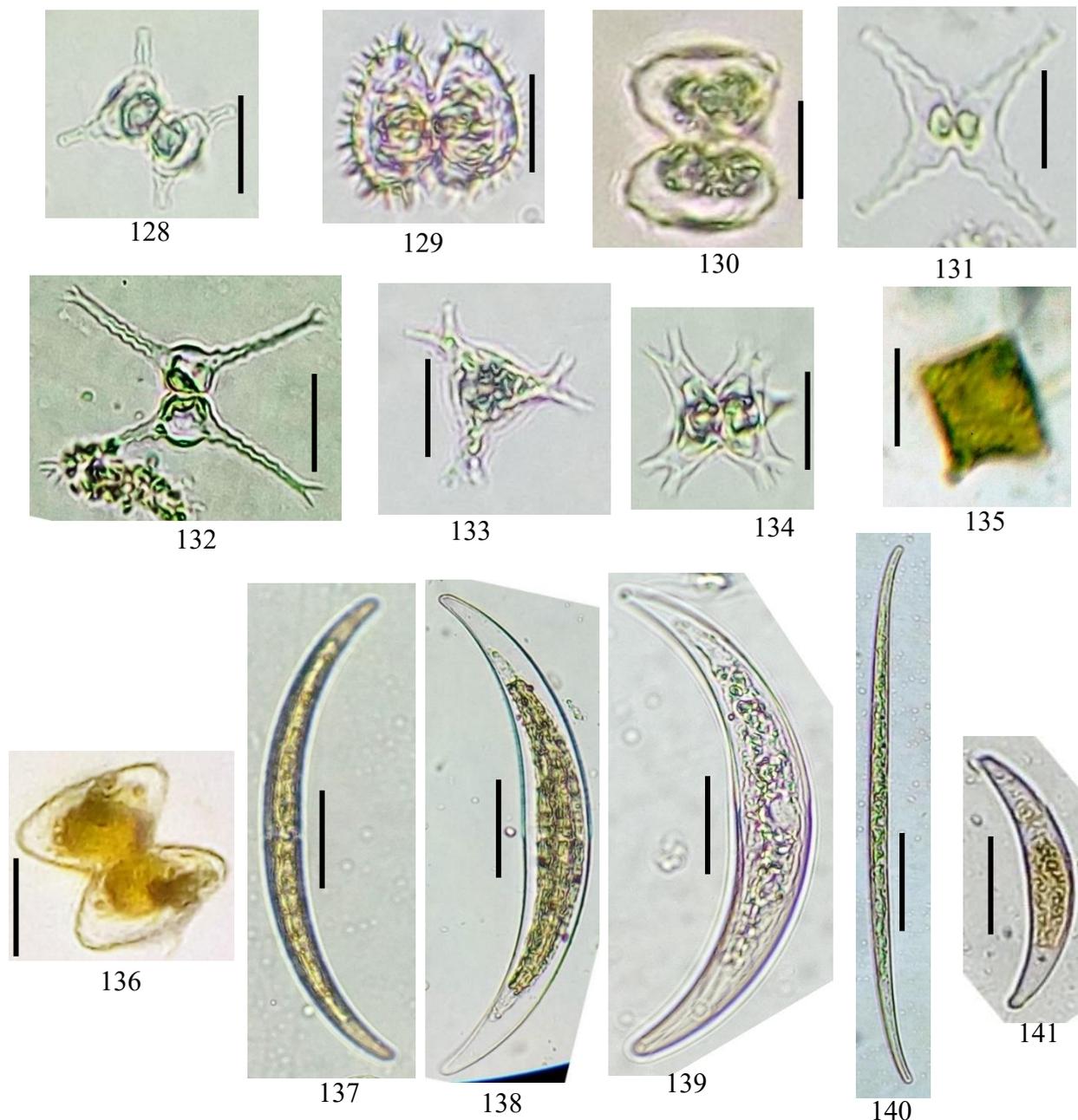


- 119 : *Euastrum didelta* (Lc = 90 - 95  $\mu\text{m}$  ; lc = 40 - 48  $\mu\text{m}$  ; I = 10 -13  $\mu\text{m}$ )  
 120 : *Euastrum glaziovii* (Lc = 116 - 126  $\mu\text{m}$  ; lc = 63 - 65  $\mu\text{m}$  ; I = 16 - 16,5  $\mu\text{m}$ )  
 121 : *Euastrum ivoirensis* (Lc = 11 - 12  $\mu\text{m}$  ; lc = 8,5 - 9  $\mu\text{m}$ )  
 122 : *Euastrum pseudopectinatum* (Lc = 45 - 56  $\mu\text{m}$  ; lc = 30 - 40  $\mu\text{m}$  ; I = 5 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 123 : *Euastrum venustum* (Lc = 35 - 40  $\mu\text{m}$  ; lc = 23 - 26  $\mu\text{m}$  ; I = 5,5 - 8  $\mu\text{m}$ )  
 124 : *Pleurotaenium trabecula* (Lc = 600 - 890  $\mu\text{m}$  ; lc = 48 - 75  $\mu\text{m}$ )  
 125 : *Spondylosium* sp. (Lc = 15 - 22  $\mu\text{m}$  ; lc = 14 -17  $\mu\text{m}$ )  
 126 : *Staurastrum boreale* (Lc = 34 - 40  $\mu\text{m}$  ; lc = 26 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 127 : *Staurastrum laeve* f. *supernumerarium* (Dc = 17 - 20  $\mu\text{m}$  ; I = 9 - 10  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; I : largeur de l'isthme.

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (4/13)

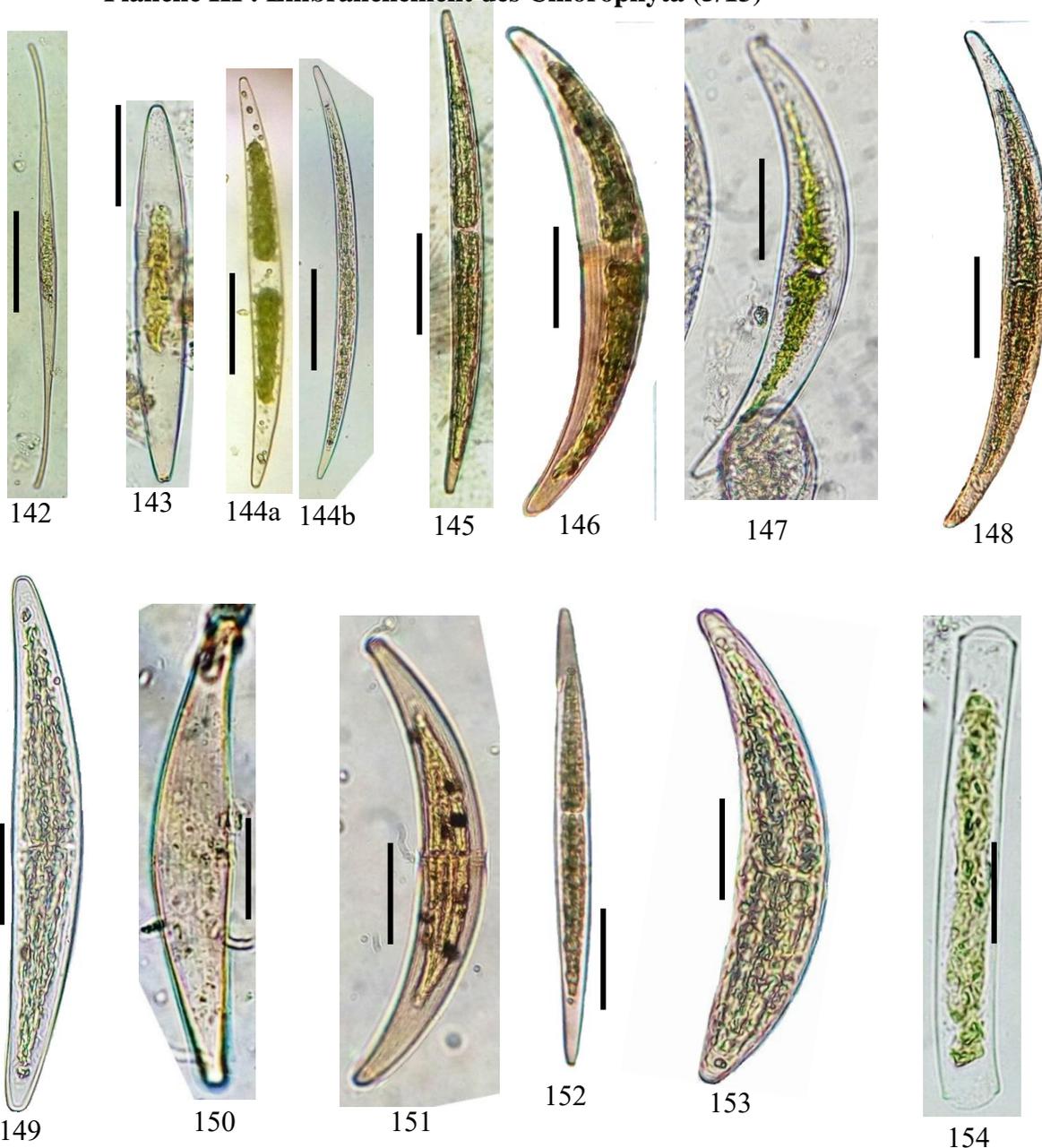


- 128 : *Staurastrum pseudotetracerum* (Lc = 26 - 30  $\mu\text{m}$  ; lc = 15 - 21  $\mu\text{m}$ )  
 129 : *Staurastrum setigerum* (Lc = 53 - 55  $\mu\text{m}$  ; lc = 38 - 40  $\mu\text{m}$ )  
 130 : *Staurastrum striatum* (Lc = 25 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 24 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 131 : *Staurastrum tetracerum* var. *irregulare* (Lc = 18 - 28  $\mu\text{m}$  ; lc = 15 - 20  $\mu\text{m}$ )  
 132 : *Staurastrum volans* (Lc = 25 - 50  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 23  $\mu\text{m}$ )  
 133 : *Staurastrum* sp. (Lc = 30 - 38  $\mu\text{m}$  ; lc = 8 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 134 : *Staurastrum* sp.1 (Dc = 25 - 35  $\mu\text{m}$ )  
 135 : *Staurodesmus* sp.2 (Lc = 21 - 24  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 23  $\mu\text{m}$ )  
 136 : *Staurodesmus spetsbergensis* (Lc = 20 - 22  $\mu\text{m}$  ; lc = 15 - 20  $\mu\text{m}$  ; I = 4 - 5  $\mu\text{m}$ )  
 137 : *Closterium archerianum* (Lc = 210 - 214  $\mu\text{m}$  ; lc = 12 - 18  $\mu\text{m}$ )  
 138 : *Closterium cynthia* (Lc = 125 - 130  $\mu\text{m}$  ; lc = 16 - 20  $\mu\text{m}$ )  
 139 : *Closterium ehrenbergii* (Lc = 320 - 465  $\mu\text{m}$  ; lc = 60 - 80  $\mu\text{m}$ )  
 140 : *Closterium gracile* (Lc = 310 - 470  $\mu\text{m}$  ; lc = 2 - 4  $\mu\text{m}$ )  
 141 : *Closterium jenneri* (Lc = 60 - 87  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 20  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Dc : diamètre des cellules ; Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (5/13)

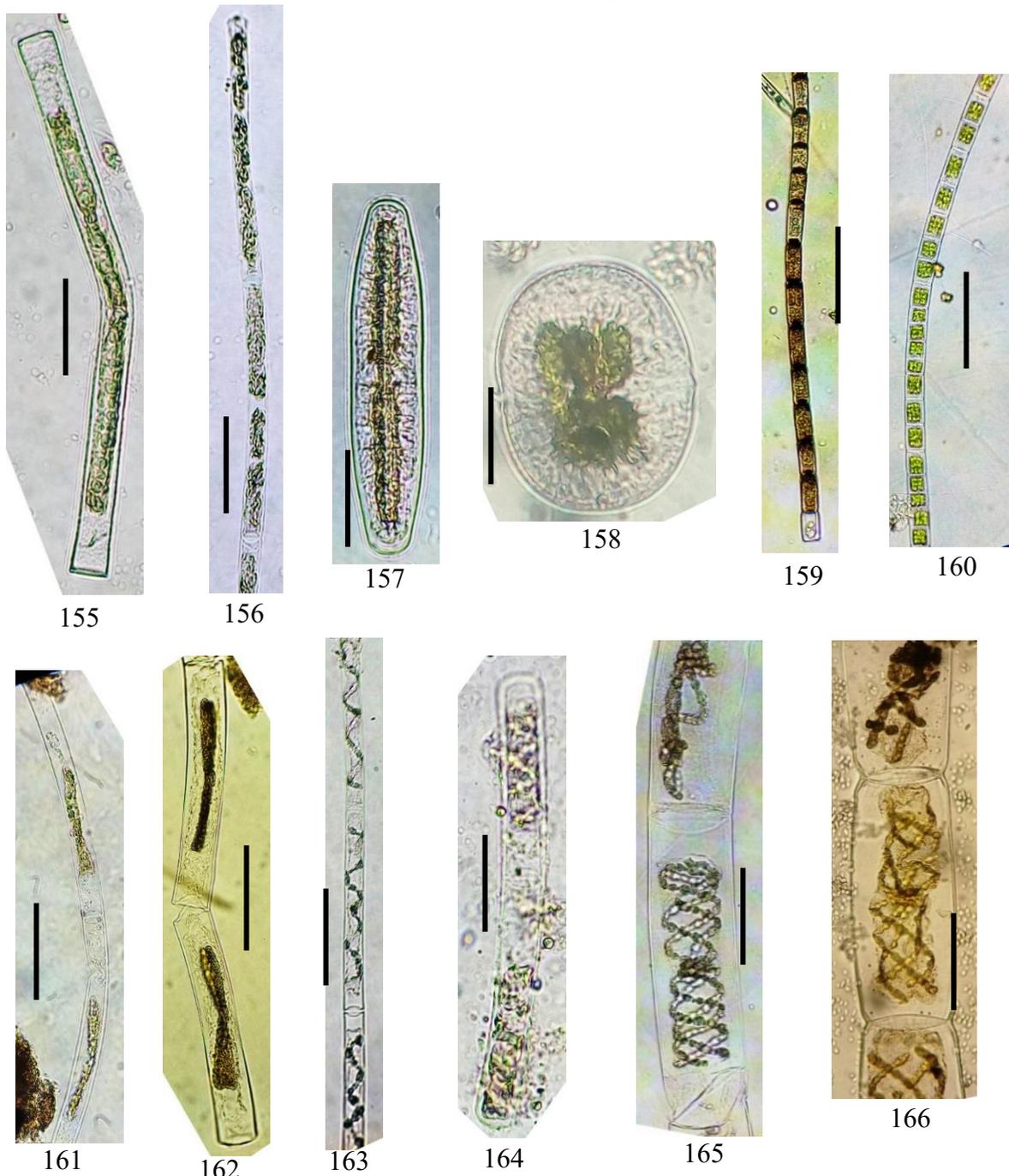


- 142 : *Closterium kuetzingii* (Lc = 350 - 410  $\mu\text{m}$  ; lc = 8- 16  $\mu\text{m}$ )  
 143 : *Closterium lanceolatum* (Lc = 120 - 200  $\mu\text{m}$  ; lc = 25 - 39  $\mu\text{m}$ )  
 144 : *Closterium lineatum* (Lc = 300 - 332  $\mu\text{m}$  ; lc = 12 - 20  $\mu\text{m}$ )  
 145 : *Closterium littorale* (Lc = 290 - 320  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 25  $\mu\text{m}$ )  
 146 : *Closterium moniliferum* (Lc = 208 - 340  $\mu\text{m}$  ; lc = 27 - 38  $\mu\text{m}$ )  
 147 : *Closterium nylandicum* (Lc = 120 - 260  $\mu\text{m}$  ; lc = 18 - 22  $\mu\text{m}$ )  
 148 : *Closterium parvulum* (Lc = 100 - 138  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 17  $\mu\text{m}$ )  
 149 : *Closterium pseudolunula* (Lc = 290 - 350  $\mu\text{m}$  ; lc = 30 - 40  $\mu\text{m}$ )  
 150 : *Closterium tacomense* (Lc = 245 - 367  $\mu\text{m}$  ; lc = 41 - 45  $\mu\text{m}$ )  
 151 : *Closterium tumidum* (Lc = 116 - 250  $\mu\text{m}$  ; lc = 17 - 19  $\mu\text{m}$ )  
 152 : *Closterium* sp. (Lc = 130 - 218  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 18  $\mu\text{m}$ )  
 153 : *Closterium* sp.1 (Lc = 210 - 245  $\mu\text{m}$  ; lc = 35 - 48  $\mu\text{m}$ )  
 154 : *Gonatozygon* sp. (Lc = 116 - 180  $\mu\text{m}$  ; lc = 12 - 18  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (6/13)



- 155 : *Gonatozygon* sp.1 (Lc = 250 - 345  $\mu\text{m}$  ; lc = 8 - 16  $\mu\text{m}$ )  
 156 : *Gonatozygon* sp.2 (Lc = 42 - 86  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 8  $\mu\text{m}$ )  
 157 : *Netrium digitus* (Lc = 131 - 268  $\mu\text{m}$  ; lc = 35 - 50  $\mu\text{m}$ )  
 158 : *Cylindrocystis crassa* (Lc = 28 - 38  $\mu\text{m}$  ; lc = 25 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 159 : *Mougeotia* sp. (Lc = 55 - 210  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 6  $\mu\text{m}$ )  
 160 : *Mougeotia* sp.1 (Lc = 100 - 260  $\mu\text{m}$  ; lc = 6 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 161 : *Mougeotia* sp.2 (Lc = 140 - 185  $\mu\text{m}$  ; lc = 13 - 16  $\mu\text{m}$ )  
 162 : *Mougeotia* sp.3 (Lc = 80 - 100  $\mu\text{m}$  ; lc = 15 - 18  $\mu\text{m}$ )  
 163 : *Spirogyra grevilleana* (Lcv = 210 - 350  $\mu\text{m}$  ; lcv = 24 - 26  $\mu\text{m}$ )  
 164 : *Spirogyra longata* (Lcv = 60 - 280  $\mu\text{m}$  ; lvc = 30 - 40  $\mu\text{m}$ )  
 165 : *Spirogyra* sp. (Lcv = 80 - 270  $\mu\text{m}$  ; lcv = 42 - 50  $\mu\text{m}$ )  
 166 : *Spirogyra* sp.1 (Lcv = 90 - 250  $\mu\text{m}$  ; lcv = 45 - 60  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

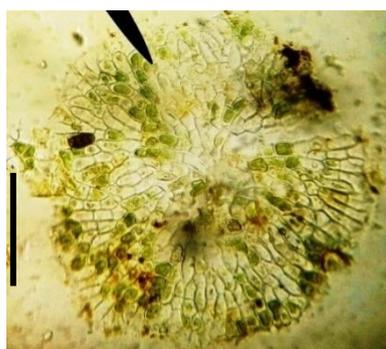
Lc : Longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ;

Lcv : Longueur des cellules végétales ; lcv : largeur des cellules végétales.

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (7/13)



167



168



169



170



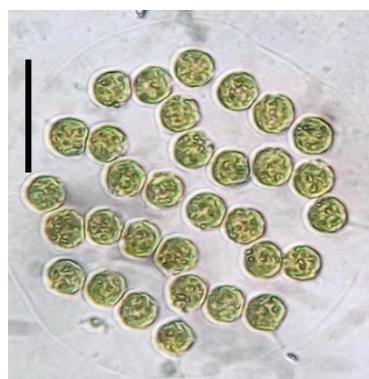
171



172



173



174



175

167 : *Pseudulvella americana* (Lc = 8 - 17  $\mu\text{m}$ ; lc = 6 - 8  $\mu\text{m}$ )

168 : *Pseudulvella* sp. (Lc = 7 - 15  $\mu\text{m}$ ; lc = 3 - 4  $\mu\text{m}$ )

169 : *Chaetophoropsis* sp. (Lc = 10 - 15  $\mu\text{m}$ ; Dc = 3 - 6  $\mu\text{m}$ )

170 : *Chlorococcum* sp. (Dc = 8,5 - 15  $\mu\text{m}$ )

171 : *Gonium pectorale* (Lc = 8,5 - 11,5  $\mu\text{m}$ ; lc = 7 - 11  $\mu\text{m}$ )

172 : *Chlamydocapsa* sp. (Lcol = 45  $\mu\text{m}$ ; lcol = 27,5  $\mu\text{m}$ ; lc = 4,5 - 10  $\mu\text{m}$ )

173 : *Chlamydocapsa* sp.1 (Lc = 50 - 60  $\mu\text{m}$ ; lc = 23 - 30  $\mu\text{m}$ )

174 : *Eudorina illinoisensis* (Dcol = 60 - 91  $\mu\text{m}$ ; Dc = 6,5 - 13  $\mu\text{m}$ )

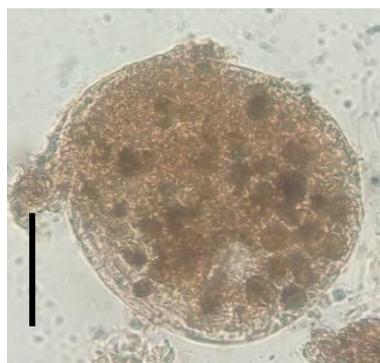
175 : *Eudorina* sp. (Dc = 9 - 17  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

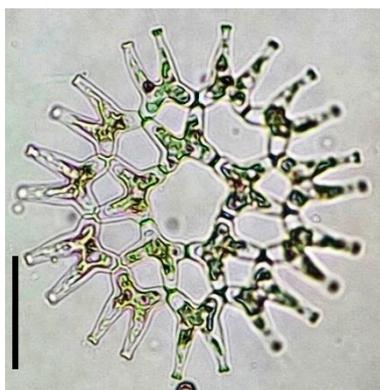
Lc : Longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ;

Lcv : Longueur des cellules végétales ; lcv : largeur des cellules végétales.

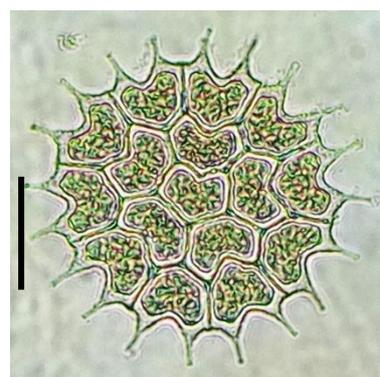
## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (8/13)



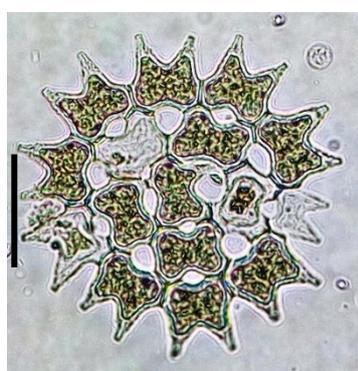
176



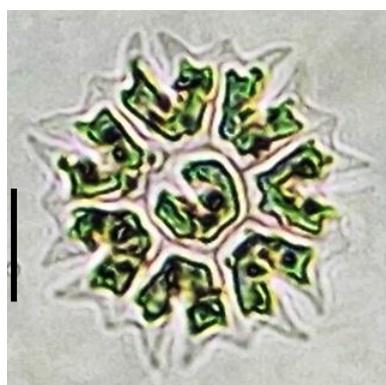
177



178



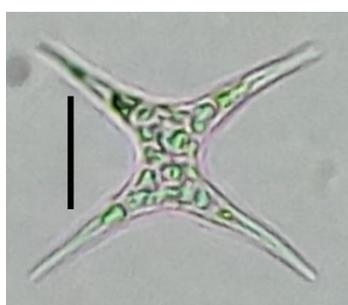
179



180



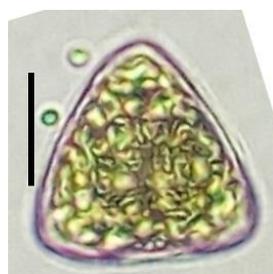
181



182



183



184



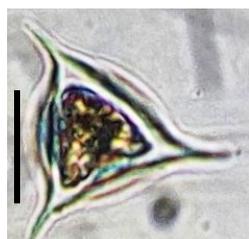
185

- 176 : *Eudorina* sp.1 (Lcol = 105 - 125  $\mu\text{m}$  ; Dc = 8,5 - 12  $\mu\text{m}$ )  
 177 : *Lacunastrum gracillimum* (Dcé = 48 - 59 ; Lcp = 11 - 17  $\mu\text{m}$  ; lcp = 8 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 178 : *Pediastrum boryanum* (Lcp = 16 - 18  $\mu\text{m}$  ; lcp = 11 - 20  $\mu\text{m}$ )  
 179 : *Pediastrum duplex* (Dcé = 40 - 89  $\mu\text{m}$  ; Lcp = 10 - 13 ; lcp = 10 - 12  $\mu\text{m}$ )  
 180 : *Pediastrum tetras* (Dcé = 40 - 42  $\mu\text{m}$  ; Lcp = 15 - 17  $\mu\text{m}$  ; lcp = 5 - 15  $\mu\text{m}$ )  
 181 : *Sorastrum americanum* (Lc = 12 - 14  $\mu\text{m}$  ; lc = 8 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 182 : *Tetraëdron arthrodesmiforme* (Lc = 36 - 50  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 15  $\mu\text{m}$ )  
 183 : *Tetraëdron cruciatum* (Dc = 35 - 45  $\mu\text{m}$ )  
 184 : *Tetraëdron hemisphaericum* (Lc = 40 - 45  $\mu\text{m}$  ; lc = 16 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 185 : *Tetraëdron incus* (Dc = 15 - 30  $\mu\text{m}$ )

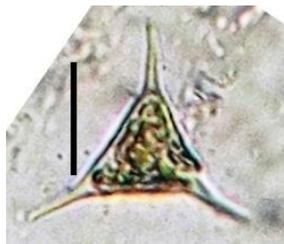
NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Dcé : diamètre du cénobe ; Dc : diamètre des cellules, Dcol : diamètre des colonies ;  
 Lcp : longueur des cellules périphériques ; lcp : largeur des cellules périphériques ;  
 Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules.

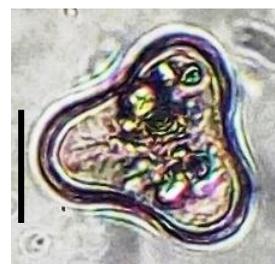
## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (9/13)



186



187



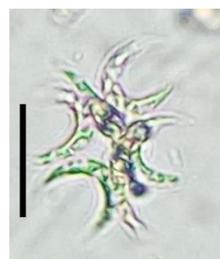
188



189



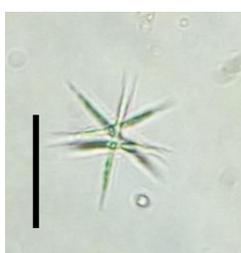
190



191



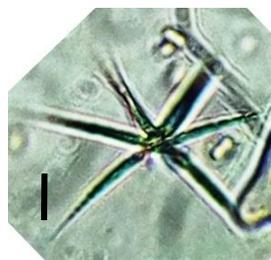
192



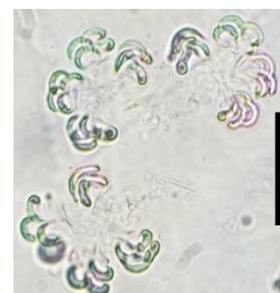
193



194



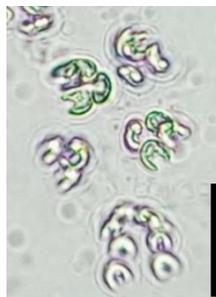
195



196



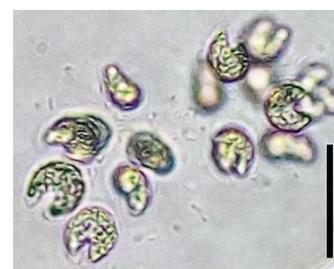
197



198



199



200

186 : *Tetraëdron regulare* (Dc = 12 - 28  $\mu\text{m}$ )

187 : *Tetraëdron trigonum* f. *crassum* (Lc = 36 - 40  $\mu\text{m}$  ; lc = 12 - 20  $\mu\text{m}$ )

188 : *Tetraëdron trilobulatum* (lc = 23 - 31  $\mu\text{m}$ )

189 : *Golenkinia* sp. (Dc = 20 - 34  $\mu\text{m}$ )

190 : *Ankistrodesmus bernardii* (Lc = 76 - 80  $\mu\text{m}$  ; lc = 2 - 3  $\mu\text{m}$ )

191 : *Ankistrodesmus bibraianus* (Lc = 10 - 26  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 5  $\mu\text{m}$ )

192 : *Ankistrodesmus fusiformis* (Lc = 70 - 90  $\mu\text{m}$  ; lc = 2 - 4  $\mu\text{m}$ )

193 : *Ankistrodesmus falcatus* (Lc = 19 - 57  $\mu\text{m}$  ; lc = 1 - 5  $\mu\text{m}$ )

194 : *Ankistrodesmus spiralis* (Lc = 14 - 40  $\mu\text{m}$  ; lc = 1,5 - 4  $\mu\text{m}$ )

195 : *Ankistrodesmus* sp. (Lc = 30 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 5  $\mu\text{m}$ )

196 : *Kirchneriella brasiliiana* (Lc = 11,5 - 17  $\mu\text{m}$  ; Dc = 1 - 2,5  $\mu\text{m}$ )

197 : *Kirchneriella diana* (Lc = 12 - 14  $\mu\text{m}$  ; lc = 2 - 4,5  $\mu\text{m}$ )

198 : *Kirchneriella irregularis* (Lc = 8 - 12  $\mu\text{m}$  ; lc = 2 - 3,5  $\mu\text{m}$ )

199 : *Kirchneriella lunaris* (Lc = 7,5 - 13  $\mu\text{m}$  ; lc = 2,5 - 4  $\mu\text{m}$ )

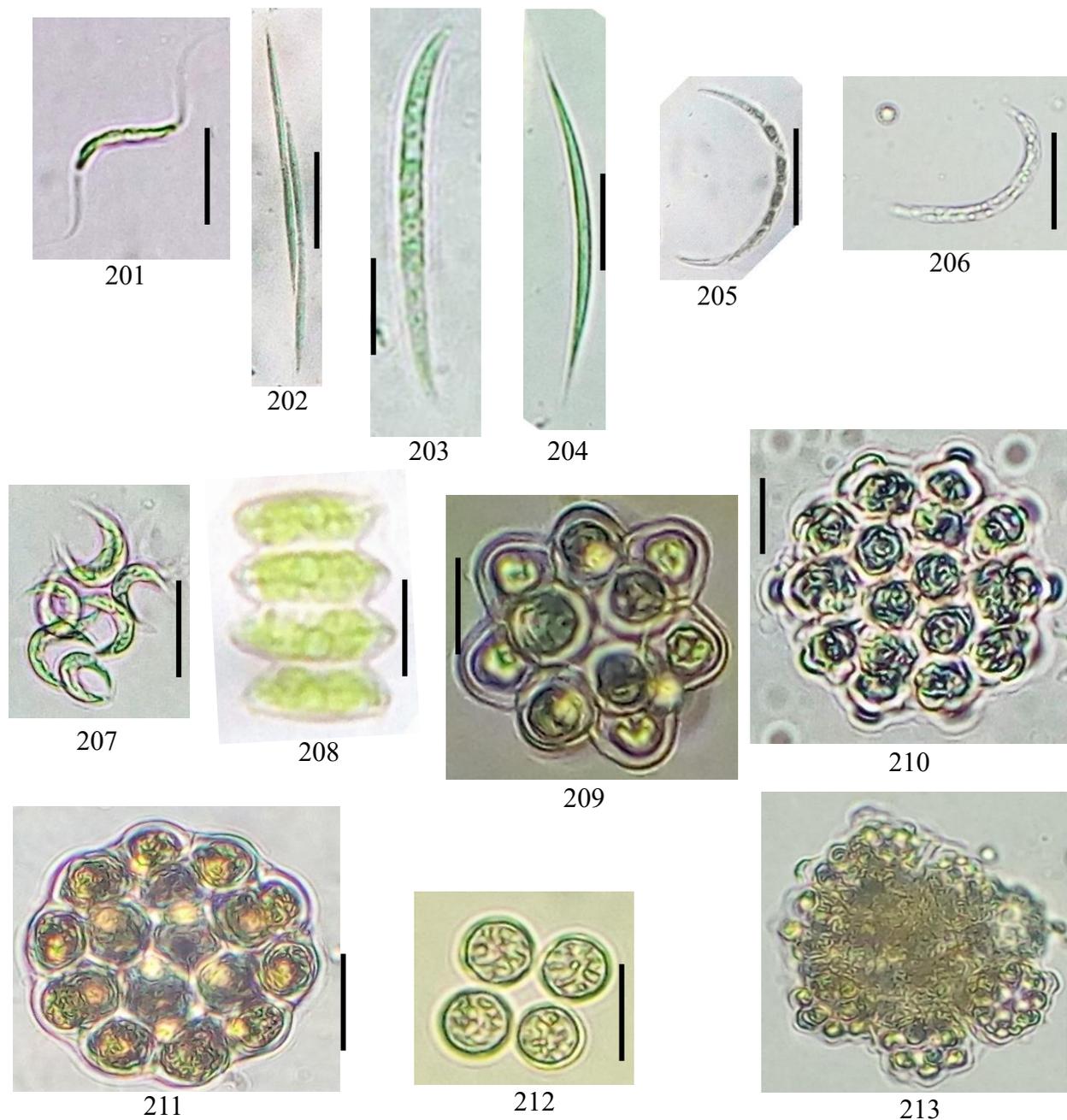
200 : *Kirchneriella obesa* (Dc = 5 - 6  $\mu\text{m}$  ; Lc = 8 - 12  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 6  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Dcol : diamètre des colonies ; Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ;

Dc : diamètre des cellules.

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (10/13)

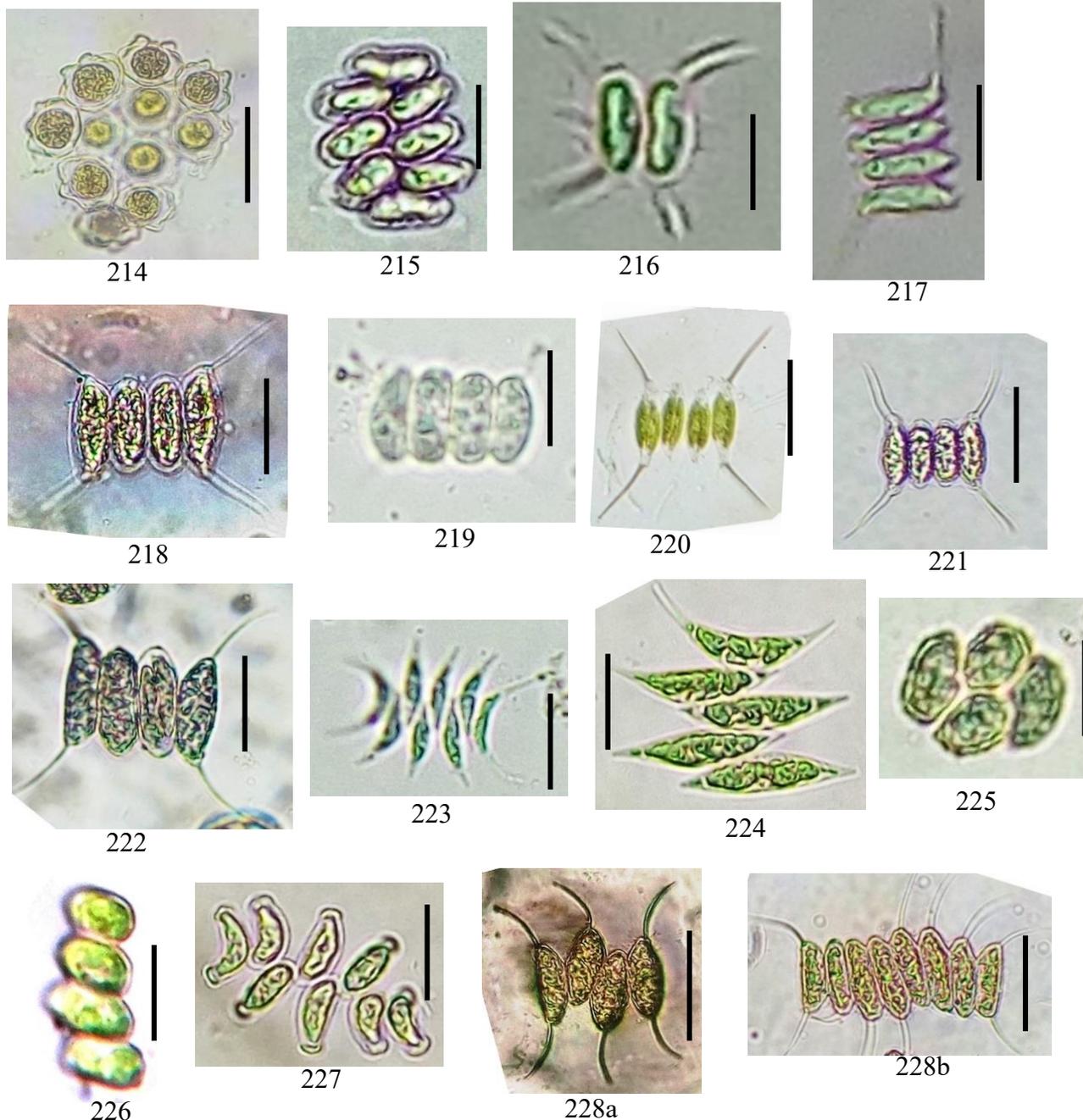


- 201 : *Monoraphidium contortum* (Dc = 1,2 - 2  $\mu\text{m}$ )  
 202 : *Monoraphidium griffithii* (Lc = 54 - 58  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 4  $\mu\text{m}$ )  
 203 : *Monoraphidium* sp. (Lc = 60 - 80  $\mu\text{m}$  ; lc = 6 - 11  $\mu\text{m}$ )  
 204 : *Monoraphidium* sp.1 (Lc = 45 - 70  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 8  $\mu\text{m}$ )  
 205 : *Monoraphidium* sp.2 (Lc = 60 - 110  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 6  $\mu\text{m}$ )  
 206 : *Monoraphidium* sp.3 (Lc = 54 - 10  $\mu\text{m}$  ; lc = 2 - 8  $\mu\text{m}$ )  
 207 : *Selenastrum bibraianum* (Lc = 28 - 34  $\mu\text{m}$  ; lc = 7 - 8  $\mu\text{m}$ )  
 208 : *Acutodesmus acutiformis* (Lc = 10 - 20  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 209 : *Coelastrum astroideum* (Dcol = 30 - 34  $\mu\text{m}$  ; Dc = 6- 10)  
 210 : *Coelastrum cambricum* (Dcol = 20 - 33  $\mu\text{m}$ )  
 211 : *Coelastrum indicum* (Dcol = 28 - 34  $\mu\text{m}$  ; Dc = 6 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 212 : *Coelastrum microporum* var. *octaëdricum* (Dc = 7 - 11  $\mu\text{m}$ )  
 213 : *Coelastrum pulchrum* (Dcol = 10 - 17  $\mu\text{m}$  ; Dc = 4 - 7  $\mu\text{m}$ ,)

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dcol : diamètre des colonies.

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (11/13)



- 214 : *Coelastrum* sp. (Dcol = 30 - 55  $\mu\text{m}$  ; Dc = 5 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 215 : *Comasiella arcuata* (Lc = 7 - 9  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 5  $\mu\text{m}$ )  
 216 : *Desmodesmus abundans* (Lc = 8 - 12  $\mu\text{m}$  ; Dc = 5 - 7  $\mu\text{m}$ )  
 217 : *Desmodesmus armatus* var. *bicaudatus* (Lc = 10 - 15  $\mu\text{m}$  ; Dc = 2 - 5  $\mu\text{m}$ )  
 218 : *Desmodesmus armatus* var. *longispina* (Lc = 15 - 20  $\mu\text{m}$  ; lc = 6 - 13  $\mu\text{m}$ )  
 219 : *Desmodesmus* sp. (Lc = 8 - 14  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 220 : *Desmodesmus opoliensis* var. *carinatus* (Lc = 12 - 28  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 7  $\mu\text{m}$ )  
 221 : *Desmodesmus opoliensis* (Lc = 16 - 24  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 6  $\mu\text{m}$ )  
 222 : *Desmodesmus quadricaudata* (Lc = 10 - 25  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 223 : *Pectinodesmus javanensis* (Lc = 15 - 25  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 5  $\mu\text{m}$ )  
 224 : *Pectinodesmus pectinatus* (Lc = 30 - 50  $\mu\text{m}$  ; lc = 6 - 8  $\mu\text{m}$ )  
 225 : *Scenedesmus disciformis* (Lc = 9 - 13  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 7  $\mu\text{m}$ )  
 226 : *Scenedesmus ecornis* (Lc = 8 - 14  $\mu\text{m}$  ; Dc = 3 - 5  $\mu\text{m}$ )  
 227 : *Scenedesmus producto-capitatus* (Lc = 16 - 20  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 4  $\mu\text{m}$ )  
 228 : *Scenedesmus naegelii* (Lc = 10 - 30  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 13  $\mu\text{m}$ )

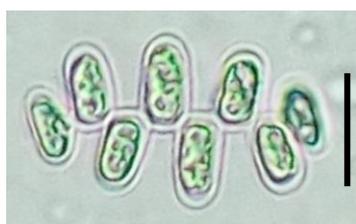
NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules.

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (12/13)



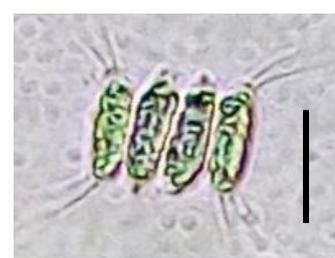
229



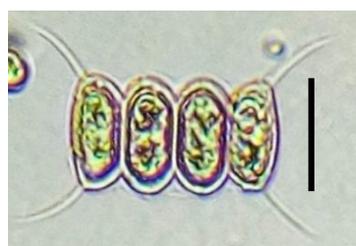
230



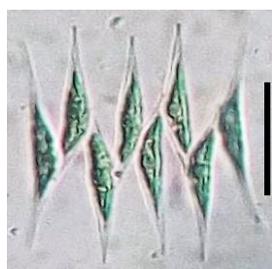
231



232



233



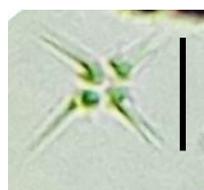
234



235



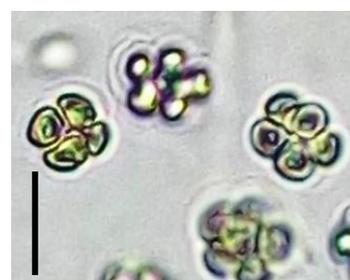
236



237



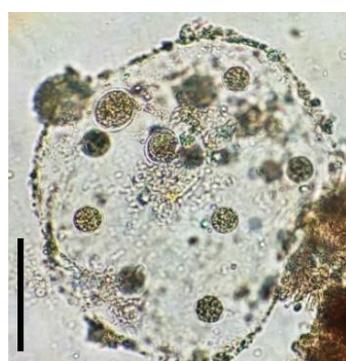
238



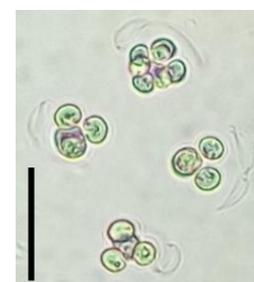
239



240



241



242

- 229 : *Scenedesmus obtusus* (Lc = 8 - 15  $\mu\text{m}$  ; Dc = 4 - 8  $\mu\text{m}$ )  
 230 : *Scenedesmus ovalternus* (Lc = 6 - 12  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 6  $\mu\text{m}$ )  
 231 : *Scenedesmus smithii* (Lc = 13,5 - 16  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 7  $\mu\text{m}$ )  
 232 : *Scenedesmus* sp. (Lc = 13 - 20  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 9  $\mu\text{m}$ )  
 233 : *Scenedesmus* sp.1 (Lc = 14 - 18  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 12  $\mu\text{m}$ )  
 234 : *Tetradesmus bernardii* (Lc = 28 - 37  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 7  $\mu\text{m}$ )  
 235 : *Tetradesmus obliquus* (Lc = 37 - 42  $\mu\text{m}$  ; lc = 5 - 7  $\mu\text{m}$ )  
 236 : *Tetrallantos lagerheimii* (Lc = 9 - 14  $\mu\text{m}$  ; lc = 3 - 6  $\mu\text{m}$ )  
 237 : *Tetrastrum heteracanthum* (Dc = 4 - 5  $\mu\text{m}$ )  
 238 : *Westella botryoides* (Dc = 3 - 4,5  $\mu\text{m}$ )  
 239 : *Eutetramorus* sp. (Dc = 4,5 - 6  $\mu\text{m}$ )  
 240 : *Sphaerocystis* sp. (Dcol = 40 - 65  $\mu\text{m}$  ; Dc = 8,5 - 15  $\mu\text{m}$ )  
 241 : *Sphaerocystis* sp.1 sp. (Dc = 6,65  $\mu\text{m}$ )  
 242 : *Thorakochloris* sp. (Dc = 3 - 4  $\mu\text{m}$ )

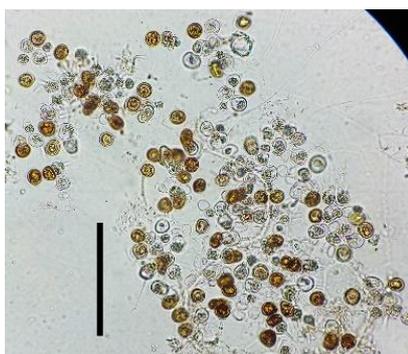
NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : Longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules.

## Planche III : Embranchement des Chlorophyta (13/13)



243



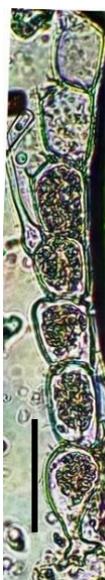
244



245a



245b



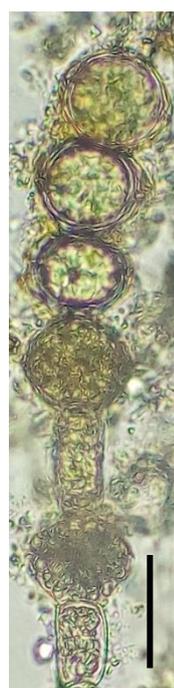
246



247



248a



248b



249



250

243 : *Thorakochloris* sp.1 (Dc = 2 – 4,5 µm)

244 : *Thorakochloris* sp.2 (Dc = 1,5 - 3 µm)

245 : *Bulbochaete elatior* (Lcv = 30 - 40 ; Dcv = 10 - 15 µm ; Do = 33 - 34 µm)

246 : *Bulbochaete giganteae* (Lcv = 28 - 35 µm ; Dcv = 20 - 25 µm ; Do = 38 - 50 µm)

247 : *Oedogonium crispum* (Lcv = 38 – 60 ; Dcv = 10 - 16 µm ; Do = 40 - 45 µm)

248 : *Oedogonium* sp. (Lcv = 50 – 60 µm ; Dcv = 10 - 16 µm ; Do = 35 - 40 µm)

249 : *Oedogonium* sp.1 (Lcv = 44 - 65 µm ; Dcv = 12 - 21 µm ; Do = 46 – 53 µm)

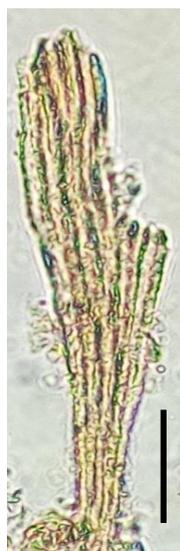
250 : *Oedogonium* sp.2 (Lcv = 35 - 45 µm ; Dcv = 20 - 27 µm)

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10 µm.

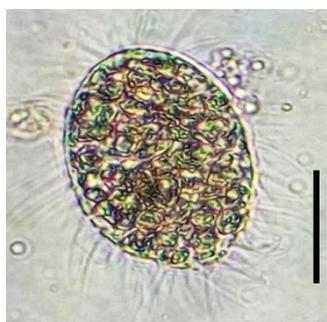
Dc : diamètre des cellules ; Do : diamètre des oogoniums ;

Dcv : diamètre des cellules végétatives ; Lcv : longueur des cellules végétatives.

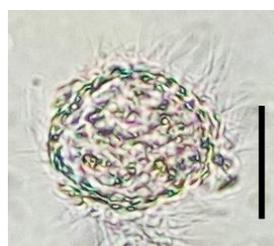
## Planche IV : Embranchement des Chrysophyta (1/1)



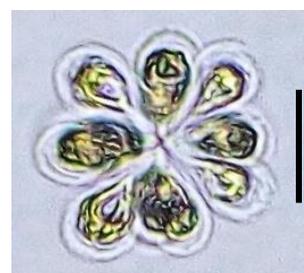
251



252



253



254



255

251 : *Rhipidodendron huxleyi* (Lc = 10 - 12  $\mu\text{m}$  ; lc = 2 - 3,4  $\mu\text{m}$ )

252 : *Mallomonas* sp. (Dc = 30 - 38  $\mu\text{m}$ )

253 : *Mallomonas* sp.1 (Dc = 15 - 28  $\mu\text{m}$ )

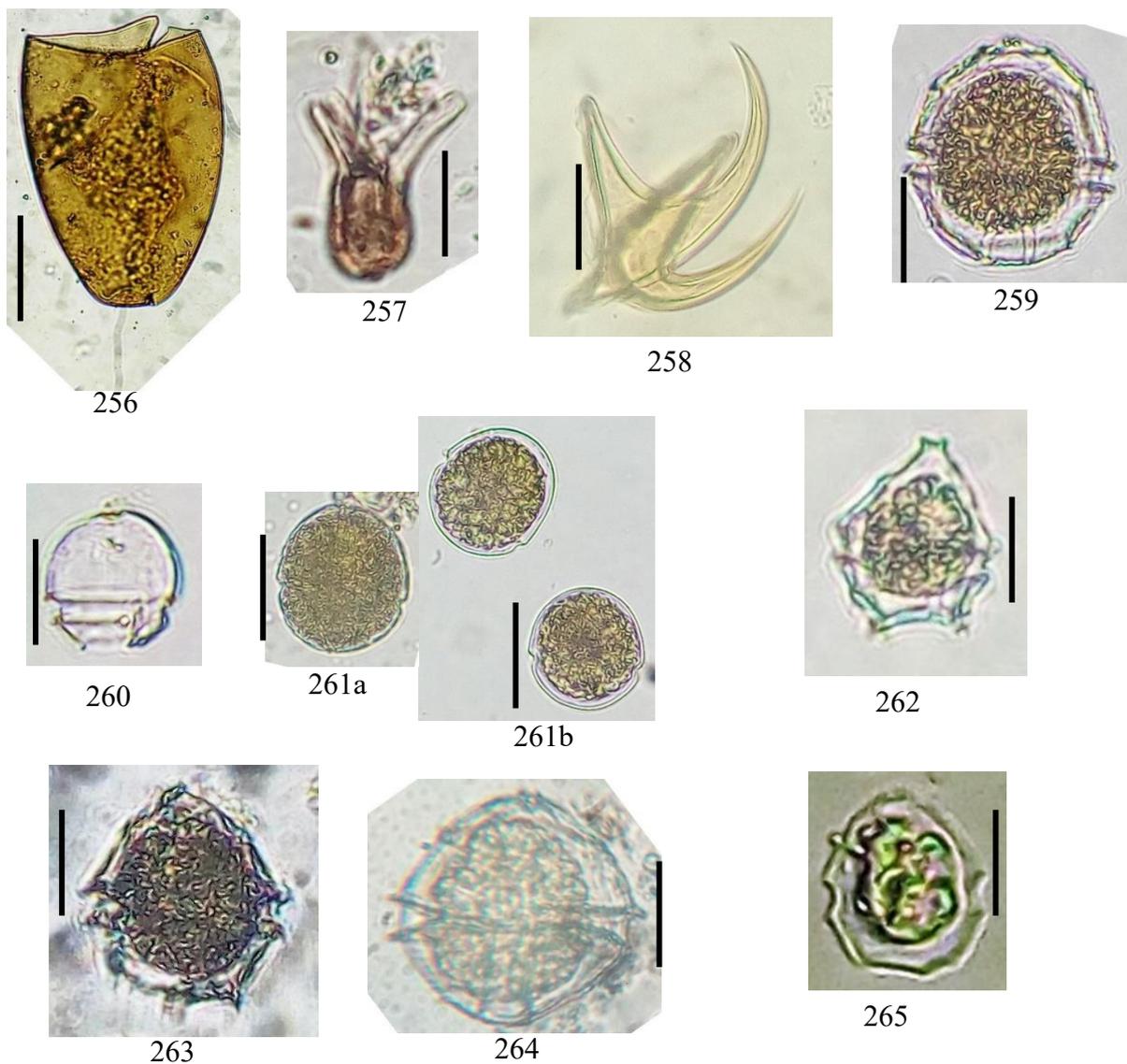
254 : *Synura* sp. (Lc = 11 - 17  $\mu\text{m}$  ; lc = 8 - 10  $\mu\text{m}$ )

255 : *Dinobryon* sp. (Lc = 13 - 15  $\mu\text{m}$  ; lc = 7 - 9,5  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules.

## Planche V : Embranchement des Dinophyta (1/1)



- 256 : *Gymnodinium* sp. (Lc = 54  $\mu\text{m}$  ; Dc = 39  $\mu\text{m}$ )  
 257 *Ceratium gravidum* ((Lc = 18 -20  $\mu\text{m}$  ; Dc = 20 - 26  $\mu\text{m}$ )  
 258 : *Ceratium* sp. (Lc = 95 -100  $\mu\text{m}$  ; lc = 23 - 25  $\mu\text{m}$ )  
 259 : *Alexandrium tamarense* (Lc = 40 – 50  $\mu\text{m}$  ; lc = 40 - 43  $\mu\text{m}$ )  
 260 : *Tovellia* sp. (Lc = 20 - 23 -  $\mu\text{m}$  ; lc = 18 – 26,5  $\mu\text{m}$ )  
 261 : *Durinskia* sp. (Lc = 32 - 38  $\mu\text{m}$  ; lc = 28 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 262 : *Parvodinium cunningtonii* (Lc = 28 - 33  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 24  $\mu\text{m}$ )  
 263 : *Parvodinium elpatiewskyi* (Lc = 34 - 38  $\mu\text{m}$  ; lc = 30 - 33  $\mu\text{m}$ )  
 264 : *Peridinium bipes* (Lc = 26 – 58  $\mu\text{m}$  ; lc = 30 - 46  $\mu\text{m}$ )  
 265 : *Sphaerodinium fimbriatum* (Lc = 25 - 33  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 – 28  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules.

## Planche VI : Embranchement des Euglenophyta (1/5)



266



267



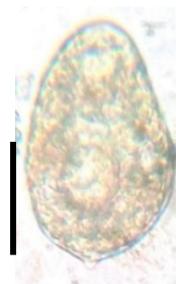
268



269



270



271



272a



272b



273



274



275



276



277



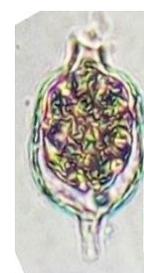
278



279



280



281

266 : *Colacium vesiculum* (Lc = 20 - 37  $\mu\text{m}$  ; lc = 14 - 17  $\mu\text{m}$ )

267 : *Euglena ehrenbergii* var. *africana* (Lc = 75 - 200  $\mu\text{m}$  ; lc = 22 - 35  $\mu\text{m}$ )

268 : *Euglena ehrenbergii* var. *baculifera* (Lc = 158 - 210  $\mu\text{m}$  ; lc = 23 - 25  $\mu\text{m}$ )

269 : *Euglena geniculata* (Lc = 60 - 90  $\mu\text{m}$  ; lc = 27 - 31  $\mu\text{m}$ )

270 : *Euglena hemichromata* (Lc = 68 - 99  $\mu\text{m}$  ; lc = 15 - 20  $\mu\text{m}$ )

271 : *Euglena obtusa* (Lc = 80 - 85  $\mu\text{m}$  ; lc = 30 - 37  $\mu\text{m}$ )

272 : *Euglena sanguinea* (Lc = 50 - 70  $\mu\text{m}$  ; lc = 23 - 40  $\mu\text{m}$ )

273 : *Euglena splendens* (Lc = 40 - 75  $\mu\text{m}$  ; lc = 21 - 30  $\mu\text{m}$ )

274 : *Euglena stellata* (Lc = 50 - 94  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 40  $\mu\text{m}$ )

275 : *Euglena* sp. (Lc = 28 - 55  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 14  $\mu\text{m}$ )

276 : *Euglena* sp.1 (Lc = 46 - 98  $\mu\text{m}$  ; lc = 29 - 34  $\mu\text{m}$ )

277 : *Euglena* sp.2 (Lc = 38 - 72  $\mu\text{m}$  ; lc = 30 - 35  $\mu\text{m}$ )

278 : *Euglenaformis proxima* (Lc = 55 - 80,5  $\mu\text{m}$  ; lc = 22 - 38  $\mu\text{m}$ )

279 : *Euglenopsis* sp. (Lc = 60 - 70  $\mu\text{m}$  ; lc = 24 - 26  $\mu\text{m}$ )

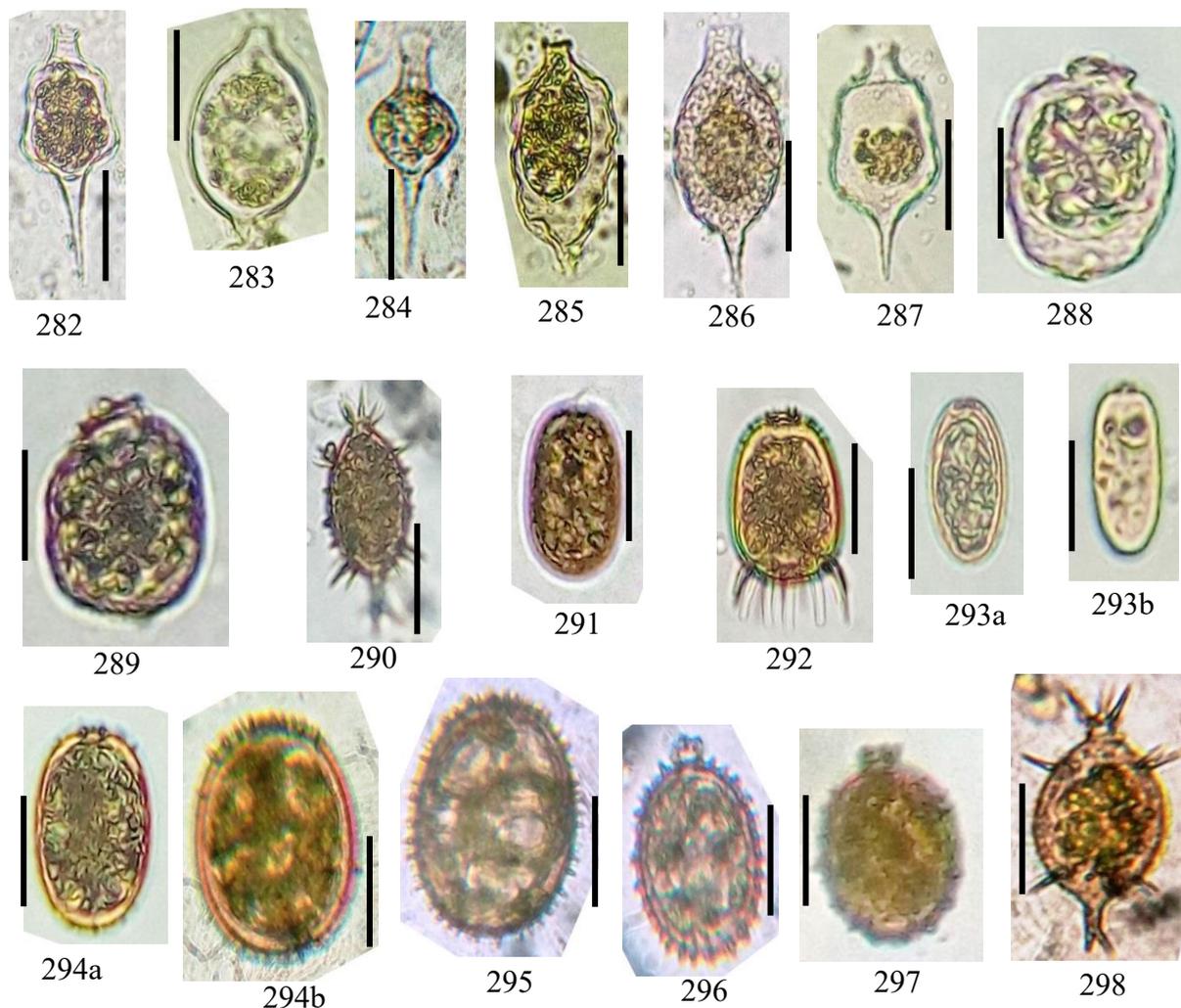
280 : *Strombomonas fluviatilis* (Lc = 55 - 68  $\mu\text{m}$  ; lc = 24 - 28  $\mu\text{m}$ )

281 : *Strombomonas girardiana* (Lc = 40 - 47  $\mu\text{m}$  ; lc = 25 - 30  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules.

## Planche VI : Embranchement des Euglenophyta (2/5)

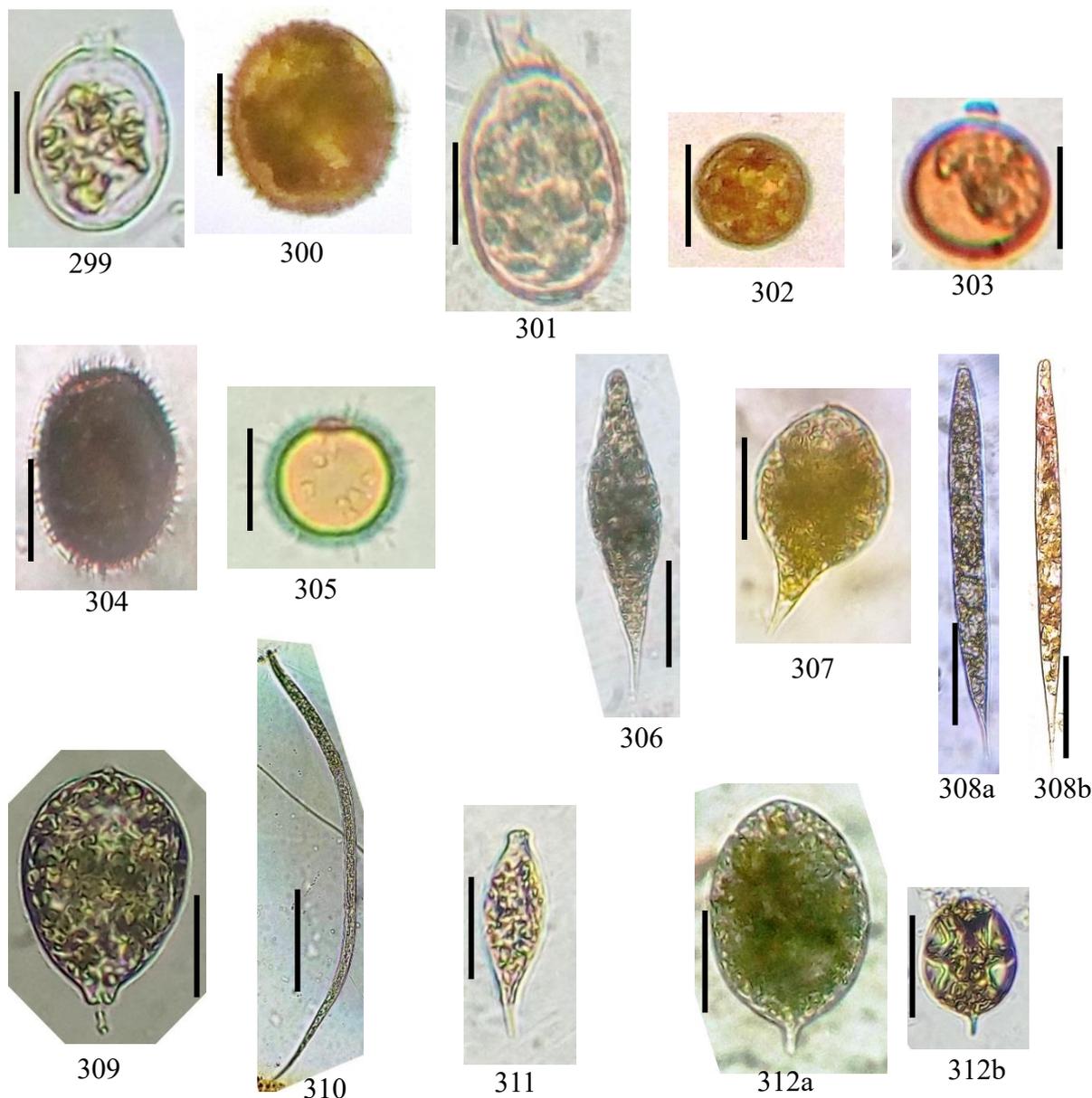


- 282 : *Strombomonas morenensis* (Lc = 70 - 77  $\mu\text{m}$  ; lc = 28 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 283 : *Strombomonas ovalis* (Lc = 35 - 42  $\mu\text{m}$  ; lc = 26 - 34  $\mu\text{m}$ )  
 284 : *Strombomonas schauinslandii* (Lc = 23 - 30  $\mu\text{m}$  ; lc = 13 - 20  $\mu\text{m}$ )  
 285 : *Strombomonas triquetra* (Lc = 35 - 41  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 26  $\mu\text{m}$ )  
 286 : *Strombomonas urceolata* (Lc = 48,5 - 52  $\mu\text{m}$  ; lc = 26 - 27  $\mu\text{m}$ )  
 287 : *Strombomonas verrucosa* (Lc = 40 - 55  $\mu\text{m}$  ; lc = 22 - 28  $\mu\text{m}$ )  
 288 : *Strombomonas* sp. (Lc = 26 - 34  $\mu\text{m}$  ; lc = 18 - 25  $\mu\text{m}$ )  
 289 : *Strombomonas* sp.1 (Lc = 24 - 36  $\mu\text{m}$  ; lc = 16 - 23  $\mu\text{m}$ )  
 290 : *Trachelomonas acanthophora* (Lc = 50 - 52  $\mu\text{m}$  ; lc = 19 - 20  $\mu\text{m}$ )  
 291 : *Trachelomonas abrupta* (Lc = 28 - 31  $\mu\text{m}$  ; lc = 18 - 25  $\mu\text{m}$ )  
 292 : *Trachelomonas armata* (Lc = 35 - 38  $\mu\text{m}$  ; lc = 25 - 28  $\mu\text{m}$ )  
 293 : *Trachelomonas cylindrica* (Lc = 18  $\mu\text{m}$  ; lc = 11  $\mu\text{m}$ )  
 294 : *Trachelomonas duplex* (Lc = 20 - 38  $\mu\text{m}$  ; lc = 16 - 29  $\mu\text{m}$ )  
 295 : *Trachelomonas hispida* (Lc = 30 - 40  $\mu\text{m}$  ; lc = 28 - 31  $\mu\text{m}$ )  
 296 : *Trachelomonas hispida* var. *coronata* (Lc = 28 - 39  $\mu\text{m}$  ; lc = 15 - 21  $\mu\text{m}$ )  
 297 : *Trachelomonas mirabilis* (Lc = 30 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 18 - 20  $\mu\text{m}$ )  
 298 : *Trachelomonas pisciformis* var. *bicornata* (Lc = 43 - 57  $\mu\text{m}$  ; lc = 16 - 24  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules.

## Planche VI : Embranchement des Euglenophyta (3/5)



299 : *Trachelomonas planctonica* (Lc = 25 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 15,5 - 26  $\mu\text{m}$ )

300 : *Trachelomonas raciborski* (Lc = 23 - 38  $\mu\text{m}$  ; lc = 25 - 34  $\mu\text{m}$ )

301 : *Trachelomonas similis* (Lc = 37 - 48  $\mu\text{m}$  ; lc = 34 - 42  $\mu\text{m}$ )

302 : *Trachelomonas volvocina* (Dc = 10 - 20  $\mu\text{m}$ )

303 : *Trachelomonas volvocina* var. *derephora* (Dc = 14 - 25  $\mu\text{m}$ )

304 : *Trachelomonas woycickii* (Lc = 27 - 32  $\mu\text{m}$  ; lc = 18 - 26  $\mu\text{m}$ )

305 : *Trachelomonas* sp. (Dc = 12 - 34  $\mu\text{m}$ )

306 : *Discoplastis spathirhyncha* (Lc = 50 - 68  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 20  $\mu\text{m}$ )

307 : *Lepocinclis acuminata* (Lc = 31 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 30  $\mu\text{m}$ )

308 : *Lepocinclis acus* (Lc = 70 - 106  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 10  $\mu\text{m}$ )

309 : *Lepocinclis fusiformis* (Lc = 38 - 47  $\mu\text{m}$  ; lc = 23 - 30  $\mu\text{m}$ )

310 : *Lepocinclis longissima* (Lc = 75 - 125  $\mu\text{m}$  ; lc = 4 - 8  $\mu\text{m}$ )

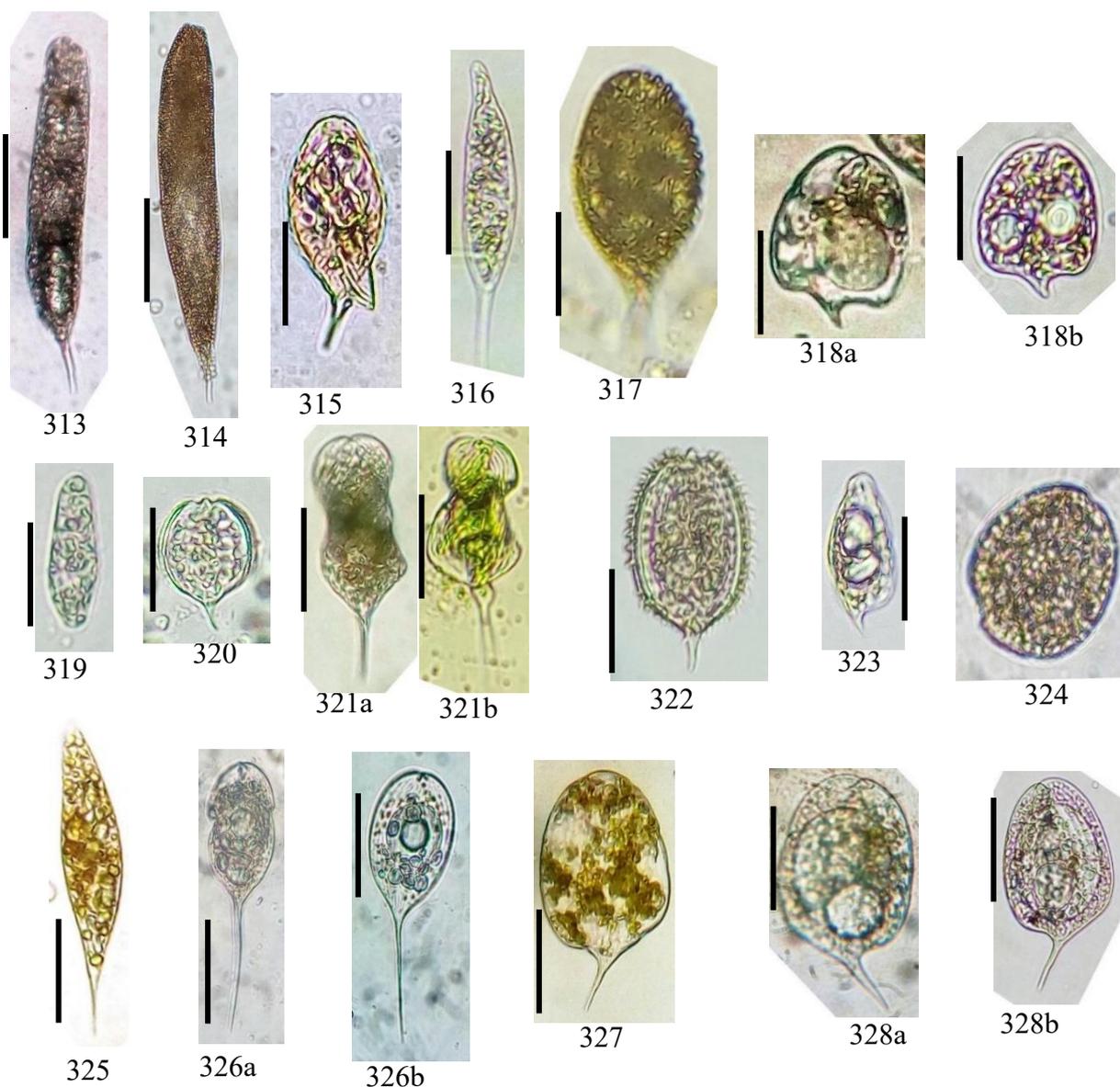
311 : *Lepocinclis marssonii* (Lc = 35 - 38  $\mu\text{m}$  ; lc = 9 - 11  $\mu\text{m}$ )

312 : *Lepocinclis ovum* (Lc = 25 - 47  $\mu\text{m}$  ; lc = 18 - 38  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules.

## Planche VI : Embranchement des Euglenophyta (4/5)

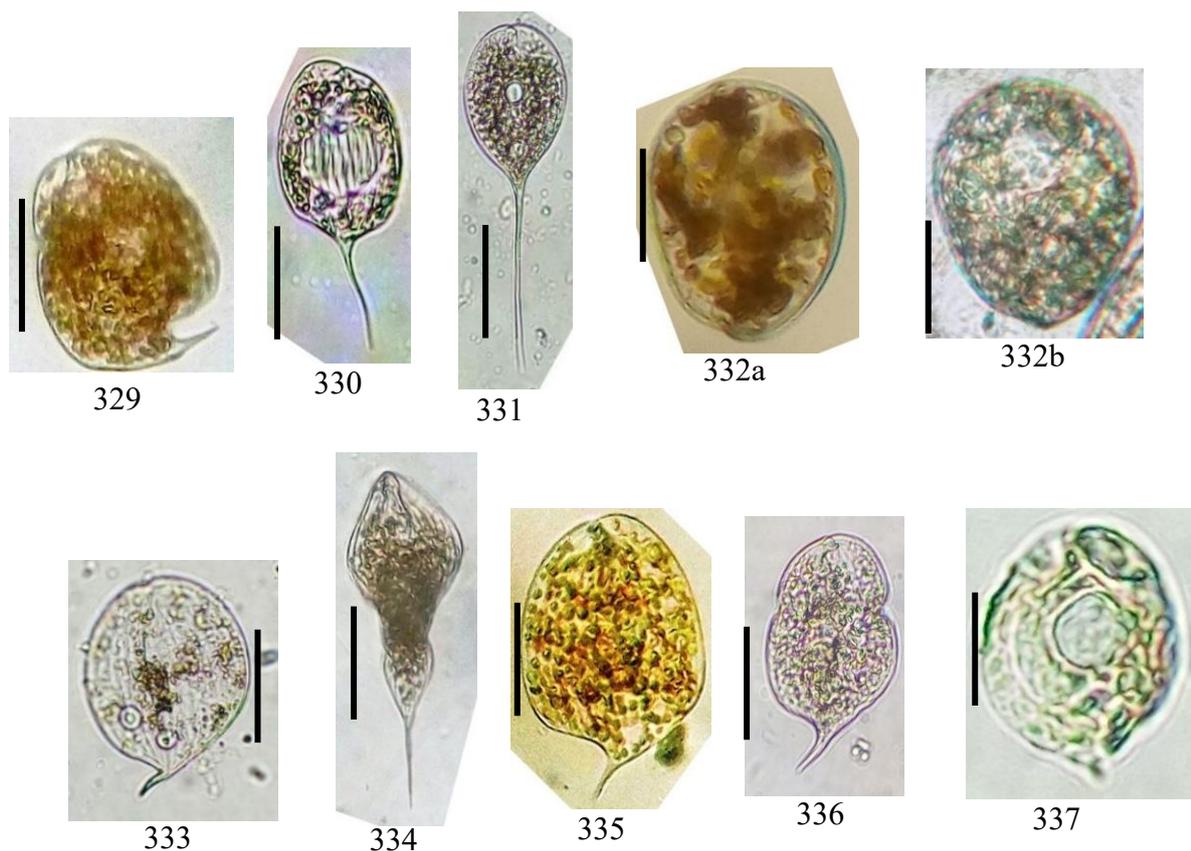


- 313 : *Lepocinclis oxyuris* (Lc = 138 - 151  $\mu\text{m}$  ; lc = 15 - 25  $\mu\text{m}$ )  
 314 : *Lepocinclis spirogyroides* (Lc = 158 - 175  $\mu\text{m}$  ; lc = 24 - 27  $\mu\text{m}$ )  
 315 : *Lepocinclis* sp. (Lc = 27 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 18 - 25  $\mu\text{m}$ )  
 316 : *Lepocinclis* sp.1 (Lc = 35 - 56  $\mu\text{m}$  ; lc = 12 - 18  $\mu\text{m}$ )  
 317 : *Lepocinclis* sp.2 (Lc = 28 - 55  $\mu\text{m}$  ; lc = 25 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 318 : *Phacus curvicauda* (Lc = 21 - 30  $\mu\text{m}$  ; lc = 19 - 25  $\mu\text{m}$ )  
 319 : *Phacus dangeardii* (Lc = 16 - 20  $\mu\text{m}$  ; lc = 6 - 10  $\mu\text{m}$ )  
 320 : *Phacus glaber* (Lc = 29 - 35  $\mu\text{m}$  ; lc = 21 - 26  $\mu\text{m}$ )  
 321 : *Phacus helikoides* (Lc = 90 - 121  $\mu\text{m}$  ; lc = 35 - 50  $\mu\text{m}$ )  
 322 : *Phacus horridus* (Lc = 35 - 50  $\mu\text{m}$  ; lc = 19 - 30  $\mu\text{m}$ )  
 323 : *Phacus inflatus* (Lc = 36 - 45  $\mu\text{m}$  ; lc = 20 - 26  $\mu\text{m}$ )  
 324 : *Phacus lefevrei* (Lc = 45 - 50  $\mu\text{m}$  ; lc = 40 - 45  $\mu\text{m}$ )  
 325 : *Phacus limnophilus* (Lc = 55 - 75  $\mu\text{m}$  ; lc = 10 - 16  $\mu\text{m}$ )  
 326 : *Phacus longicauda* (Lc = 95 - 104  $\mu\text{m}$  ; lc = 40 - 45  $\mu\text{m}$ )  
 327 : *Phacus onyx* (Lc = 35 - 42  $\mu\text{m}$  ; lc = 26 - 34  $\mu\text{m}$ )  
 328 : *Phacus platalea* (Lc = 36 - 50  $\mu\text{m}$  ; lc = 25 - 38  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules.

## Planche VI : Embranchement des Euglenophyta (5/5)



329 : *Phacus pleuronectes* (Lc = 31- 45  $\mu\text{m}$  ; lc = 35 – 51  $\mu\text{m}$ )

330 : *Phacus ranulus* (Lc = 64 - 75  $\mu\text{m}$  ; lc = 30 - 34  $\mu\text{m}$ )

331 : *Phacus rotundus* (Lc = 98 –138  $\mu\text{m}$  ; lc = 27 – 51  $\mu\text{m}$ )

332 : *Phacus salinus* (Lc = 45 – 65  $\mu\text{m}$  ; lc = 26 – 39  $\mu\text{m}$ )

333 : *Phacus swirenkoi* (Lc = 40 –45  $\mu\text{m}$  ; lc = 32 - 36  $\mu\text{m}$ )

334 : *Phacus tortus* (Lc = 55 - 68  $\mu\text{m}$  ; lc = 30 - 35  $\mu\text{m}$ )

335 : *Phacus triquetrus* (Lc =40 – 60  $\mu\text{m}$  ; lc = 30 - 40  $\mu\text{m}$ )

336 : *Phacus undulatus* (Lc = 60 - 79  $\mu\text{m}$  ; lc = 41 – 45  $\mu\text{m}$ )

337 : *Phacus* sp. (Lc = 31 - 45  $\mu\text{m}$  ; lc = 23 – 28  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules.

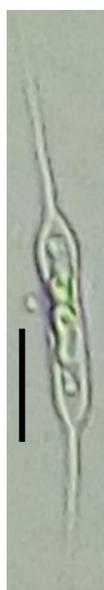
**Planche VII : Embranchement des Rhodophyta (1/1)**



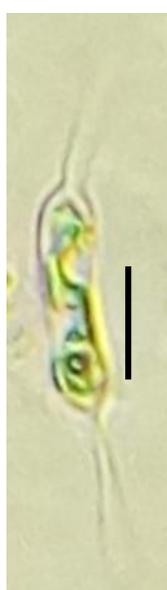
338

338 : *Audouinella* sp. (Lc = 35 - 48,5  $\mu\text{m}$  ; Dc = 8 - 10  $\mu\text{m}$ )

**Planche VIII : Embranchement des Xanthophyta (1/1)**



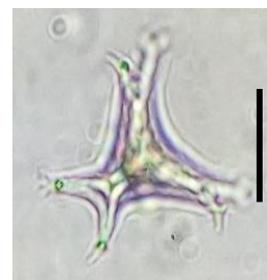
339a



339b



340



341

339 : *Centritractus belonophorus* (Dc = 7 - 11,5  $\mu\text{m}$  ; Lc = 65 - 84  $\mu\text{m}$ )

340 : *Pseudostaurastrum hastatum* (Lc = 32  $\mu\text{m}$  ; lc = 35  $\mu\text{m}$ )

341 : *Pseudostaurastrum* sp.1 (Dc = 20 - 28  $\mu\text{m}$ )

NB : La mesure du trait d'échelle pour chaque figure mesure 10  $\mu\text{m}$ .

Lc : longueur des cellules ; lc : largeur des cellules ; Dc : diamètre des cellules.

---

# PUBLICATIONS

- 1- Kouadio A.D.**, Zié B., Konan K.S., Gokou D.J.M. & Grogan N. (2023). Evaluation de la qualité des eaux d'une ferme rizipiscicole à Bonoufla, Centre-ouest de la Côte d'Ivoire. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 17(7) : 3008 - 3023.
- 2- Kouadio A.D.**, Salla M., Attoungbré K.S., Konan K.S. & Grogan N. (2022). Effect of agricultural by-products used in the feeding of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) on the structure of potentially toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata in rice-fish ponds (Bonoufla, Côte d'Ivoire). *Egyptian Journal of Aquatic Biology & Fisheries*, 26(4) : 109 - 125.
- 3- Kouadio A.D.**, Grogan N., Konan K.S., Ndjouondo G.P. & Salla M. (2020). Impact of agricultural by-products inputs to the juveniles of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) on phytoplankton diversity in rice-fish ponds (Central West, Côte d'Ivoire). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 8(6) : 162 - 171.

Available online at <http://www.ifgdg.org>

Int. J. Biol. Chem. Sci. 17(7): 3008-3023, December 2023

ISSN 1997-342X (Online), ISSN 1991-8631 (Print)

---



---

**International Journal  
of Biological and  
Chemical Sciences**


---



---

**Original Paper**<http://ajol.info/index.php/ijbcs><http://indexmedicus.afro.who.int>

## Evaluation de la qualité des eaux d'une ferme rizipiscicole à Bonoufla, Centre-ouest de la Côte d'Ivoire

Atto Delphin KOUADIO<sup>1\*</sup>, Barthélémy ZIE<sup>2</sup>, Kouakou Séraphin KONAN<sup>1</sup>,  
Gokou Jean Marie DJEDJE<sup>1</sup> et Noël GROGA<sup>3</sup>

<sup>1</sup>Laboratoire des Sciences et Technologies de l'Environnement, UFR Environnement, Université Jean Lorougnon GUEDE, BP 150 Daloa, Côte d'Ivoire.

<sup>2</sup>Laboratoire d'Environnement et Biologie Aquatique, UFR Science et Gestion de l'Environnement, Université Nangui Abrogoua, 02 BP 801 Abidjan 02, Côte d'Ivoire.

<sup>3</sup>Laboratoire d'Amélioration et de Valorisation Agricole, UFR Agroforesterie, Université Jean Lorougnon Guédé, BP 150 Daloa, Côte d'Ivoire.

\*Auteur correspondant ; E-mail : [delphinkouadio2@gmail.com](mailto:delphinkouadio2@gmail.com) ; Tel.: (+225) 0749830086

Received: 18-08-2023

Accepted: 25-11-2023

Published: 31-12-2023

### RESUME

Le maintien de la qualité optimale de l'eau pour la production de poissons dans les étangs rizipiscicoles constitue un défi majeur pour les pisciculteurs ivoiriens. L'étude visait à caractériser les paramètres physico-chimiques et la biomasse algale des eaux des étangs rizipiscicoles d'une ferme utilisant des sous-produits agricoles. Pour ce faire, les paramètres physico-chimiques et la biomasse algale ont été collectés mensuellement dans un barrage et dans quatre étangs rizipiscicoles de grossissement de *Oreochromis niloticus*. Les résultats ont montré que les eaux des étangs rizipiscicoles étaient faiblement oxygénées et moins transparentes avec une forte conductivité et de matières dissoutes. Ces eaux étaient fortement ou très polluées, mais avaient une bonne aptitude à l'aquaculture. Les moyennes du pH (5,05 à 6,4), de la conductivité (133,98 à 225,58 µS/cm) et de l'oxygène dissous (3,26 à 4,03 mg/l) de l'eau des étangs rizipiscicoles étaient comprises dans les fourchettes favorables pour une meilleure croissance du tilapia. Les teneurs en nitrate et en ammonium étaient significativement plus élevées dans les étangs rizipiscicoles que dans le barrage. La biomasse algale (8408,5 à 56313,5 µg/cl) et la demande biochimique en oxygène (10 à 24,15 mg/l) étaient significativement plus élevées dans l'Etang-4. Ces résultats démontrent l'enrichissement des eaux des étangs rizipiscicoles en sels nutritifs et en microalgues par l'usage sous-produits agricoles, ce qui optimiserait la productivité du poisson et du riz.

© 2023 International Formulae Group. All rights reserved.

**Mots clés :** Rizipisciculture, Biomasse algale, pollution organique, sous-produits agricoles, Côte d'Ivoire

## Waters quality assessment of a rice-fish farm in Bonoufla, Central-Western Côte d'Ivoire

### ABSTRACT

A major challenge for fish farmers in Côte d'Ivoire is to maintain optimal water quality for fish production in rice-fish ponds. The study aimed to characterize the physico-chemical parameters and algal biomass of the water in rice-fish ponds on a farm using agricultural by-products. To accomplish this, physico-chemical parameters and algal biomass were collected monthly in a dam and in four rice-fish culture ponds where

© 2023 International Formulae Group. All rights reserved.

9492-IJBCS

DOI: <https://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v17i7.31>

*Oreochromis niloticus* grown. The results showed that the water in the rice-fish ponds was poorly oxygenated and less transparent, with high conductivity and dissolved solids. These waters were heavily or very heavily polluted, but had good suitability for aquaculture. The rice-fish pond water averages for pH (5.05 to 6.4), conductivity (133.98 to 225.58  $\mu\text{S}/\text{cm}$ ) and dissolved oxygen (3.26 to 4.03 mg/l) were within the favorable ranges for tilapia growth. Nitrate and ammonium levels were significantly higher in the rice-fish ponds than in the dam. Algal biomass (8408.5 to 56313.5  $\mu\text{g}/\text{cl}$ ) and biochemical oxygen demand (10 to 24.15 mg/l) were significantly higher in Etang-4. These results demonstrate the enrichment of rice-fish pond water with nutrients and microalgae through the use of agricultural by-products, thereby optimizing fish and rice productivity.

© 2023 International Formulae Group. All rights reserved.

**Keywords:** Rice-fish culture, Algal biomass, Organic pollution, Agricultural by-products, Côte d'Ivoire.

## INTRODUCTION

La rizipisciculture est l'association de la culture du riz à l'élevage de poisson dans un même champ (Halwart et Gupta, 2010). Elle se caractérise par une durée d'exploitation assez courte (quelques mois) et par des conditions de milieu sévères au point de vue température et oxygénation des eaux (Assi-Kaudjhis, 2008). Dans les pays tropicaux et sous-développés comme la Guinée forestière, cette technique s'est montrée très productive (Hem et al., 2001) et constitue un système de résilience aux effets du changement climatique (Aldin et Carl, 2004).

Contrairement à la pisciculture et à la riziculture pratiquées séparément, la rizipisciculture est une activité récente en Côte d'Ivoire (Yao et al., 2017). La pratique de la rizipisciculture commence à se développer avec des connaissances scientifiques et techniques limitées sur la complexité de ses composantes environnementales (Avit et al., 2014). Les récents travaux d'enquête de (Yao et al., 2017), sur les pratiques piscicoles ivoiriennes ont montré que les aliments locaux à base de sous-produits agricoles et agroalimentaires sont les plus utilisés dans la production rizipiscicole. Pourtant, l'usage de ces aliments apporte des éléments nutritifs (azote et phosphore) qui favorisent la prolifération du plancton, des macroinvertébrés et des bactéries dans les structures d'élevage (Butler et al., 2005). Ce qui dégrade la qualité des eaux des étangs rizipiscicoles. La qualité de l'eau en pisciculture étant l'aptitude de l'eau pour satisfaire la survie et la croissance des

poissons, le maintien d'une qualité optimale pour la production de poissons dans les étangs rizipiscicoles constitue donc un défi majeur pour les pisciculteurs ivoiriens. En effet, le taux de survie, la production et la croissance des poissons sont fortement influencés par plusieurs facteurs tels que la température, le pH, l'oxygène dissous de l'eau et leur alimentation (Imorou Toko et al., 2013). La dégradation de la qualité de l'eau peut se traduire par la diminution de l'oxygène dissous et le bloom de certaines cyanobactéries pouvant occasionner la mortalité des poissons et la baisse de la productivité de la ferme. Cependant, il est important de connaître les paramètres de la qualité physico-chimique et biologique de l'eau pour une meilleure croissance et survie des poissons. Les stratégies de recherche pour la bonne pratique de la rizipisciculture intensive doivent donc considérer les relations écologiques des étangs dans leur globalité.

L'objectif de cette étude était de caractériser les paramètres physico-chimiques et la biomasse algale de l'eau des étangs rizipiscicoles de la ferme de Kouadiokro-Bonoufla utilisant des sous-produits agricoles comme intrants alimentaires.

## MATERIEL ET METHODES

### Localisation et présentation générale de la ferme rizipiscicole

Les travaux ont été réalisés sur la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla ( $7^{\circ}11'40''$  N et  $6^{\circ}31'38,5''$  W) située dans le Département de Vavoua à environ 12 km du village de Bonoufla. Ce village se trouve sur

l'axe Daloa-Vavoua (Figure 1). Localisé dans la Région du Haut-Sassandra, le Département de Vavoua bénéficie d'un climat tropical humide de transition. Le climat de cette Région est caractérisé par une saison sèche allant d'octobre à mars et une saison des pluies ayant deux maxima, l'un en juin et l'autre en septembre (Ligban et al., 2009). Le mois de février est le plus chaud de l'année, tandis que le mois le plus froid de l'année est celui d'août (Adjiri et al., 2020).

La ferme rizipiscicole s'étend sur une superficie de 3060 m<sup>2</sup> et est constituée de neuf étangs numérotés de E1 à E9. Ainsi, la superficie de ces étangs est comprise entre 200 et 675 m<sup>2</sup> avec des profondeurs allant de 0,5 à 1 m. Ces étangs sont alimentés en eau par gravité à partir d'un barrage d'un hectare. Le barrage est alimenté par une petite rivière traversant une plantation cacaoyère. La vase et le sable sont les substrats prédominants dans ces étangs. La ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla est entourée par des plantations cacaoyère et caféière dans lesquelles les herbicides sont souvent utilisés par les agriculteurs.

## Matériel

### **Description des structures d'élevage échantillonnées**

Dans cette étude, quatre étangs rizipiscicoles (E2, E3, E4 et E8) ont été choisis selon leur disposition par rapport au barrage. Sur ce barrage, deux points (B1 et B2) ont été aussi choisis vers les canaux d'alimentation en eau. Les quatre étangs choisis contenaient des plants de riz inondables (*Oryza glaberrima*) de cycle cultural de 6 mois. Ces plants ont été repiqués avec un espacement de 20 cm entre les poquets et 25 cm entre les lignes. Une densité de mise en charge de 1,5 poissons/m<sup>2</sup> était appliquée avec des juvéniles mâles de *O. niloticus* ayant un poids moyen de 38 ± 0,09 g. Les poissons étaient nourris avec des intrants composés essentiellement des sons de maïs et de riz.

### **Matériel de collecte de données**

La mesure *in situ* des paramètres physico-chimiques de l'eau des structures d'élevage a nécessité l'usage d'un multi-

paramètre de marque HACH LANGE HQ40D muni d'un pH-mètre, d'un oxymètre, d'un conductimètre et d'un turbidimètre. Un disque de Secchi muni d'une corde graduée en cm a été utilisé pour la mesure de la transparence de l'eau des structures d'élevage.

Des flacons en polyéthylène et une glacière ont servi au prélèvement et au conditionnement des échantillons d'eau destinés à l'analyse au laboratoire des sels nutritifs, de la demande biochimique en oxygène en 5 jours (DBO5) et de la biomasse algale. Une pompe à vide, des papiers filtres Whatman GF/C (0,45 µm de porosité et 90 mm de diamètre), un bain mari et un spectrophotomètre DR 6000 de marque HACH LANGE ont été utilisés pour le dosage de la chlorophylle *a*.

## Méthodes

### **Mesure des paramètres physico-chimiques et biologiques de l'eau des structures d'élevage**

Les paramètres physico-chimiques et biologiques ont été pris mensuellement dans quatre étangs rizipiscicoles de grossissement de *O. niloticus* et dans le barrage d'alimentation. A cet effet, six campagnes d'échantillonnage ont été effectuées entre septembre 2019 et février 2020. A l'exception de la transparence de l'eau mesurée à midi, toutes les données ont été prises dans la matinée entre 7 h et 10 h.

Pendant chaque campagne d'échantillonnage, le pH, l'oxygène dissous, la température, les solides totaux dissous (TDS) et la conductivité électrique de l'eau des structures d'élevage ont été mesurés *in situ* avec le multi-paramètre de marque HQ40d. La transparence a été déterminée *in situ* à midi par immersion d'un disque de Secchi. Des échantillons d'eau (1 L) de chaque structure d'élevage ont été collectés dans les flacons en plastiques. A chaque collecte, ces flacons sont rincés avec l'eau du milieu puis remplis jusqu'à ras bord et fermés hermétiquement. Ensuite, ils ont été conservés dans une glacière à une température basse d'environ 4°C et acheminés au laboratoire de chimie du Centre de Recherche Océanologique (CRO) de Côte d'Ivoire. Les analyses ont été réalisées dans ledit laboratoire au bout de 48 h après la prise

d'échantillons et ont porté sur la DBO5 ainsi que les sels nutritifs (orthophosphates, ammoniums, nitrates, nitrites, azote total et phosphore total). Le dosage de ces éléments a été effectué selon les méthodes analytiques de AFNOR (1994). Une quantité d'eau de 500 ml de chaque milieu a été également prélevés dans des flacons en plastique pour déterminer la teneur en chlorophylle *a*. Ces échantillons d'eau ont été emballés avec du papier aluminium afin d'empêcher la photosensibilité. Sous une pression de 200 KPa d'une pompe à vide, 250 ml de cette quantité d'eau ont été filtrés sur la membrane Whatman GF/C de 0,45 µm de porosité. Après filtration, la teneur en chlorophylle *a* a été déterminée suivant la méthode spectrophotométrique de Lorenzen (1967). La biomasse algale brute des différents milieux a été estimée à partir de la concentration en chlorophylle *a* de chaque milieu. D'après APHA (1992), la chlorophylle *a* représente environ 1,5% du poids sec de la matière organique des algues. Ainsi, la biomasse algale de chaque échantillon d'eau a été estimée en multipliant la teneur en chlorophylle *a* du milieu par un facteur de 67 et exprimée en µg/cl (Raschke, 1993).

#### **Détermination de l'Indice de Pollution Organique des eaux de la ferme**

L'indice de pollution organique (IPO) de Leclercq (2001) a été calculé pour apprécier la qualité chimique des eaux des structures d'élevages de la ferme impactées par la pollution organique réelle à partir des ions orthophosphates ( $\text{PO}_4^{3-}$ ), ammoniums ( $\text{NH}_4^+$ ), nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) et la DBO5. Pour chacun de ces paramètres, cinq classes de valeurs ayant chacune une signification écologique sont distinguées (Tableau 1). Dans cette étude, la valeur de l'IPO d'une structure d'élevage correspond à la moyenne des numéros des classes de chaque paramètre et les valeurs obtenues sont réparties en cinq niveaux de pollution allant de moins pollué (classe 5) à plus pollué (classe 1) (Tableau 2).

#### **Détermination de l'aptitude de l'eau à la pisciculture**

Le Système d'Evaluation de la Qualité de l'Eau des cours d'eau (SEQ-Eau) du MEDD et Agence de l'Eau (2003) a été utilisé pour

évaluer l'aptitude physicochimique de l'eau à l'aquaculture en général. Ce système utilise l'oxygène dissous, le TDS, la DBO5 et les sels nutritifs, etc. Il classe la qualité de l'eau pour l'aquaculture à l'aide des couleurs dont « Bleue = Très bon », « vert = Bon » et « rouge = Moyen » (Tableau 3). Dans cette étude, ce système a été complété par des valeurs seuils (Tableau 4) recommandées par certains auteurs pour la bonne croissance de *O. niloticus*. L'aptitude de l'eau à la pisciculture et à la bonne croissance de *O. niloticus* a été appréciée avec la moyenne des paramètres considérés.

#### **Analyses statistiques**

Les valeurs des paramètres obtenus dans les étangs rizipiscicoles ont été comparées entre elles et à celles enregistrées dans le barrage d'alimentation. Ainsi, les tests non paramétriques de Kruskal-Wallis et de Mann-Whitney ont été effectués sur les données des composés nutritifs, la DBO5 et la biomasse algale qui ne suivaient pas la loi normale après le test W de Shapiro-Wilk. Pour les autres paramètres de taille > 30, l'analyse de variances à un critère de classification (ANOVA 1) et le test LSD (Différence significative minimale) de Fisher ont été utilisés pour comparer les différentes moyennes. Les différences ont été considérées significatives au seuil de  $\alpha = 0,05$  ( $p < 0,05$ ).

Le test de corrélation de Pearson a été utilisé pour établir les relations entre les paramètres pris deux à deux. Le coefficient de corrélation linéaire de Pearson ( $r$ ) varie entre -1 et +1. La valeur -1 indique l'existence d'une relation inverse parfaite entre les deux paramètres, tandis que la valeur de +1 montre une corrélation positive parfaite. Lorsque  $r = 0$ , alors les deux variables sont indépendantes (relation nulle entre les deux variables) et plus  $r$  est proche de -1 ou +1, plus la relation linéaire entre les deux variables est forte. Par ailleurs, plus la valeur de  $r$  est proche de 0, plus la relation est faible (Kouyaté et al., 2021). Toutes ces analyses statistiques ont été réalisées sur l'interface RStudio du logiciel R version 3.0.2 (Core, 2021) à l'aide de son package « ade4 ».

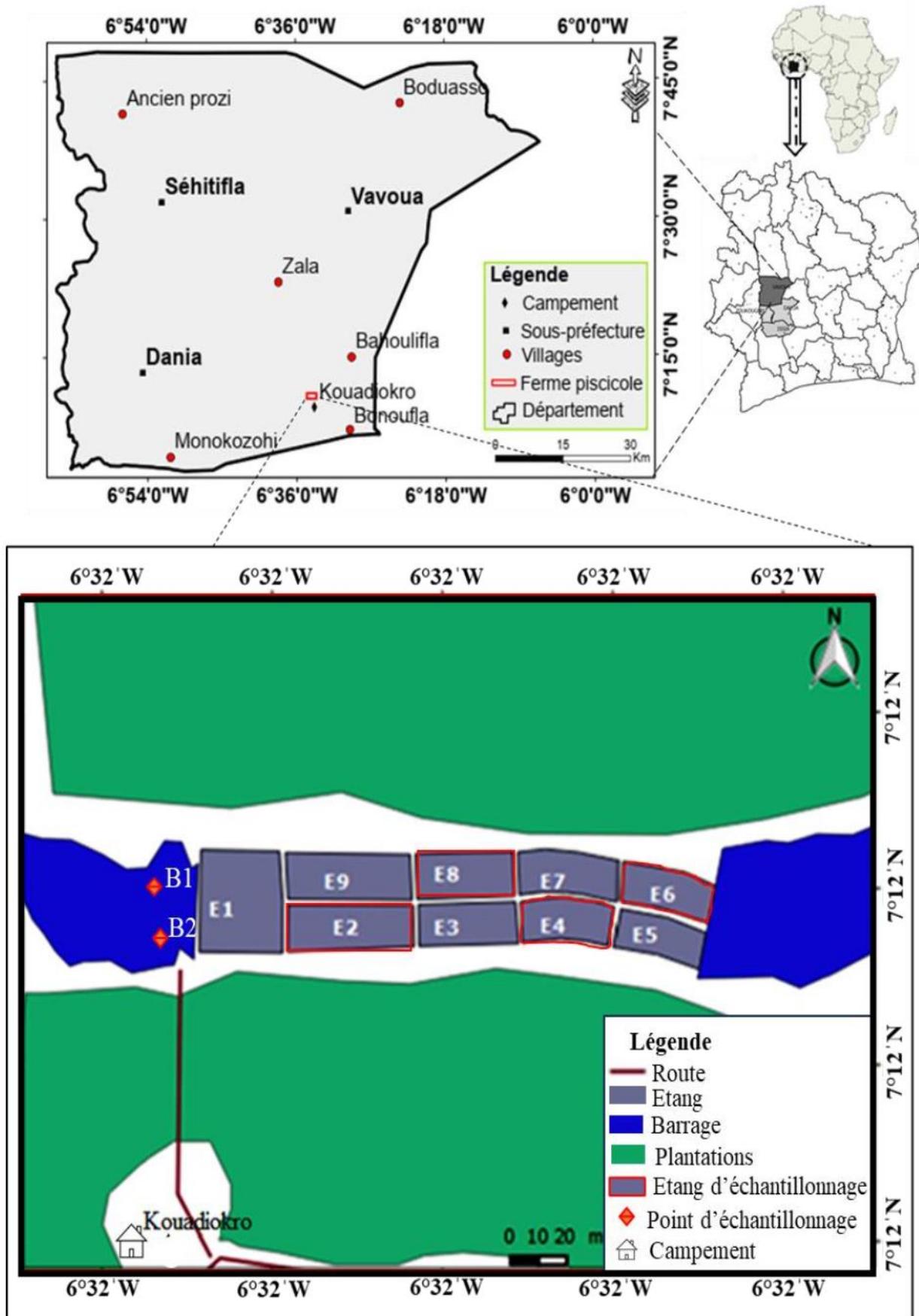


Figure 1 : Localisation de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufja montrant les structures d'élevage échantillonnées.

**Tableau 1 :** Classes de l'Indice de Pollution Organique en fonction des valeurs limites de chaque paramètre.

Classes	Paramètres			
	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/l)	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (µg/l)	PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (µg/l)	DBO5 (mg/l)
5	< 0,1	≤ 5	≤ 15	< 2
4	0,1 - 0,9	6 – 10	16 - 75	2 – 5
3	1 - 2,4	11 – 50	76 - 250	5,1 – 10
2	2,5 - 6	51 – 150	251 - 900	10,1 – 15
1	> 6	> 150	> 900	> 15

**Tableau 2 :** Classification du niveau de pollution en fonction de la valeur de l'Indice de Pollution Organique.

Valeur de l'IPO	5,0 - 4,6	4,5 - 4,0	3,9 - 3,0	2,9 - 2,0	1,9 - 1,0
Niveau de pollution organique	Nulle	Faible	Modérée	Forte	Très forte
Cartographie					

**Tableau 3 :** Système d'Évaluation de la Qualité de l'Eau des cours d'eau (MEDD et Agence de l'Eau, 2003).

Indicateurs	Classe d'aptitude		
	Très bon	Bon	Moyen
Oxygène dissous (mg/l)	> 7	7 - 5	< 5
DBO5 (mg/l)	< 5	5 - 10	> 10
Ammonium (mg/l)	< 0,1	0,1 - 5	> 5
Nitrites (mg/l)	< 0,03	0,03 - 1	> 1
Nitrates (mg/l)	< 10	10 - 100	> 100
Phosphore total (mg/l)	< 0,01	0,01 - 3	> 3
TDS (mg/l)	< 10	10 - 50	> 50
pH	min 6,5	ND	ND
	max 8	ND	ND

ND : Valeur non déterminée dans le système.

**Tableau 4 :** Gamme de valeurs recommandées des paramètres physicochimiques pour l'élevage du tilapia (*Oreochromis niloticus*).

Paramètres	Gammes optimales	Gammes tolérables	Sources
pH	6 à 8,5	5 à 11	Malcolm et al. (2000)
Oxygène dissous (mg/l)	> 3,2	0,1 à 3	Lacroix (2004) ; Tran-Duy et al. (2008)
Température (°C)	28 à 32	25 à 32	Malcolm et al. (2000) ; Lazard (2009)
Transparence (cm)	15 à 20	0,35 à 67,73	Mfossa (2007) ; Chikou et al. (2013)
Conductivités (µS/cm)	150 à 450	ND	Mamadou (1998)
Nitrites (mg/l)	< 2,1	ND	
Nitrates (mg/l)	< 2,3	ND	Balarin et Haller (1982)
Orthophosphates (mg/l)	< 0,5	ND	
DBO5 (mg/l)	3 à 20	ND	Boyd (2003)
Turbidité (mg/l)	25 à 100	ND	Malcom et al. (2000)

## RESULTATS

### Variation des paramètres physico-chimiques de l'eau mesurés *in situ*

L'oxygène dissous a été faible dans les étangs rizipiscicoles avec des valeurs moyennes qui ont fluctué entre  $3,26 \pm 0,73$  (Etang-4) et  $4,03 \pm 0,51$  mg/l (Etang-2). La concentration en oxygène dissous du barrage a été de  $5,04 \pm 0,73$  mg/l en moyenne. La moyenne du pH a été de  $6,74 \pm 0,43$  au niveau du barrage, alors qu'elle a oscillé entre  $5,05 \pm 0,56$  (Etang-4) et  $6,4 \pm 0,39$  (Etang-2) dans les étangs rizipiscicoles. Statistiquement, les moyennes de l'oxygène dissous et du pH ont varié significativement d'une structure à l'autre (ANOVA 1,  $p < 0,05$ ). Concernant la température, les valeurs ont été statistiquement identiques dans les étangs rizipiscicoles (Test LSD de Fisher,  $p > 0,05$ ) et les moyennes ont oscillé entre  $26,63 \pm 1,23$  (Etang-4) et  $27,05 \pm 1,43^\circ\text{C}$  (Etang-6). Ces moyennes ont été significativement plus faibles par rapport à celle du barrage qui était de  $29,50 \pm 1,42^\circ\text{C}$  (Test LSD de Fisher,  $p < 0,05$ ) (Tableau 5).

S'agissant de la conductivité et de la turbidité, les moyennes ont été relativement plus élevées dans les étangs rizipiscicoles notamment dans l'Etang-4, alors qu'elles ont été plus faibles dans le barrage. Les eaux des étangs rizipiscicoles étaient plus minéralisées avec les valeurs moyennes de la conductivité électrique qui ont oscillées entre  $133,98 \pm 22,93$   $\mu\text{S/cm}$  et  $225,58 \pm 33,81$   $\mu\text{S/cm}$ . Les solides totaux dissous (TDS) dans les étangs rizipiscicoles ont varié moyennement entre  $110,51 \pm 11,41$  mg/l (Etang-2) et  $173,57 \pm 15,46$  mg/l (Etang-4). La moyenne des TDS obtenue dans l'eau du barrage de  $109,13 \pm 17,66$  mg/l était statistiquement identique à celle enregistrée dans l'Etang-2 (Test LSD de Fisher,  $p > 0,05$ ). Quant à la transparence, les moyennes enregistrées dans les étangs rizipiscicoles ont fluctué entre  $20,11 \pm 2,97$  cm (Etang-2) et  $35,17 \pm 3,98$  cm (Etang-4). Ces moyennes ont été plus faibles par rapport à celle du barrage qui a été de  $44,97 \pm 7,20$  cm. Les tests de ANOVA à 1 facteur montrent que la transparence, mesurée dans les étangs rizipiscicoles sont significativement différents de ceux du barrage au seuil de 0,05.

### Variation des sels nutritifs et de la chlorophylle *a*

Les teneurs en ions nitrites, nitrates, orthophosphates, ammoniums et du phosphore total des eaux de l'Etang-6, Etang-4 et Etang-8 ont été relativement plus élevées que celles de l'Etang-2 et du barrage (Tableau 6). Les concentrations moyennes de ces composés nutritifs varient significativement d'un milieu à l'autre (Test de Kruskal-Wallis,  $p\text{-value} = 0,000$ ).

Quant à la chlorophylle *a*, sa teneur dans l'eau des étangs rizipiscicoles a fluctué en moyenne entre  $219,06 \pm 53,56$   $\mu\text{g/l}$  (Etang-2) et  $582,83 \pm 223,50$   $\mu\text{g/l}$  (Etang-4). Les moyennes maximales de  $582,83 \pm 223,50$   $\mu\text{g/l}$  et de  $496,52 \pm 182,90$   $\mu\text{g/l}$  de la teneur en chlorophylle *a* ont été respectivement observées dans l'Etang-4 et l'Etang-8. Ces valeurs ont été significativement différentes de celles des autres étangs et du barrage (Test de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ).

### Variation de la DBO5 et la biomasse algale

La DBO5 de l'eau des étangs rizipiscicoles échantillonnés a oscillé entre 10 et 24,15 mg/l avec de fortes concentrations dans l'Etang-4, Etangs-6 et l'Etangs-8 (Figure 2). La valeur maximale de la DBO5 a été enregistrée dans l'Etang-4 avec des valeurs allant de 21 à 24,15 mg/l, alors que la valeur minimale a été obtenue dans l'Etang-2 avec des extrêmes de 10 mg/l à 12,5 mg/l. En ce qui concerne la biomasse algale estimée, les valeurs ont fluctué globalement entre 8408,5  $\mu\text{g/cl}$  et 56313,5  $\mu\text{g/cl}$  avec de plus fortes biomasses obtenues également dans l'Etang-4, Etangs-6 et l'Etangs-8 (Figure 3). Excepté l'Etang-2, les valeurs de la DBO5 et la biomasse algale des étangs rizipiscicoles sont significativement plus élevées que celles du barrage (Test de Mann-Whitney,  $p < 0,05$ ).

### Appréciation de la qualité chimique des eaux par l'Indice de Pollution Organique

L'indice de pollution organique de ces structures d'élevages a varié significativement d'une structure à l'autre (Test de Kruskal-Wallis,  $p < 0,05$ ). Les valeurs de l'IPO du

barrage ont fluctué entre 1,65 et 2,85 avec une médiane de 2,16 montrant que les eaux du barrage d'alimentation des étangs sont fortement polluées. Dans les étangs rizipiscicoles, les médianes des IPO ont oscillé entre 1,75 (Etang-4) et 2,84 (Etang-2). Ces valeurs indiquent que l'eau des étangs sont fortement polluées à très polluées (Figure 4).

#### Aptitude de l'eau des structures à la pisciculture

L'eau des étangs rizipiscicoles et du barrage ont eu respectivement une bonne et une très bonne aptitude à l'aquaculture. Les valeurs moyennes de la transparence, la turbidité et la concentration en ions orthophosphates des étangs rizipiscicoles et du barrage n'ont pas été incluses dans les gammes optimales pour l'élevage du tilapia (*O. niloticus*). Par contre, les valeurs moyennes de l'oxygène dissous, le pH et des teneurs en nitrites et nitrates de l'eau de toutes les structures d'élevage ont été comprises dans les fourchettes optimales pour une meilleure croissance de *O. niloticus*.

#### Relation entre les paramètres mesurés

A l'exception de la teneur en orthophosphate ( $\text{PO}_4^{3-}$ ), les autres paramètres étaient significativement corrélés entre eux (Tableau 8). La turbidité a été corrélée négativement et

faiblement avec l'oxygène dissous ( $r = -0,66$ ), le pH ( $r = -0,62$ ) et la température ( $r = -0,54$ ) puis moyennement avec la transparence ( $r = -0,77$ ). Elle a été fortement et positivement corrélée avec la conductivité ( $r = 0,84$ ), le taux de solides dissous ( $r = -0,80$ ) et la DBO5 ( $r = -0,84$ ). La transparence a été corrélée positivement et faiblement avec le pH ( $r = 0,68$ ), l'oxygène dissous ( $r = 0,69$ ) et la température ( $r = 0,52$ ). Elle a été aussi faiblement corrélée, mais négativement avec la biomasse algale ( $r = -0,57$ ), les concentrations en ions nitrites, nitrates et ammoniums ( $-0,60 \leq r \leq -0,65$ ). Quant à la DBO5, elle a été fortement corrélée positivement avec le taux de solide dissous ( $r = 0,88$ ), moyennement corrélée positivement avec la conductivité, le nitrate, l'ammonium et la biomasse algale ( $0,71 \leq r \leq 0,75$ ). Par contre, elle a été corrélée faiblement et négativement avec l'oxygène dissous ( $r = -0,61$ ), moyennement corrélée négativement avec le pH ( $r = -0,74$ ). Concernant la biomasse algale, elle a été faiblement et positivement corrélée avec la conductivité, le taux de solide dissous et le nitrite ( $0,52 \leq r \leq 0,64$ ). De plus, elle a été positivement et fortement corrélée avec la concentration en nitrates ( $r = 0,80$ ) et en ammonium ( $r = 0,82$ ).

**Tableau 5** : Valeurs moyennes des paramètres physico-chimiques mesurés *in situ* dans l'eau de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla entre avril et octobre 2020.

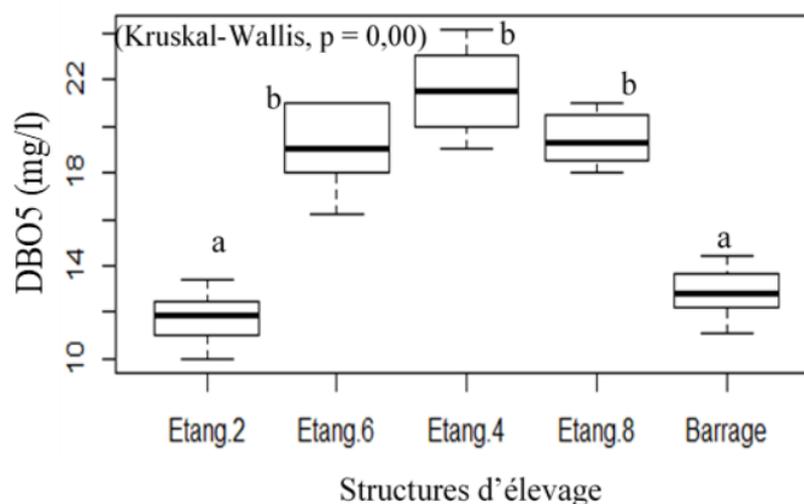
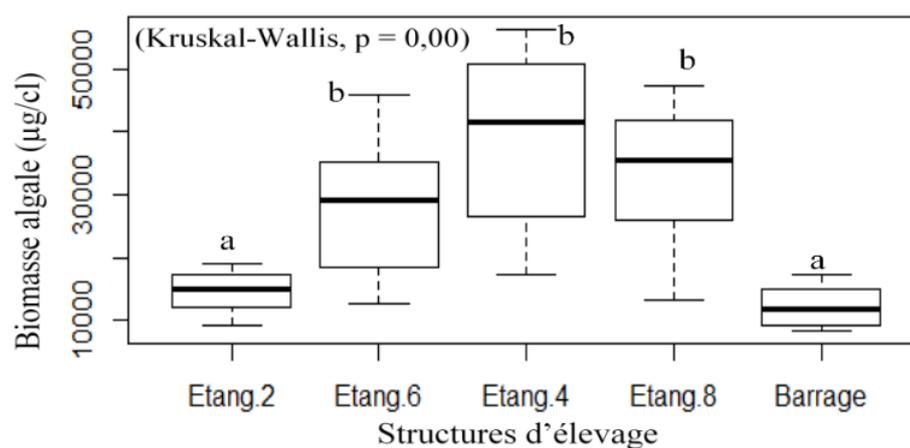
Paramètres physico-chimiques	Structures d'élevage					P-value
	Etang-2	Etang-6	Etang-4	Etang-8	Barrage	
Oxygène dissous (mg/l)	4,03 ± 0,51 <sup>c</sup>	3,49 ± 0,71 <sup>b</sup>	3,26 ± 0,73 <sup>ab</sup>	3,28 ± 0,67 <sup>ab</sup>	5,04 ± 0,73 <sup>d</sup>	0,000
pH	6,4 ± 0,39 <sup>d</sup>	5,74 ± 0,42 <sup>b</sup>	5,05 ± 0,56 <sup>a</sup>	5,61 ± 0,51 <sup>b</sup>	6,74 ± 0,43 <sup>c</sup>	0,000
Température (°C)	26,72 ± 0,94 <sup>a</sup>	27,05 ± 1,43 <sup>a</sup>	26,63 ± 1,23 <sup>a</sup>	27,04 ± 0,50 <sup>a</sup>	29,50 ± 1,42 <sup>b</sup>	0,000
Conductivité électrique (µS/cm)	133,98 ± 22,93 <sup>b</sup>	187,04 ± 23,05 <sup>c</sup>	225,58 ± 33,81 <sup>d</sup>	182,67 ± 36,12 <sup>c</sup>	128,26 ± 30,67 <sup>a</sup>	0,000
Turbidité (NTU)	141,75 ± 26,48 <sup>b</sup>	205,14 ± 28,76 <sup>c</sup>	241,86 ± 34,11 <sup>d</sup>	199,95 ± 30,73 <sup>c</sup>	130,61 ± 27,20 <sup>a</sup>	0,000
TDS (mg/l)	110,51 ± 11,41 <sup>a</sup>	142,65 ± 22,05 <sup>b</sup>	173,57 ± 15,46 <sup>d</sup>	158,34 ± 19,47 <sup>c</sup>	109,13 ± 17,66 <sup>a</sup>	0,000
Transparence (cm)	35,17 ± 3,98 <sup>d</sup>	28,46 ± 3,97 <sup>c</sup>	20,11 ± 2,97 <sup>a</sup>	24,62 ± 3,50 <sup>b</sup>	44,97 ± 7,20 <sup>e</sup>	0,000

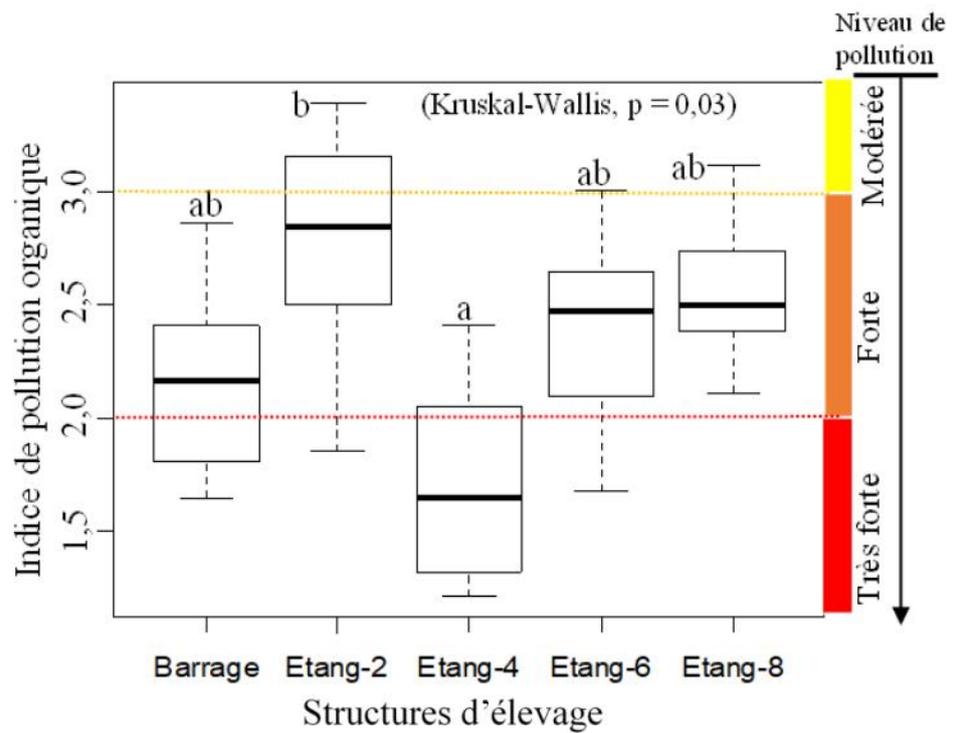
TDS : Taux de solides dissous. Les valeurs des lignes portant les lettres différentes en exposant sont significativement différentes au seuil de  $\alpha = 0,05$  (ANOVA et test LSD de Fisher).

**Tableau 6** : Valeurs moyennes des teneurs en sels nutritifs et en chlorophylle *a* des eaux de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla entre avril et octobre 2020.

Paramètres	Structures d'élevage					P-value
	Etang-2	Etang-6	Etang-4	Etang-8	Barrage	
Nitrites (mg/l)	0,04 ± 0,01 <sup>b</sup>	0,05 ± 0,02 <sup>c</sup>	0,07 ± 0,04 <sup>d</sup>	0,05 ± 0,15 <sup>c</sup>	0,02 ± 0,01 <sup>a</sup>	0,000
Nitrates (mg/l)	0,43 ± 0,12 <sup>ab</sup>	0,75 ± 0,27 <sup>bc</sup>	1,72 ± 0,72 <sup>d</sup>	0,92 ± 0,33 <sup>c</sup>	0,34 ± 0,14 <sup>a</sup>	0,000
Ammonium (mg/l)	0,21 ± 0,07 <sup>a</sup>	0,63 ± 0,27 <sup>b</sup>	1,07 ± 0,41 <sup>c</sup>	0,49 ± 0,28 <sup>bc</sup>	0,17 ± 0,08 <sup>a</sup>	0,000
Orthophosphates (mg/l)	0,51 ± 0,10 <sup>a</sup>	0,83 ± 0,20 <sup>b</sup>	1,01 ± 0,18 <sup>c</sup>	0,72 ± 0,18 <sup>b</sup>	0,57 ± 0,16 <sup>b</sup>	0,000
Phosphore total (mg/l)	0,81 ± 0,10 <sup>b</sup>	1,20 ± 0,32 <sup>c</sup>	1,81 ± 0,21 <sup>d</sup>	1,10 ± 0,14 <sup>c</sup>	0,30 ± 0,11 <sup>a</sup>	0,01
Chlorophylle <i>a</i> (µg/l)	219,06 ± 53,56 <sup>ab</sup>	424,54 ± 177,86 <sup>bc</sup>	582,83 ± 223,50 <sup>c</sup>	496,52 ± 182,90 <sup>c</sup>	172,72 ± 46 <sup>a</sup>	0,000

Les valeurs des lignes portant les lettres différentes en exposant sont significativement différentes (Kruskal-Wallis, Mann-Whitney,  $\alpha = 0,05$ ).

**Figure 2** : Variation de la demande biochimique en oxygène (DBO5) des eaux de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla entre avril et octobre 2020.**Figure 3** : Variation de la biomasse algale des eaux de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro- Bonoufla entre avril et octobre 2020. Les valeurs des boxplots portant les lettres différentes sont significativement différentes (test de Mann-Whitney,  $\alpha = 0,05$ ).



**Figure 4 :** Profil et cartographie de l'indice de pollution organique des eaux de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla. Les boxplots portant les lettres différentes représentent une différence significative selon le test de Kruskal-Wallis ( $p < 0,05$ ).

**Tableau 7 :** Diagnostic de l'aptitude des eaux des structures d'élevage à l'aquaculture.

	Structures d'élevage				
	Etang-2	Etang-6	Etang-4	Etang-8	Barrage
Oxygène dissous (mg/l)	Très forte				Modérée
DBO5 (mg/l)	Très forte				
Ammonium (mg/l)	Modérée				
Nitrites (mg/l)	Modérée				Forte
Nitrates (mg/l)	Forte				
Phosphore total (mg/l)	Modérée				
TDS (mg/l)	Très forte				
pH	Forte				
<b>Aptitude globale</b>	<b>Bonne</b>	<b>Bonne</b>	<b>Bonne</b>	<b>Bonne</b>	<b>Très Bonne</b>

**Tableau 8** : Corrélation entre les paramètres physico-chimiques, les sels nutritifs et la biomasse algale des eaux de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla d'avril à octobre 2020.

	O <sub>2</sub>	pH	T°C	CE	Turb	TDS	Tran	NO <sub>2</sub> <sup>-</sup>	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup>	DBO5	Bioal
<b>O<sub>2</sub></b>	1												
<b>pH</b>	0,52*	1											
<b>T°C</b>	0,55*	0,43	1										
<b>CE</b>	-0,62*	-0,62*	-0,48	1									
<b>Turb</b>	-0,66*	-0,62*	-0,54*	0,84*	1								
<b>TDS</b>	-0,65*	-0,72*	-0,42	0,75*	0,80*	1							
<b>Tran</b>	0,69*	0,68*	0,52*	-0,60*	-0,77*	-0,75*	1						
<b>NO<sub>2</sub><sup>-</sup></b>	-0,53*	-0,61*	-0,25	0,64*	0,58*	0,61*	-0,60*	1					
<b>NO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	-0,45	-0,62*	-0,46	0,54*	0,54*	0,68*	-0,65*	0,68*	1				
<b>NH<sub>4</sub><sup>+</sup></b>	-0,57*	-0,61*	-0,47	<b>0,71*</b>	0,66*	<b>0,70*</b>	-0,61*	0,69*	<b>0,81*</b>	1			
<b>PO<sub>4</sub><sup>3-</sup></b>	0,21	0,17	0,53*	-0,28	-0,42	-0,19	0,37	-0,07	-0,14	-0,14	1		
<b>DBO5</b>	-0,61*	-0,74*	-0,44	<b>0,73*</b>	<b>0,84*</b>	<b>0,88*</b>	-0,73*	0,65*	<b>0,71*</b>	<b>0,71*</b>	-0,17	1	
<b>Bioal</b>	-0,48	-0,67*	-0,58*	0,62*	0,65*	0,64*	-0,57*	0,52*	<b>0,80*</b>	<b>0,82*</b>	-0,18	<b>0,75*</b>	1

Les valeurs portant \* présentent une corrélation significative au seuil de  $\alpha = 0,05$ . (O<sub>2</sub> : Oxygène dissous, CE : Conductivité électrique, T°C : Température, Turb : Turbidité, TDS : Taux de solides dissous, Tran : Transparence, DBO5 : Demande biochimique en oxygène, Bioal : Biomasse algale).

## DISCUSSION

L'analyse des paramètres physico-chimiques des eaux de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla a montré que l'oxygène dissous, le pH, la température et la transparence des eaux des étangs rizipiscicoles étaient significativement plus faibles par rapport à celles du barrage d'alimentation. Les températures moyennes enregistrées dans des structures d'élevage (26,63 à 29,50°C) étaient caractéristiques de celles des régions tropicales. Bien que ces moyennes n'étaient pas comprises dans l'intervalle idéale pour la croissance de *O. niloticus*, elles se situaient dans la gamme tolérable pour son élevage, qui est de 25 à 32°C d'après Lazard (2009). Les différences de température entre l'eau des étangs rizipiscicoles et celles du barrage pourraient être liées à la couverture érigée par les feuilles des plants de riz dans les étangs. En effet, la température de l'eau est très dépendante de son contact avec l'air ambiant et le feuillage des plants de riz réduirait l'exposition des eaux aux rayonnements solaires. D'après Roger (1996), la quantité de

la lumière solaire atteignant la surface de l'eau d'un étang rizipiscicole peut chuter jusqu'à 95% après deux mois de repiquage des plants de riz. Quant à la faible transparence de l'eau observée dans les étangs rizipiscicoles (20,11 à 35,17 cm), elle pourrait être attribuée à l'abondance du plancton dans ces étangs due à leur enrichissement en sels nutritifs (Schlumberger, 2002). Les faibles concentrations de l'oxygène dissous de l'eau des étangs rizipiscicoles (3,26 à 4,03 mg/l) s'expliqueraient par sa mesure faite en début de matinée. Car d'après Halwart et Gupta (2010), dans l'écosystème « riz-poisson », la respiration des poissons et la photosynthèse du phytoplancton et des plants de riz utilisent énormément l'oxygène dissous pendant la nuit. Les valeurs du pH des étangs (5,05 à 6,4) indiquent que les eaux de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla sont légèrement acides. Les valeurs faibles du pH seraient attribuables à une grande quantité de CO<sub>2</sub> dans l'eau due à la décomposition des particules organiques, des tiges de riz de saison culturales précédentes (Chowdhary et al., 2000) et au

rejet des eaux de ruissellement contenant des produits chimiques provenant des activités agricoles autour de la ferme piscicole (Boni et al., 2016).

Les moyennes des paramètres physico-chimiques mesurés *in situ* dans les étangs rizipiscicoles concordent à celles de Kouadio et al. (2020) obtenues dans les étangs rizipiscicoles de prégrossissement de *O. niloticus* de la même ferme. Toutefois, elles étaient largement supérieures à celles rapportées par Avit et al. (2014) dans les étangs rizipiscicoles de la Station de Recherche en Pisciculture du CNRA à Bouaké (Côte d'Ivoire). Néanmoins, les concentrations en oxygène dissous obtenues dans les étangs rizipiscicoles étaient favorables à une meilleure croissance du tilapia. D'après Tran-Duy et al. (2008), la concentration minimale de l'oxygène dissous dans l'eau pour l'élevage de *O. niloticus* est de 3,2 mg/l, en-dessous de laquelle un stress respiratoire se manifeste. Les valeurs de la conductivité, la turbidité et des TDS étaient significativement plus élevées dans les étangs rizipiscicoles que dans le barrage d'alimentation. Cette différence serait liée à une forte minéralisation due à la disponibilité de la matière organique issue de la fraction des intrants alimentaires non consommée dans les étangs rizipiscicoles par rapport au barrage. En effet, l'apport d'aliment exogène dans les étangs semi intensifs pourrait augmenter la teneur en nutriments de ces étangs, par rapport au milieu naturel (Imorou Toko et al., 2010). Ce qui justifierait les valeurs élevées de la conductivité, la turbidité et du TDS observées dans nos étangs rizipiscicoles.

L'analyse de la variation des taux des composés nutritifs, de la chlorophylle *a* et la DBO5 a montré des différences significatives ( $p < 0,05$ ) entre les structures d'élevage étudiées. L'étude révèle des fortes concentrations de sels nutritifs dans les étangs rizipiscicoles contrairement au barrage. Cette différence est en accord avec les travaux de

Coulibaly et al. (2019) effectués à la ferme piscicole en étang au Sud-Est de la Côte d'Ivoire. Les teneurs des ions nitrates (0,43 à 1,72 mg/l) et d'ammonium (0,21 à 1,07 mg/l) obtenues dans les étangs rizipiscicoles ont été plus élevées. Ces valeurs moyennes enregistrées dans nos étangs rizipiscicoles étaient supérieures à celles rapportées par Avit et al. (2014) dans les mêmes types d'étangs à Bouaké. Les teneurs obtenues proviendraient probablement de la minéralisation du reste des aliments exogènes non consommés par les poissons tel que signalé par Yapo et al. (2014). En revanche, les teneurs de sels nutritifs du barrage, indépendamment des apports exogènes, résulteraient des pollutions diffuses liées aux activités agricoles observées autour de la ferme telles que l'usage des herbicides. Les concentrations en ions orthophosphates dans ces étangs étaient supérieures au seuil recommandé pour la pisciculture. D'après Saikia et al. (2015), le phosphate est un nutriment essentiel pour la croissance des organismes aquatiques et peut limiter la production primaire. Dans le système rizipiscicole, la concentration élevée des nutriments stimule la croissance du phytoplancton et facilite le tallage du riz, ce qui conduit à un bon rendement du paddy et du poisson (Gurung et Walgle, 2005). Les valeurs plus élevées de la DBO5 dans les étangs rizipiscicoles seraient probablement dues à la décomposition du reste de sous-produits agricoles non consommés par les poissons ainsi que de leur déchet. En outre, les fortes concentrations des sels nutritifs dans les étangs rizipiscicoles pourraient accroître la prolifération des algues dans ces milieux (Mélard, 2006). Ce qui justifierait les plus fortes valeurs de la chlorophylle *a* (219,06 à 582,83 µg/l) et de la biomasse algale (9169,62 à 56313,5 µg/cl) enregistrées dans nos étangs par rapport à celles du barrage qui vont respectivement de 80,29 à 165,79 µg/l et de 8408,5 à 11252, 65 µg/cl. Les valeurs extrêmes

de la biomasse algale déterminées dans nos étangs rizipiscicoles sont similaires à celles obtenues par Imorou Toko et al. (2010) dans les étangs piscicoles extensifs ( $37996,06 \pm 523,50$  µg/cl) et semi-intensifs ( $38082,42 \pm 1028,13$  µg/cl) au Bénin.

Les eaux du barrage d'alimentation des étangs ont été fortement polluées. Ce niveau de pollution organique résulterait principalement de la décomposition des débris, des feuilles et herbes mortes du barrage occasionnant une accumulation de matières organiques et nutritives. Cette pollution traduirait un état hyper-eutrophe des structures d'élevage. D'après Dèdjiho et al. (2013), l'eutrophisation constitue une menace pour la qualité des eaux dans les usages à des fins piscicoles.

La matrice de corrélation établie entre les différents paramètres a révélé une forte corrélation positive de la biomasse algale avec les ions nitrates ( $r = 0,80$ ) et ammoniums ( $r = 0,82$ ). Cette forte corrélation pourrait s'expliquer par le fait que l'enrichissement de l'eau en composé azoté augmente le développement du phytoplancton (Butler et al., 2005). La corrélation négative de la transparence et la biomasse algale s'expliquerait par le fait que plus le phytoplancton est abondant dans l'eau, moins elle est transparente.

### Conclusion

Cette étude a permis de caractériser la qualité physico-chimique et biologique de l'eau des étangs rizipiscicoles de grossissement de *Oreochromis niloticus* d'une ferme utilisant les sous-produits agricoles. Il ressort que les eaux des étangs rizipiscicoles échantillonnées sont faiblement oxygénées et transparentes. Les eaux de la ferme rizipiscicole de Kouadiokro-Bonoufla sont acides avec des valeurs élevées de la conductivité et du taux de solide dissous. Les concentrations de la chlorophylle-*a*, du nitrate et de l'ammonium sont plus élevées dans les étangs rizipiscicoles

que dans le barrage d'alimentation. Il y a un enrichissement d'éléments azotés et une prolifération algale dans les étangs rizipiscicoles, donc une disponibilité d'aliments naturels pour les poissons. Les valeurs moyennes du pH, de l'oxygène dissous, de la température et de la conductivité sont comprises dans les gammes favorables à la croissance optimale de *O. niloticus*. L'eau de la ferme rizipiscicole est à un état hyper-eutrophe. Néanmoins, il serait important pour les propriétaires de la ferme de suivre l'évolution de la transparence, l'oxygène dissous et du phosphore afin d'éviter les cas de mortalités des poissons à long terme.

### CONFLITS D'INTERETS

Les auteurs du présent article signalent qu'il ne peut avoir d'intérêts concurrents.

### CONTRIBUTIONS DES AUTEURS

Ce travail a été réalisé grâce à la collaboration entre les auteurs. ADK a conçu le protocole, collecté les données de l'étude et rédigé ce manuscrit. BZ a conçu l'itinéraire technique de la rizipisciculture et contribué au repiquage du riz et à la collecte des données. GJMD a participé à la correction du manuscrit. NG et KSK ont assuré la supervision générale de ce travail. Tous les auteurs ont lu et approuvé le manuscrit final.

### REMERCIEMENTS

Cette étude a bénéficié de l'aide de la Communauté Economique des Etats de l'Afrique de l'Ouest (CEDEAO) dans le cadre de son Programme d'Appui à la Transition Agro-Écologique en Afrique de l'Ouest (PATAE), financé par Agence Française de Développement (AFD). Nous remercions ces Institutions pour l'appui financier et logistique. Les auteurs voudraient aussi rendre hommage à feu Professeur Koffi Felix KONAN qui a bien voulu diriger ce travail jusqu'à terme, mais a aussitôt fait son rappel à Dieu.

## REFERENCES

- Adjiri OA, Assoma TV, Soro G, Aka N, Bengaly I, Soro N. 2020. Evaluation des aptitudes d'usages des eaux de sources naturelles dans l'agriculture à partir de techniques hydrochimiques : cas de celles des départements de Daloa et Zoukougbeu, Côte d'Ivoire. *Afrique Science*, **16**(1) : 204 – 217.
- AFNOR (Association Française de Normalisation). 1994. Qualité de l'eau (Environnement). 1ère Edition, Paris, France, p. 862.
- Aldin H, Carl Y. 2004. La pisciculture à la ferme. Agrodok 21, 3ème Edition, Pays-Bas, p.76.
- APHA (American Public Health Association). 1992. Standard Methods for Examination of Water and Wastewater. 18th Edition: Washington DC, USA, 9-45.
- Assi-Kaudjhis PJ. 2008. Crise agricole et reconversion des bas-fonds par la riziculture dans le Centre-ouest de la Côte d'Ivoire : Enjeux de l'implication des femmes. *Revue de Géographie Tropicale et d'Environnement*, **2** : 20 – 36.
- Avit JBLF, Bony KY, Konan KF, Kouassi CN, Traoré S, Yté WA. 2014. Paramètres environnementaux du grossissement de *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) (Cichlidae, Perciformes) en association avec le riz Djoukènin (*Oryza sativa*) en étang. *Livestock Research for Rural Development*, **26**(7): 123.
- Balarin JD, Haller RD. 1982. The intensive culture of tilapia in tanks, raceways and cages. *Recent Advances in Aquaculture*, 266-355.
- Boni L, Coulibaly S, Nobah CSK, Atse BC, Kouamelan EP. 2016. Physical and chemical parameters and nutrients in the Ebrie lagoon, (Côte d'Ivoire, West Africa): impact on fish mortality. *International Journal of Research in Earth and Environmental Sciences*, **4**(3): 1-16.
- Boyd CE. 2003. Guidelines for aquaculture effluent management at the farm-level. *Aquaculture*, **226**(1-4): 101-112. DOI: 10.1016/S0044-8486(03)00471-X
- Butler R, Reedyk S, Murrell S, Mah B. 2005. Use of barley straw for algal control in prairie dugouts. final report. Agriculture and Agri-Food Canada, Prairie Farm Rehabilitation Administration, Regina Saskatchewan, p. 43.
- Chikou A, Fagnon SM, Youssao I, Lalèyè P. 2013. Facteur de condition de *Sarotherodon melanotheron* (Pisces, Cichlidae) dans les eaux douces et saumâtres du Bénin. *Annales des Sciences Agronomiques*, **17**(1): 43 - 50.
- Chowdhary MTH, Dewan S, Wahah MA, Uddin MJ, Thilshed SH. 2000. Water quality parameters of the rice fields used for rice cum fish culture. *Bangladesh Journal of Fisheries*, **23**: 25-29.
- Core TR. 2021. A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. En ligne sur <http://www.R-project.org>. Consulté le 20/05/2021.
- Coulibaly S, N'goran KV, Atsé BC. 2019. Étude comparative de la qualité des eaux des étangs et du Barrage d'une ferme piscicole en étang au Sud-Est de la Côte d'Ivoire. *European Scientific Journal*, **15**(24): 42-58. DOI: <http://dx.doi.org/10.19044/esj.2019.v15n24p42>
- Dèdjiho CA, Mama D, Tomètin L, Nougbodé I, Chouti W, Sohounhloùè DCK, Boukari M. 2013. Evaluation de la qualité physico-chimique de certains tributaires d'eaux usées du lac Ahémé au Bénin. *Journal of Applied Biosciences*, **70**: 5608–5616.
- Gurung TB, Wagle GSK. 2005. Revisiting underlying ecological principles of rice-fish integrated farming for environmental, economic and social benefits. *Our Nature*, **3**: 1-12. DOI: 10.3126/on.v3i1.328.

- Halwart M, Gupta MV. 2010. L'élevage de poisson en rizière. Rome, FAO et WorldFish Center, p. 87.
- Hem S, Curtis MY, Sagla C, Sene S. 2001. Pisciculture Extensive en Guinée Forestière Modèle de développement intégré et rizipisciculture. Final report of the projet 7, Convention CEE / IRD, p. 85.
- Imorou Toko I, Attakpa EY, Elegbe H. 2010. Performances biologiques, zootechniques et nutritionnelles de *Tilapia guineensis* en milieux naturel et d'élevage. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **4**(5): 1629 - 1640. DOI: 10.4314/ijbcs.v4i5.65577
- Imorou Toko I, Bachabi SF-X, Houndji AMB, Fiogbe ED, Kestemont P. 2013. Water quality and productivity of the traditional aquaculture system (whedos) in Oueme delta (Benin). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **7**(3): 1298 - 1312. DOI: <http://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v7i3.35>
- Kouadio AD, Grogan N, Konan KS, Ndjouondo GP, Salla M. 2020. Impact of agricultural by-products inputs to the juveniles of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) on phytoplankton diversity in rice-fish ponds (Central West, Côte d'Ivoire). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, **8**(6) : 162 - 171.
- Kouyaté A, Konan KS, Tigori MA, Sanou A, Kéita L, Dongui BK, Niamien PM, Trokourey A, Dibi B. 2021. Evaluation de la qualité chimique d'une ressource en eau dans la ville de Daloa, centre- ouest de la Côte d'Ivoire. *Journal of Materials and Environmental Science*, **12**(02) : 373-383.
- Lacroix E. 2004. *Pisciculture en Zone Tropicale*. GTZ and GFA Terra Systems: Hamburg.
- Lazard J. 2009. La pisciculture des tilapias. *Cahiers Agricultures*, **18**(2-3) : 393 – 401.
- Leclercq L. 2001. Intérêt et limites des méthodes d'estimation de la qualité de l'eau. Edition Station scientifique des Hautes-Fagnes, Belgique, p. 75.
- Ligban R, Gone LD, Kamagate B, Saley MB, Biemi J. 2009. Processus hydrogéochimiques et origine des sources naturelles dans le degré carré de Daloa (Centre ouest de la Côte d'Ivoire). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **3**(1): 38-47. DOI: 10.4314/ijbcs.v3i1.42733
- Lorenzen CJ. 1967. Determination of chlorophyll a and pheopigments: spectrophotometric equations. *Limnology and Oceanography*, **12**: 343-346. DOI: <http://dx.doi.org/10.4319/lo.1967.12.2.0343>
- Malcolm C, Beveridge H, McAndrew BJ. 2000. *Tilapia: Biology and Exploitation*. Institute of aquaculture. University of Stirling : Scotland ; p. 185.
- Mamadou E. 1998. Caractérisation zootechnique de *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758), *O. hornorum* (Trewavas, 1960) et de l'hybride issu du croisement de *O. niloticus* femelle × *O. hornorum* mâle. Mémoire de DEA, Université de Cocody, Abidjan, Côte d'Ivoire, p. 41.
- MEDD et Agences de l'eau. 2003. Système d'évaluation de la qualité des cours d'eau. Rapport de Présentation SEQ-Eau (Version 2). France, p. 106.
- Mélard C. 2006. Base biologique de l'aquaculture : Note de cours à l'intention des étudiants du DES en Aquaculture, Tihange, ULG-FUNDP, Belgique, p. 302.
- Mfossa MD. 2007. Caractérisation des étangs d'inondation de la plaine des Mbô et analyse des facteurs influençant leur production piscicole. Diplôme d'Ingénieur des Eaux, Forêt et Chasses, Université de Dschang, FASA-, <https://www.memoireonline.com>. Consulté le 30-04-2021.

- Raschke RL. 1993. Guidelines for Assessing and predicting Eutrophication status of small southeastern piedmont Impoundments. United States, Environmental Protection Agency, Region IV, Science and Ecosystem Support Division, Ecological Assessment Branch, Athens, Georgia, p. 42.
- Roger PA. 1996. Biology and management of the floodwater ecosystem in rice fields. International Rice Research Institute, Los Banos, Laguna, Philippines, p. 250.
- Saikia R, Das T, Das DN. 2015. Physico-chemical qualities of water in high altitude rice fish farming system of Ziro valley, Arunachal Pradesh, India. *Journal of Environmental Biology*, **36**(5):1153-1159.
- Schlumberger O. 2002. Mémento de la pisciculture d'étang, 4e édition. CEMAGREF (Ed), Montpellier (France), p. 237.
- Tran-Duy A, Schrama JW, Van Dam AA, Verreth JAJ. 2008. Effects of oxygen concentration and body weight on maximum feed intake, growth and hematological parameters of Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*, **275**(1-4): 152–162. DOI : <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.12.024>
- Yao AH, Koumi AR, Atse BC, Kouamelan EP. 2017. Etat des connaissances sur la pisciculture en Côte d'Ivoire. *Agronomie Africaine*, **29**(3): 227–244. DOI : <https://doi.org/10.4314/aga.v29i3>.
- Yapo ML, Sylla S, Edia OE, Atse BC, 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. DOI : <http://dx.doi.org/10.12692/ijb/4.10.309-321>.

Egyptian Journal of Aquatic Biology & Fisheries  
 Zoology Department, Faculty of Science,  
 Ain Shams University, Cairo, Egypt.  
 ISSN 1110 – 6131  
 Vol. 26(4): 109 – 125 (2022)  
 www.ejabf.journals.ekb.eg



## Effect of agricultural by-products used in the feeding of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) on the structure of potentially toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata in rice-fish ponds (Bonoufla, Côte d'Ivoire)

Atto Delphin Kouadio<sup>1\*</sup>, Moreto Salla<sup>2</sup>, Kouakou Séverin Attoungbré<sup>3</sup>,  
 Kouakou Séraphin Konan<sup>1</sup>, Noël Grogro<sup>2</sup>

1- Laboratory of Environmental Science and Technology, UFR Environment, University Jean Lorougnon Guédé, Côte d'Ivoire.

2- Laboratory of Agricultural Improvement and Valorization, UFR Agroforestry, University Jean Lorougnon Guédé, Côte d'Ivoire.

3- Laboratory of Biology and Tropical Ecology, Jean Lorougnon Guédé University, Côte d'Ivoire.

\*Corresponding Author: [delphinkouadio2@gmail.com](mailto:delphinkouadio2@gmail.com)

### ARTICLE INFO

#### Article History:

Received: Feb. 26, 2022

Accepted: March 27, 2022

Online: July 7, 2022

#### Keywords:

Toxic Cyanobacteria,  
 Rice-fish farming,  
 Microalgae,  
 Agricultural by-products,  
 Côte d'Ivoire

### ABSTRACT

This study aimed to evaluate the influence of agricultural by-products on the proliferation of potentially toxic microalgae in rice-fish farming. For this purpose, an experiment was carried out in rice-fish culture ponds growing *Oreochromis niloticus* with four dietary treatments: corn bran input (RSM), rice bran input (RSR), mixed by-product input (RPC) and no feed input (RC). Phytotoxic Dinoflagellata and Cyanobacteria from these ponds were collected monthly for six months. Sampling of these microalgae was done by water filtration and scraping of the algal biofilm attached to the submerged parts of the rice stems. In addition, the physico-chemical parameters of the water in these ponds were measured. The analyses recorded a total of 44 phytotoxic microalgal taxa, including 33 Cyanobacteria and 11 Dinoflagellata with eight taxa constant in the ponds. The majority of these taxa are likely to produce hepatotoxins and neurotoxins in the ponds. The absolute density of potentially toxic pelagic microalgae was significantly higher in RPC (15339 to 24450 Individuals/L) than that in RC (5586 to 13078 Individuals/L). Moreover, the density of potentially toxic microalgae epiphytic on submerged rice stems was higher in RPC (113.5 to 160.5 Individuals/cm<sup>2</sup>) than that in RC (85.5 to 115.96 Individuals/cm<sup>2</sup>). In contrast to other ponds, *Anabaena affinis*, *Microcystis aeruginosa*, *Peridinium cinctum* and *Protoperidinium* sp. were the most abundant. The use of rice bran and its combination with other agricultural by-products in rice-fish farming results in the proliferation of toxic Cyanobacteria that would be harmful to fish health.

### INTRODUCTION

Fish and rice are among the most consumed foods in West Africa (Aerni, 2001). In Côte d'Ivoire, the annual rice consumption in 2017 was 1711520 tons (ONDR, 2020). While, the annual fish consumption was 286000 tons in 2009 (MIRAH, 2014). From 2017 to 2019, the Ivorian aquaculture production reached an estimate of 4500 tons/ year (FAO, 2021a) and that of milled rice recorded an average of 1336446 tons/year (FAO, 2021b). These productions remain low to cover the enormous demands of the Ivorian population despite many years of practice and immense natural potentials (FAO, 2014; ONDR, 2020). Notably,

the fish production is influenced by several factors such as fish feed, environmental conditions and the systems practiced (Imorou Toko *et al.*, 2011, 2013). The integration of fish farming with rice cultivation (rice-fish farming) offers good symbiotic relationships to optimize the simultaneous production of rice and fish (Hem *et al.*, 2008; Avit *et al.*, 2012). Rice-fish farming is therefore an important alternative to reduce food insecurity in the underdeveloped countries (Halwart & Dam, 2010).

Due to the high cost of industrial fish feeds in Côte d'Ivoire, most rice-fish farmers massively use local feeds based on agricultural and agri-food by-products for fish feeding (Kimou *et al.*, 2016; Kamagaté *et al.*, 2020). The supply of these feeds inevitably increases the concentration of nutrients (nitrogen, inorganic carbon and phosphorus) in the farm water and promotes microalgal blooms (Butler *et al.*, 2005). This algal bloom is mostly beneficial for fish farming. Microalgae are an essential producer at the base of aquatic food webs (Ittis, 1980) and a natural food source for farmed fish and zooplankton (Ouattara *et al.*, 2001). However, the excessive development of toxic microalgae in aquaculture environments can cause environmental, social and economic damage to the aquaculturists. It is worthy to mention that, some Dinoflagellata and Cyanobacteria produce secondary metabolites or phycotoxins that are potentially harmful to fish (Merwe *et al.*, 2012; Lüring & Faassen, 2013) and indirectly to the health of consumers of these fish. Naturally, these microalgae produce phycotoxins in small amounts. However, their bloom increases the phycotoxins' concentration in water, especially during the senescence phase when they release their contents. Interestingly, fish can feed on them directly or through a prey that accumulates this toxin (Fauchot, 2006). In addition, toxic microalgae can lead to the mortality of farmed fish by the intoxication or reduction of the oxygen content of water (Briand *et al.*, 2003). The presence of toxic microalgae in aquaculture environments could therefore constitute a danger in case of massive proliferation (Merwe *et al.*, 2012).

Several algal studies have been conducted on the Ivorian fish farms (Da, 1992; Dabbadie, 1996; Bamba *et al.*, 2007; Grogga *et al.*, 2019; Kouadio *et al.*, 2020, Soro, 2020). Nevertheless, apart from the work of Kra (2016), these studies did not consider the health risks that phycotoxic microalgae would have in aquaculture environments. Moreover, knowledge on potentially toxic microalgae in rice-fish environments does not virtually exist.

Thus, this study was organized to evaluate the influence of agricultural by-products on the structure of potentially toxic Dinoflagellata and Cyanobacteria whose proliferation would be harmful to the health of *Oreochromis niloticus* in rice-fish farming.

## MATERIALS AND METHODS

### 1. Study area

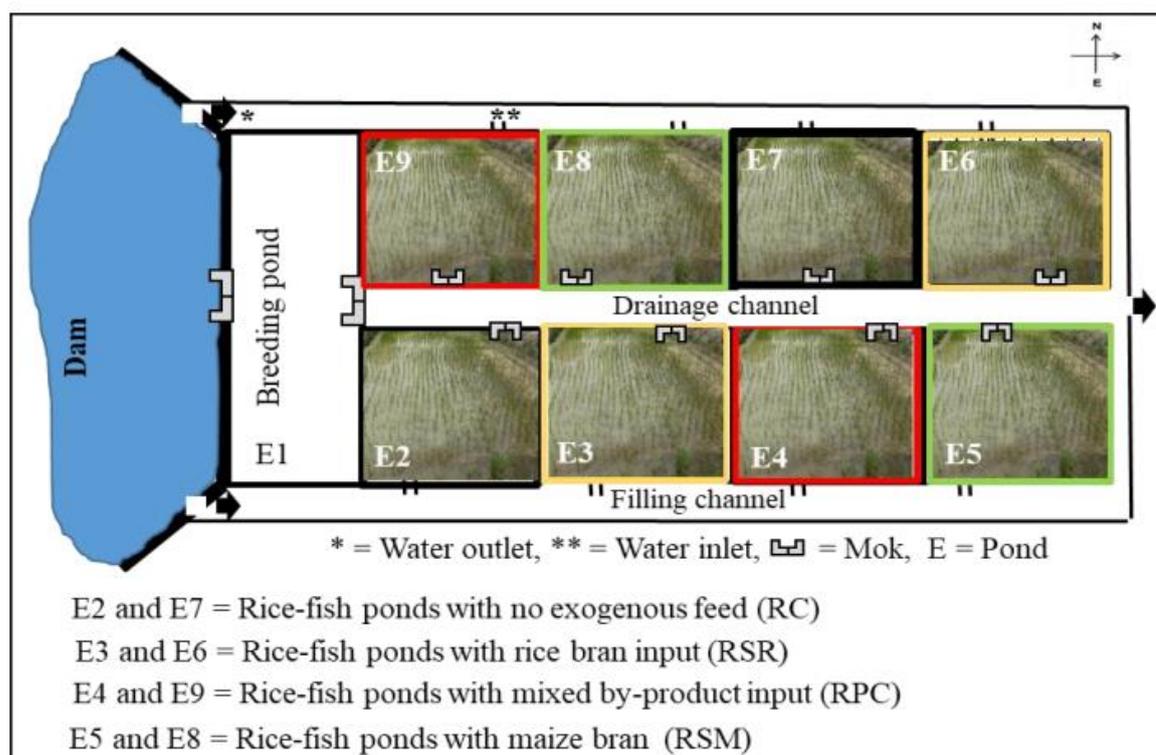
The work was carried out in the ponds of the Kouadiokro-Bonoufla fish farm (7°11'40" N and 6°31'38.5" W) located 12 km from the village of Bonoufla. Located on the Daloa-Vavoua axis, the village of Bonoufla is situated in the Vavoua Sub-prefecture and 26 km from the city of Daloa. Located in the Haut-Sassandra region, the sub-prefecture of Vavoua has a humid tropical transitional climate. The climate of this region is characterized by a dry

season from October to March and a rainy season with two maxima, one in June and the other in September (Ligban *et al.*, 2009). In 2020, the annual precipitation of this region was 1189.46 mm, and the temperature ranged from 25 to 29.1°C.

## 2. Experimental design

The Kouadiokro-Bonoufla fish farm covers an area of 3060m<sup>2</sup> and is composed of nine ponds numbered E1 to E9 (Fig. 1). The surface area of these ponds varies between 200 and 675m<sup>2</sup>. The ponds are supplied with water according to the flow direction of a dam. This dam is primarily fed by a small river in addition to runoff. The edges of the dam are dominated by the colonies of *Cyclosorus striatus*. Mud and sand are the predominant substrates in the dam and ponds.

The experimental system was set up with eight ponds (E2 to E9). These ponds were used to form a block design with two replicates and four feed treatments. Rice (*Oriza sativa*, traditional variety) with a six months crop cycle was used to cover the tilapia grow-out phase. The rice seedlings were transplanted into these ponds with a spacing of 20cm between clusters and 25 cm between lines. The ponds were rewatered two weeks after transplanting. The ponds were stocked one month after rice transplanting with juvenile male tilapia (*Oreochromis niloticus*) at a density of 1.5 fish/m<sup>2</sup>. The water level of the ponds was gradually raised according to the size of the rice until the maturity phase. The treatments carried out were: control ponds with no feed input (RC), rice-fish ponds with maize bran (RSM), rice bran (RSR) and the combination of various by-products (RPC). This combination was derived from the mixture of corn and rice bran, soybean and cottonseed cakes, palm oil, cooking salt and shell ash. Fish from RSM, RPC and RSR ponds were fed twice daily (9:00 am and 3:00 pm) with 500g of feed.



**Fig. 1.** Diagram of the experimental set-up used at the Kouadiokro-Bonoufla fish farm

### 3. Data collection

Data for this study were collected during the magnification of *Oreochromis niloticus* between May and November 2020. These data were taken monthly between 7:30am and 12:00pm. Potentially toxic microalgae were harvested using two sampling modes. The first mode is related to pelagic toxic microalgae. It consisted of sampling 45 liters of water, with a bucket along the diagonal of each rice-fish pond. These collected water quantities were filtered through a plankton net of 20 $\mu$ m mesh size. After filtration, the subsamples of the resulting water were inverted into 50ml pillboxes and fixed with 5% formalin. As for the second mode, which is related to epiphytic toxic microalgae, the submerged part of 10 rice stems from each pond was sectioned, and a 62.8 cm<sup>2</sup> area of these stems was delineated. These algal clusters attached to this surface were carefully scraped off using a small toothbrush and distilled water until there was no trace of periphyton layer visible to the naked eye (Saikia & Das, 2011). The collected clusters were placed in pillboxes and fixed with 5% formalin. These pillboxes were then shaken vigorously for the dissociation of the remaining algal aggregates.

During this same period, the physico-chemical parameters of the water were measured in each pond. Thus, the measurements of pH, dissolved oxygen, temperature, total dissolved solids (TDS), electrical conductivity (CE) and turbidity (Turb) of the water were carried out *in situ* using the probes of a multiparameter HQ40d. Water transparency was also estimated by immersing a Secchi disk connected to a graduated string. Water samples of 500ml were collected in the bottles and sent to the laboratory in a slide for the determination of nutrient salts (nitrites, nitrates and orthophosphates) according to the analytical methods of AFNOR (1994).

### 4. Data processing and diagnosis of potentially toxic taxa

The water samples were homogenized and thanks to a micropipette, a drop of the sample to be analyzed was placed on a microscopic slide then covered with a coverslip. Then, the Cyanobacteria and Dinoflagellata of this drop were observed with an OPTIKA type optical microscope according to the technique of Atanle *et al.* (2012) and then photographed. The taxonomic identification of these microalgae was performed, based on the observation of morphological characters retained in the identification keys. For this purpose, the works of Komárek and Anagnostidis (1999, 2005), Komárek and Komárková (2004) and Komárek *et al.* (2014) were used for the identification of Cyanobacteria ; while, those of Compère (1975), Ling *et al.* (1989) and David *et al.* (1996) were consulted for the Dinoflagellata.

After identification, the search for potentially toxic taxa of Cyanobacteria and Dinoflagellata was done according to the work of Sivonen & Jones (1999), Warren *et al.* (2011) and Bhat *et al.* (2006). Counting of potentially toxic microalgae was performed with an inverted OPTIKA microscope using the method of Uthermöhl (1958) modified by Laplace-Treyture *et al.* (2007). Each filament or cell colony was counted as an individual. For this purpose, the counting of individuals in the water samples was carried out on 45 randomly selected fields without repetition. In order to respect the counting fidelity of 5% at

least 400 algal objects were counted. The density of a taxon  $i$  ( $D_i$ ) was calculated according to the same standard by the following formula :

$$D_i = (X/C_i) * [(Ad)/(aV)]$$

Where:  $a = R\pi_{40x}^2$ ,  $X_i$  = Number of individuals counted for a taxon;  $a$  = area of a field observed under the microscope;  $C$  = number of fields visited at the 40x objective;  $R_{40x}$  = radius of the field at the 40x objective (0.25 mm);  $A$  = area of the sedimentation dish where cells accumulate (1320.25 mm<sup>2</sup>);  $d$  = dilution factor;  $V$  = volume of sample sedimented (5.5 mL).

The density of pelagic taxa obtained was related to the amount of water filtered and expressed in individuals/L. The density of epiphytic taxa was reduced to the surface of the scraped substrate and expressed in individuals/cm<sup>2</sup>. The relative density ( $D_r$ ) of each branch was determined from the following relationship:  $D_r = d/D_a$

Where:  $d$  = the density of taxa in phylum  $i$  and  $D_a$  = the sum of the density  $D_i$  of all potentially toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata in an environment.

From these methods, frequency of occurrence,  $\alpha$ -diversity (species richness), and cell density were selected to assess the effect of agricultural on the proliferation of potentially toxic microalgae. Thus, the frequency of occurrence ( $F$ ) of species in pond water was calculated using the equation opposite:

$$F = (N_i/N_t) \times 100,$$

where  $N_i$  = number of samples where species  $i$  appears and  $N_t$  = total number of samples of the biocenotic unit considered. According to the value of this frequency, three categories of species were defined according to the key of **Dajoz (2000)**:

- if  $F \geq 50\%$ , the species are said to be constant ;
- when  $25\% < F < 50\%$ , the species are said to be incidental ;
- and if  $F \leq 25\%$ , the species are called accidental. Of the accidental species, those with less than 5% occurrence are rare species.

Toxic properties, correlations between physicochemical parameters and abundance of dominant taxa were described.

## 5. Statistical analysis of the data

Physico-chemical parameters and algal densities were subjected at first to the Shapiro-Wilk normality and Levene homogeneity tests. The Kruskal-Wallis test and the Mann-Whitney test were then applied to data that did not follow the normal distribution (Shapiro-Wilk test,  $p > 0.05$ ). On the other hand, those that did follow the normal distribution were subjected to analyses of variances with a classification criterion (ANOVA 1) and Fisher's LSD test to compare the different means. The effect of dietary intake on these variables was considered significant at the  $\alpha = 0.05$  threshold ( $p < 0.05$ ). A Focused Principal Component Analysis (FPCA) was applied on the dominant toxic taxa and all physicochemical variables. It allows to discriminate the physico-chemical parameters that significantly influence the abundance of the main toxic taxa in the water column of the ponds. All these analyses were performed on the Rstudio interface of the R 3.6.3 software using the "ade4" and "psy" packages (**Core, 2021**).

## RESULTS

### 1. Physico-chemical parameters of rice-fish ponds water

Data on physico-chemical parameters obtained at each rice-fish pond are presented in Table (1). This table shows that with means ranging from 26.78 to 27.1°C, the water temperature of the ponds is significantly identical (ANOVA,  $p = 3.81$ ). While the values of other physico-chemical parameters obtained in ponds with no food input (RC) and those with agricultural by-product input are significantly different ( $p < 0.05$ ). The values of water transparency, dissolved oxygen and pH were higher in the control ponds (RC). While those of conductivity, turbidity, TDS, nutrient salts (nitrate, nitrite, ammonium and orthophosphate) were higher in ponds where fish were fed with the agricultural by-product mixture (RPC).

**Table 1.** Mean values  $\pm$  SD of physico-chemical parameters recorded in rice-fish ponds.

Parameters	Rice-fish ponds				<i>p</i> -value
	RC	RSR	RPC	RSM	
Transp (cm)	35.67 $\pm$ 4.67d	27.67 $\pm$ 4.66c	21.56 $\pm$ 4.06a	24.92 $\pm$ 3.58b	0.000*
Temp (°C)	26.95 $\pm$ 1.36a	27.13 $\pm$ 1.49a	26.78 $\pm$ 1.69a	27.16 $\pm$ 1.73a	0.381
OD (mg/L)	4.26 $\pm$ 0.91c	3.43 $\pm$ 1.08b	2.83 $\pm$ 0.78a	3.02 $\pm$ 0.88a	0.000*
pH	6.45 $\pm$ 0.48d	5.87 $\pm$ 0.62c	5.12 $\pm$ 0.75a	5.57 $\pm$ 0.73b	0.005*
CE ( $\mu$ S/cm)	144.80 $\pm$ 31.53a	205.99 $\pm$ 33.53c	224.33 $\pm$ 36.78d	188.60 $\pm$ 34.50b	0.000*
Turb (NTU)	151.47 $\pm$ 28.80a	220.60 $\pm$ 33.42b	232.49 $\pm$ 46.61c	200.10 $\pm$ 37.07b	0.001*
TDS (mg/L)	110.50 $\pm$ 18.69a	142.13 $\pm$ 24.82b	163.94 $\pm$ 27.12c	149.09 $\pm$ 31.21b	0.003*
Nitrites (mg/L)	0.03 $\pm$ 0.01a	0.04 $\pm$ 0.01ab	0.12 $\pm$ 0.07c	0.08 $\pm$ 0.03b	0.001*
Nitrates (mg/L)	0.44 $\pm$ 0.18a	1.01 $\pm$ 1.31b	1.76 $\pm$ 0.66c	1.39 $\pm$ 0.58bc	0.000*
Ammo (mg/L)	0.22 $\pm$ 0.08a	0.44 $\pm$ 0.38b	1.08 $\pm$ 0.45c	0.64 $\pm$ 0.57a	0.006*
Ophos (mg/L)	0.44 $\pm$ 0.19a	1.14 $\pm$ 0.35b	2.91 $\pm$ 0.85c	0.97 $\pm$ 0.20b	0.004*

Values in the same row with the same exponent are not significantly different at the  $\alpha = 0.05$  threshold; the sign (\*) indicates that differences are significant (1-factor ANOVA or Kruskal-Wallis test,  $p < 0.05$ ). RC = Without exogenous feed inputs, RSR = Rice bran inputs, RPC = Mixed by-product inputs, RSM = Corn bran inputs, Transp = Transparency, Temp = Temperature, OD = Dissolved oxygen, pH = Hydrogen potential, CE = Electrical conductivity, Turb = Turbidity, TDS = Total dissolved solids, Ophos = Orthophosphates, Ammo = Ammonium.

### 2. Structural composition of potentially toxic microalgae in rice-fish ponds

During the study period, 44 potentially toxic microalgae taxa including 33 Cyanobacteria and 11 Dinoflagellata were collected from rice-fish ponds on the farm (Table 2). Potentially toxic Cyanobacteria accounted for 75% of the species richness and are composed of 12 genera. The genera *Microcystis* (7 taxa), *Oscillatoria* (7 taxa) and *Anabaena* (6 taxa) are the most represented. While the genera *Leptolyngbya*, *Lyngbya*, *Merismopedia*, *Planktolyngbya*, *Phormidium*, *Planktothrix*, *Pseudanabaena*, *Nostoc* and *Woronichinia* are the least represented. As for potentially toxic Dinoflagellata, they constituted 25% of the richness and are composed by the genera *Peridinium* (5 taxa), *Protoperidinium* (5 taxa) and *Gymnodinium* (1 taxon). Pelagic toxic taxa are more diverse (33 taxa) than epiphytic toxic taxa (19 taxa) in all rice-fish ponds. The species richness of the different ponds is approximately the same. Eight potentially toxic taxa are constant in the ponds compared to 7 accessory taxa. Twenty-nine potentially toxic incidental taxa were identified in the ponds. According to toxic properties, 34 hepatotoxic taxa (77.27%), 27 neurotoxic taxa (61.36%) and 11 dermatotoxic taxa (25%) were identified in the ponds during this study.

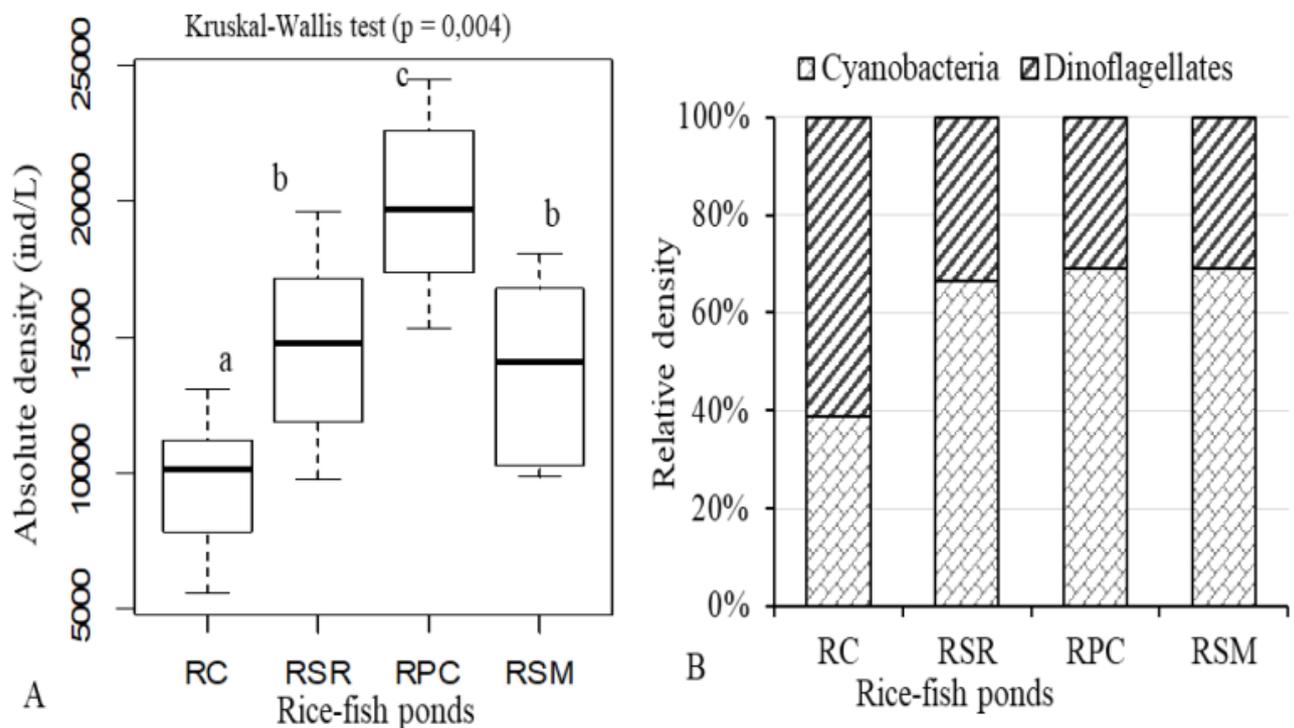
**Table 2.** Taxonomic list and occurrence of potentially toxic microalgae {according to Sivonen & Jones (1999), Warren *et al.* (2011) and Bhat *et al.* (2006)} collected from rice-fish ponds according to dietary inputs.

Potentially toxic taxa	Rice-fish ponds										F
	Toxic property	RC		RSR		RPC		RSM			
		E	P	E	P	E	P	E	P		
<b>CYANOBACTERIA (75%)</b>											
<i>Anabaena constricta</i> (Szafer) Geitler	HN	*	*								21.05
<i>Anabaena affinis</i> Lemmermann	HN	*	*	*	*	*	*	*	*	*	93.16
<i>Anabaena jeejiae</i> Komárek	HN			*		*		*			15.79
<i>Anabaena</i> sp.	HN			*	*			*			31.58
<i>Anabaena</i> sp.1	HN			*				*			5.26
<i>Anabaena</i> sp.2	HN								*		21.05
<i>Leptolyngbya angustissima</i> (West & G.S.West) Anag & Komá.	DN						*				15.78
<i>Lyngbya</i> sp.	DN						*				10.52
<i>Merismopedia punctata</i> Meyen	H					*	*				15.79
<i>Microcystis aeruginosa</i> (Kützing) Lemm.	H		*		*		*		*		84.21
<i>Microcystis flos-aquae</i> (Wittrock V.B.)	H		*			*	*				15.79
<i>Microcystis</i> sp.	H			*		*					5.26
<i>Microcystis</i> sp.1	H						*				10.53
<i>Microcystis</i> sp.2	H						*				5.26
<i>Microcystis</i> sp.3	H							*			10.52
<i>Microcystis wesenbergii</i> (Kütz.) Kütz	H		*		*						5.26
<i>Nostoc piscinale</i> Kütz. ex Bornet & Flahault	HN			*				*			5.26
<i>Oscillatoria</i> sp.	H					*		*			5.26
<i>Oscillatoria</i> sp.1	H		*				*				10.53
<i>Oscillatoria</i> sp.3	H				*		*				31.57
<i>Oscillatoria acuta</i> Bruhl. & Biswas	H	*		*		*		*			26.31
<i>Oscillatoria limosa</i> Gom.	H	*					*				5.26
<i>Oscillatoria schroederi</i> Borge	H					*					10.52
<i>Oscillatoria subbrevis</i> Schmidle	H	*	*		*	*	*	*	*		57.89
<i>Planktolyngbya contorta</i> (Lemm.) Anagn. & Komárek	HN								*		21.05
<i>Phormidium</i> sp.	N						*		*		10.53
<i>Planktothrix compressa</i> (Utermöhl) Anagn. & Komárek	DHN					*					47.37
<i>Planktothrix</i> sp.	DHN			*	*						31.58
<i>Planktothrix</i> sp.1	DHN				*						5.27
<i>Planktothrix</i> sp.2	DHN	*	*					*			31.58
<i>Pseudanabaena catenata</i> Lauterborn	N	*	*						*		5.26
<i>Pseudanabaena papillaterminata</i> (Kiselev) Kukk	N				*						5.26
<i>Woronichinia</i> sp.	H				*						10.52
<b>DINOFLAGELLATA (25%)</b>											
<i>Gymnodinium</i> sp.	N		*		*				*		47.36
<i>Peridinium cinctum</i> (O. Müller) Ehrenberg	DHN	*	*		*	*	*	*	*		73.68
<i>Peridinium</i> sp.	DHN		*		*		*				52.30
<i>Peridinium</i> sp.1	DHN						*		*		10.53
<i>Peridinium</i> sp.2	DHN								*		5.26
<i>Peridinium</i> sp.3	DHN	*		*	*			*	*		78.95
<i>Protoperidinium</i> sp.1	N	*	*	*	*	*		*	*		52.63
<i>Protoperidinium</i> sp.2	N						*				10.53
<i>Protoperidinium</i> sp.3	N		*								5.26
<i>Protoperidinium</i> sp.4	N		*								5.26
<b>Specific richness by habitat</b>	44	10	16	9	16	11	17	11	12		
<b>Species richness by pond</b>		19	20	25	22						

D = Dermatotoxic, H = Hepatotoxic, N = Neurotoxic, E = Epiphytic, P = Pelagic, \* = Presence of taxon, F = Frequency of occurrence

### 3. Variation of density of potentially toxic pelagic microalgae in rice-fish ponds

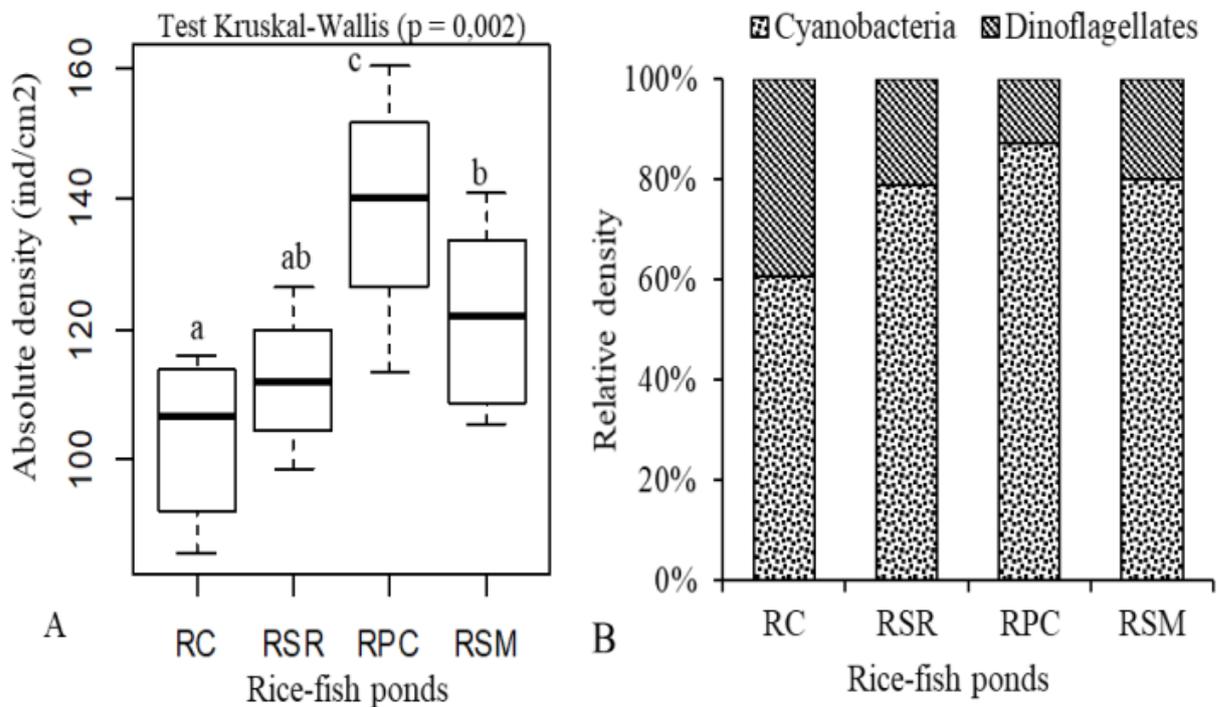
The density of potentially toxic pelagic taxa of Cyanobacteria and Dinoflagellata in the ponds are presented by Fig. (2). During the study, the density of these microalgae varied between 5586 and 24450 individuals/L (Fig. 2A). This variation was significantly different between rice-fish ponds (Kruskal-Wallis test,  $p = 0.004$ ). Potentially toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata are more concentrated in the water of rice-fish ponds where fish are fed the by-product mixture (RPC) with densities ranging from from 15339 to 24450 Individuals/L. In contrast, the densities of these algae are lower in rice-fish ponds without feeding (RC) with values fluctuating between 5586 and 13078 Individuals/L. Compared to Dinoflagellata, potentially toxic Cyanobacteria are more predominant in the water from ponds that received food inputs than from RC ponds taken as controls (Fig. 2B).



**Fig. (2).** Variation of absolute (A) and relative (B) density of potentially toxic pelagic microalgae in the rice-fish ponds subjected to feed treatments. (RC = no feed inputs, RSR = Rice bran inputs, RPC= Mixed by-product inputs, RSM = Corn bran inputs).

### 4. Density variation of potentially toxic epiphytic microalgae in rice-fish ponds

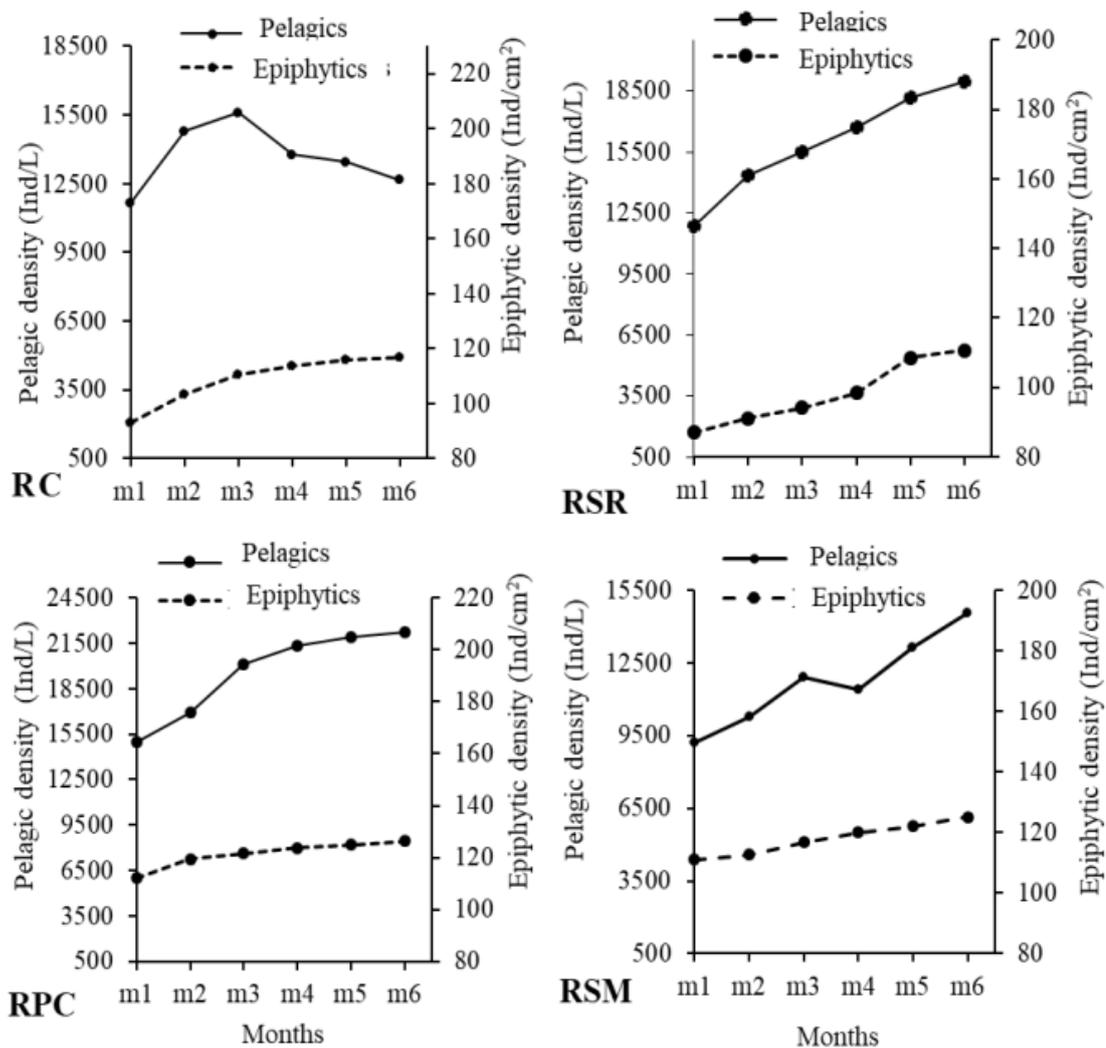
Data showed the fluctuations in density of potentially toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata attached to the submerged part of the rice stems. The total density of these toxic epiphytic microalgae fluctuated between 85.5 and 160.5 individuals/cm<sup>2</sup> during the study period (Fig. 3A). It was significantly different between ponds (Kruskal-Wallis test,  $p = 0.002$ ). Densities were highest on rice stems from RPC (113.5 - 160.5 individuals/cm<sup>2</sup>) and RSM (105.41 - 140.74 individuals/cm<sup>2</sup>) ponds, while they were low on rice stems from ponds RC (85.5 - 115.96 individuals/cm<sup>2</sup>). In all ponds, the density of potentially toxic epiphytic Cyanobacteria predominates that of potentially toxic epiphytic Dinoflagellata (Fig. 3B).



**Fig. (3).** Variation of absolute (A) and relative (B) density of potentially toxic epiphytic microalgae in the rice-fish ponds subjected to feed treatments. (RC = Rice-fish ponds without exogenous feed inputs, RSR = Rice-fish ponds with rice bran inputs, RPC = Rice-fish ponds with mixed by-product inputs, RSM = Rice-fish ponds with corn bran inputs).

### 5. Evolution of the density of potentially toxic microalgae

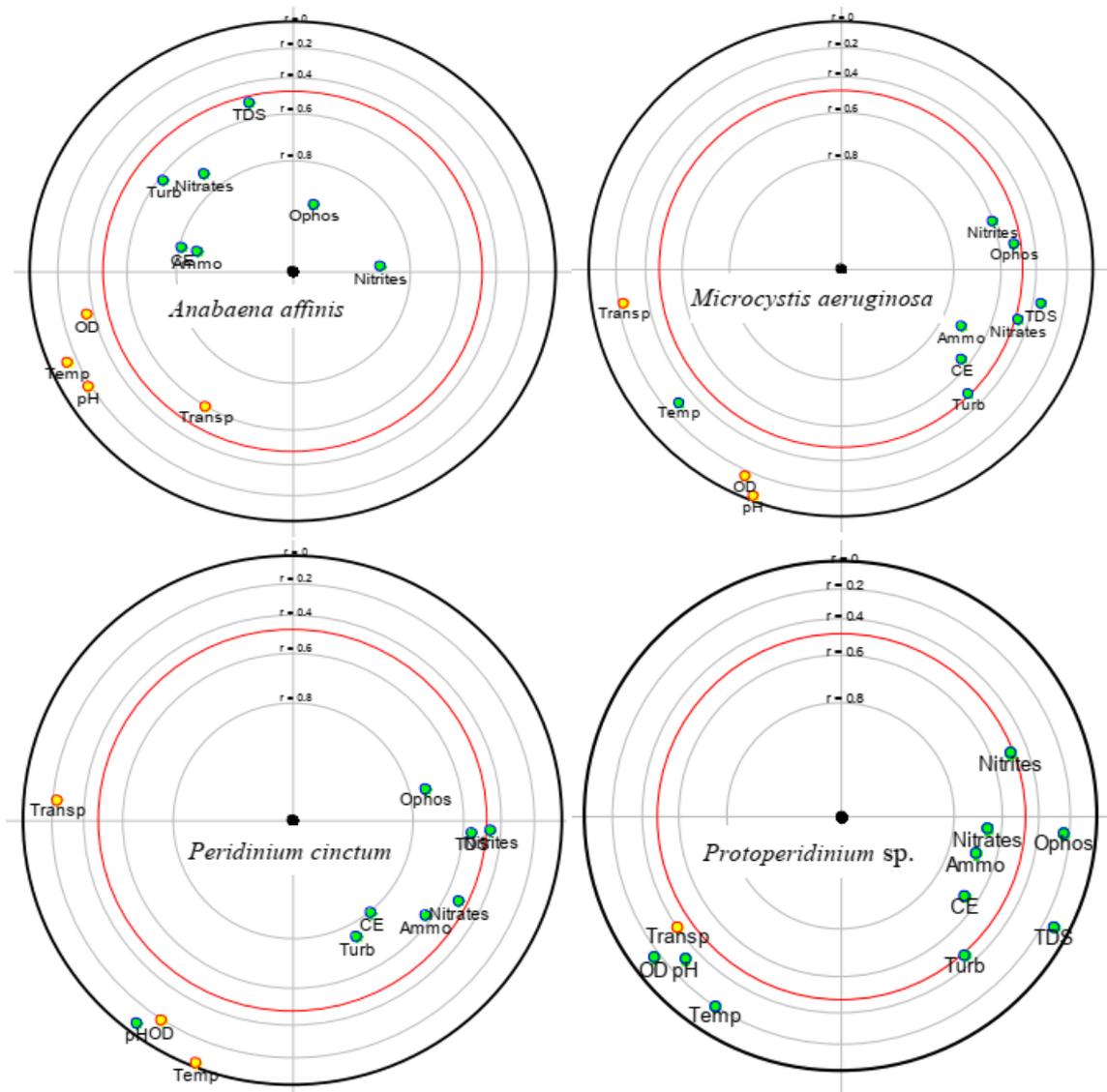
Data showed the monthly evolution of the density of potentially toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata in the rice-fish ponds. The density of potentially toxic pelagic Cyanobacteria and Dinoflagellata in the control ponds (RC) increased sharply from the first month until it reached its peak in the third month (15602.59 Individuals/L). From the third month, this density decreased continuously until the sixth month (12675.22 Individuals/L). The density of these toxic microalgae increased significantly during all six months of *Oreochromis niloticus* growth in rice-fish ponds that received rice bran (RSR) and mixed by-product inputs (RPC). At the ponds RSM, the density of potentially toxic pelagic Cyanobacteria and Dinoflagellata decreased slightly at the fourth month before reaching its maximum at the sixth month (14561.08 Individuals/L). For epiphytic toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata, their densities increased slightly in the ponds RPC and strongly in the other rice-fish ponds (Fig. 4).



**Fig. (4).** Monthly evolution of the density of the pelagic and epiphytic toxic microalgae in the rice-fish ponds. (RC = no feed inputs, RSR = Rice bran inputs, RPC = Mixed by-product inputs, RSM = Maize bran inputs, m = Month).

## 6. Correlation between physico-chemical parameters and potentially toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata in water of rice-fish pond

*Anabaena affinis*, *Microcystis aeruginosa*, *Peridinium cinctum* and *Protoperidinium* sp. with a density  $\geq 30\%$  of the total density were the most dominant species in the pond water. The Focused Principal Component Analysis (FPCA) performed between these potentially toxic species and the physicochemical parameters of the rice-fish pond water is presented by Fig. (5). It reveals that the proliferation of *A. affinis* and *M. aeruginosa* are significantly ( $p < 0.05$ ) and positively influenced by nutrient concentrations, electrical conductivity and turbidity of the pond water. The abundance of *A. affinis* was significantly and negatively correlated with water transparency in rice-fish ponds. The abundance of *Protoperidinium* sp. (Dinoflagellate) is positively correlated with ammonium, nitrate and electrical conductivity (CE) of rice-fish pond water. This correlation is significantly ( $p < 0.05$ ). As for the toxic species *Peridinium cinctum* (Dinoflagellata), its abundance is positively correlated with electrical conductivity, turbidity, total dissolved solids (TDS) and ammonium, nitrates and orthophosphates content. This correlation is significant ( $p < 0.05$ ).



**Fig. (5).** Results of Focused Principal Component Analysis based on the four most abundant toxic taxa and the physico-chemical parameters of the water in the rice-fish ponds of the Kouadiokro-Bonoufla farm between May and November 2020. (Yellow dot = environmental parameter negatively influencing taxon abundance; green dot = physico-chemical parameter positively influencing taxon abundance. Points inside the red circle represent parameters significantly correlated ( $p < 0.05$ ) to taxon abundance. Temp = Temperature, CE = Electrical conductivity, Turb = Turbidity, Transp = Transparency, OD = Dissolved oxygen, pH = Hydrogen potential, TDS = Total dissolved solids, Ophos = Orthophosphates, Ammo = Ammonium).

## DISCUSSION

A total of 44 taxa of potentially toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata were recorded in the rice-fish grow-out ponds of *Oreochromis niloticus* from Kouadiokro. This richness is much higher than that obtained by Kra (2016). This author identified 13 potentially toxic taxa in the fish ponds of the national agricultural research center of Bouaké, Côte d'Ivoire. The high number of potentially toxic taxa obtained in this study could be explained by the fact that the waters of the rice-fish ponds are stagnant, mineralized and contain rice stalks,

thus favoring the attachment of algae and biological processes such as their complete reproduction and development cycles. The species richness of the different ponds is approximately the same. This would be related to the fact that the ponds are supplied with water from the same dam. A total of 34 hepatotoxic, 27 neurotoxic and 11 dermatotoxic taxa were identified in the rearing structures. The high number of these taxa could cause health risks to the entire planktivorous communities (zooplankton, bivalves and fish) of the farm as well as to the aquaculturist. Indeed, **Paerl *et al.* (2014)** and **Amrani *et al.* (2014)** stipulate that the massive proliferation of certain genera of Cyanobacteria leads to the synthesis of secondary metabolites that are toxic for consumers ranging from zooplankton to humans through fish. The genera *Peridinium*, *Planktothrix* and *Lyngbya* produce dermatotoxins that could cause irritation to rice farmers during fishing and rice harvesting activities.

Quantitatively, the density of potentially toxic pelagic and epiphytic taxa of Cyanobacteria and Dinoflagellata was significantly higher in rice-fish ponds that received agricultural byproducts than those that received no exogenous (RC). These high densities are thought to be related to the enrichment of these ponds with nutrients through mineralization of the remaining exogenous feed not consumed by the fish as reported by **Yapo *et al.* (2014)**. In ponds that had agricultural by-product inputs, pelagic and epiphytic toxic Cyanobacteria were more dominant than Dinoflagellata. This result would be attributed to the nutritional characteristics of the agricultural by-products brought in, which would favor their proliferation more. This dominance of potentially toxic Cyanobacteria could lead to intoxications of *O. niloticus*. According to **Wiegand & Pflugmacher (2005)** and **Malbrouck & Kestemont (2006)**, the most serious incidents of toxic cyanobacteria are most often related to neurotoxins and hepatotoxins. The density of potentially toxic pelagic taxa of Cyanobacteria and Dinoflagellata decreased continuously from the third month of *O. niloticus* grow-out in the RC ponds in contrast to the other ponds. This continuous decline could be explained by the decrease of nutrient salts (phosphates, ammonium and nitrates) in these ponds, resulting in a low development of phytoplankton, in this case pelagic toxic algae that is consumed by *O. niloticus*, zooplankton and planktivorous macroinvertebrates. The significant correlations between nutrient salts and the density of the four dominant toxic taxa show that toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata use excess nutrients to proliferate by reducing the transparency and dissolved oxygen of the water in rice-fish ponds. Indeed, according to **Mélard (2006)**, the concentration of nutrient salts in the water favors the development of microalgae.

## CONCLUSION AND PERSPECTIVES

The study conducted in the ponds of the Kouadiokro-Bonoufla fish farm highlighted the composition and density evolution of potentially toxic Cyanobacteria and Dinoflagellata in response to the feeding of fish with agricultural by-products. In this study, 44 potentially toxic taxa were collected from the farm's rice-fish ponds. Hepatotoxic and neurotoxic taxa represent 77.27% and 61.36% of the taxonomic richness of these microalgae, respectively. The estimation of microalgal density highlighted the positive influence of nutrients from decomposition of agricultural by-products on the concentration of toxic Cyanobacteria and

Dinoflagellate taxa in the water column and on the submerged rice stems. The density of these microalgae was higher in rice-fish ponds where fish were fed a combination of agricultural by-products (RPC).

Mortalities of *Oreochromis niloticus* have not been observed on the Bonoufla rice-fish farm. However, the dominance of toxic Cyanobacteria and the diversity of hepatotoxic taxa in the ponds require moderate and controlled dietary inputs to avoid long-term harmful algal blooms. It would also be essential to evaluate the concentration of phycotoxins (microcystins and anatoxins) in the water of fish ponds.

## REFERENCES

- Aerni, P. (2001).** Public attitudes towards agricultural biotechnology in developing countries: A comparison between Mexico and Philippines. Cambridge, USA : Centre for international development at Harvard University. The times of India, New Delhi, 47 pp.
- AFNOR, (1994).** Qualité de l'eau (Environnement). Association Française de Normalisation 1ère Edition, Paris, 862 p.
- Amrani, A.; Nasri, H. and Azzouz, A. (2014).** Variation in Cyanobacterial Hepatotoxin (Microcystin) Content of Water Samples and Two Species of Fishes Collected from a Shallow Lake in Algeria. *Archive of Environmental Contamination and toxicology*, **66**(3): 379 – 89. <https://doi.org/10.1007/s00244-013-9993-2>
- Atanle, K.; Moctar, L.; Bawa; Kokou, K. and Gbandi, D.B. (2012).** Physicochemical characterization and phytoplankton diversity of the waters of Lake Zowla (Lake Boko), Togo. *Journal of Applied Biosciences*, **64**: 4847 – 4857.
- Avit, J.B.L.F.; Bony, K.Y.; Kouassi, N.C.; Konan, K.F.; Assemian, O. and Allouko J.R.C. (2012).** Conditions écologiques de production de fingerlings de *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) en association avec le riz WITA 12 en étang. *Journal of Applied Biosciences*, **59**: 4271 – 4285.
- Bamba, Y.; Ouattara, A. and Gourène, 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.
- Bhat, S.R.; Devi, P.; D'Sousa, L.; Verlecar, X.N. and Naik, C.G. (2006).** Harmful Algal Blooms, in: *Multiple Dimensions of Global Environmental Change*. TERI Press, India, pp. 419-431
- Butler, R.; Reedyk, S.; Murrell, S. and Mah, B. (2005).** Use of barley straw for algal control in prairie dugouts. *Agriculture and Agri-Food Canada*, ISBN 0-662-42192-2, 43 pp.
- Briand, J.F.; Jacquet, S.; Bernard, C. and Humbert, J.F. (2003).** Health hazards for terrestrial vertebrates from toxic cyanobacteria in surface water ecosystems. *Veterinary research*, **34**: 361-377.

- Compère, P. (1975).** Algues de la région du lac Tchad III. Rhodophycées, Euglénophycées, Cryptophycées, Dinophycées, Chrysophycées et Xanthophycées. Cah. O.R.S.T.O.M. Série Hydrobiologie. **IX** (3): 167 – 192.
- Core, TR. (2021).** A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0, URL <http://www.R-project.org>. Downloaded in July 2021.
- Da, K.P. (1992).** Contribution à la connaissance du phytoplancton de la mare et du complexe piscicole du Banco (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat 3<sup>ème</sup> cycle, Université Nationale d'Abidjan, (Abidjan, Côte d'Ivoire), 405 pp.
- Dabbadie, L. (1996).** Étude de la viabilité d'une pisciculture rurale à faible niveau d'intrant dans le Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire : Approche du réseau trophique. Thèse de Doctorat, Université Paris VI, (Paris, France), 208 p.
- Dajoz, R. (2000).** Précis d'écologie. 7<sup>ème</sup> édition, Dunod, Paris, 615 pp.
- David, U.; Hernández-Becerril, and Nelson, N.R. (1996).** Thecate Dinoflagellates (Dinophyceae) from Bahía Fosforescente, Puerto Rico. *Revista de Biología Tropical*, **44**(2): 465 – 475.
- FAO (2021a).** Production aquacole totale pour la République de Côte d'Ivoire. (Online) <http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso/cotedivoire/fr>. (searched on 10 July 2021).
- FAO (2021b).** Cultures et produits animaux pour la République de Côte d'Ivoire <http://www.fao.org/faostat/fr/data/QCL/> (Viewed 11 August 2021).
- Fauchot, J. (2006).** Ecologie du dinoflagellé toxique *Alexandrium tamarense* dans l'estuaire maritime du Saint-Laurent : facteurs environnementaux affectant l'initiation et le développement des efflorescences. Thèse de Doctorat, Université du Rimouski, (Québec), 164 pp.
- Groga, N.; Akedrin, T.N.; Kouadio, A.D. and Konan, K.F. (2019).** Diversité et dynamique du peuplement des Euglénophytes en pisciculture en cages flottantes du lac de Kossou (Centre de la Côte d'Ivoire). *International Journal of Development Research*, **09**(09) : 30038 – 30045.
- Halwart, M. and 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, (Italy), 199 pp.
- Hem, S.; Curtis, M.Y.; Sene, S. and Sagla C. (2008).** Pisciculture Extensive en Guinée Forestière, Modèle de développement intégré et rizipisciculture, projet 7.ACP.GUI.104-Convention CEE/IRD. 85 pp.
- Iltis, A. (1980).** Les algues. In: Durand, J.R. & Lévêque, C. (Éds). Flore et Faune aquatiques de l'Afrique Sahélo-soudanienne. Tome I. Éditions O.R.S.T.O.M. Collection Initiation Documents Techniques n° 44, Paris, pp. 9-61.

- Imorou Toko, I.; Attakpa, E.Y.; Baco, M.N. and Gouda, A.I. (2011).** Analyse des systèmes piscicoles dans la Vallée du Niger (Nord Bénin). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **5**(5): 1993 – 2003.
- Imorou Toko, I.; Bachabi, S.F-X.; Houndji, A.M.B.; Fiogbe, E.D. and Kestemont, P. (2013).** Water quality and productivity of the traditional aquaculture system (whedos) in Oueme delta (Benin). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **7**(3): 1298 – 1312. <http://dx.doi.org/10.4314/ijbcs.v7i3.35>
- Kamagaté, B.; Ouattara, N.I.; Pèlèbè, E.O.R. and Zea, B.U.C. (2020).** Practice of culture rice-fish in the lowlands of Bédiala (Côte d'Ivoire). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, **8**(5): 386 – 390.
- Kimou, N.B.; Koumi, R.A.; Koffi, M.K.; Atsé, C.B.; Ouattara, I.N. and Kouamé, P.L. (2016).** Utilisation des sous-produits agroalimentaires dans l'alimentation des poissons d'élevage en Côte d'Ivoire. *Cahier Agriculture*, **25**(2): 25006, [doi:10.1051/cagri/2016012](https://doi.org/10.1051/cagri/2016012)
- Komárek, J. and Anagnostidis, K. (1999).** Cyanoprokaryota 1. Teil : Chroococcales. In: Ettl, H.; Gärtner, G.; Heying, H. & Mollenhauer, D. (Eds.) : *Süßwasserflora von Mitteleuropa*, Vol. **19/1**, Gustav Fischer V, Jena / Stuttgart/Lübeck, 548 p.
- Komárek, J. and Anagnostidis, K. (2005).** Cyanoprokaryota 2. Teil/ 2nd Part: Oscillatoriales. In : Büdel, B., Krienitz, L., Gärtner, G. & Schagerl, M. (Eds.) : *Süßwasserflora von Mitteleuropa*, Vol. **19/2**, Elsevier/Spektrum, Heidelberg, 759 p.
- Komárek, J. and Komárková, J. (2004).** Taxonomic review of the cyanoprokaryotic genera *Planktothrix* and *Planktothricoides*. *Czech Phycology*, Olomouc, **4**: 1 – 18
- Komárek, J.; Kaštovský, J.; Mareš, J. and Johansen, J.R. (2014).** Taxonomic classification of cyanoprokaryotes (Cyanobacterial genera), using a polyphasic approach. *Preslia*, **86**: 295 – 335.
- Kouadio, A.D.; Grogga, N.; Konan, K.S.; Ndjouondo, G.P. and Salla, M. (2020).** Impact of agricultural by-products inputs to the juveniles of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) on phytoplankton diversity in rice-fish ponds (Central West, Côte d'Ivoire). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studie*, **8**(6): 162 – 171.
- Kra, Y.Q.F. (2016).** Inventaire du phytoplancton, implication trophique et risques sanitaires pour *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) en milieu d'élevage. Mémoire de Master, Option : Hydrobiologie, Université Jean Lorougnon Guédé (Daloa, Côte d'Ivoire), 64 p.
- Laplace-Treyture, C.; Barbe, J. and Dutartre, A. (2007).** Protocole standardisé d'échantillonnage, de conservation et d'observation du phytoplancton en plan d'eau. Département Milieux Aquatiques. Cemagref, 1 – 19.
- Ligban, R.; Gone, L.D.; Kamagate, B.; Saley, M.B. and Biemi, J. (2009).** Processus hydrogéochimiques et origine des sources naturelles dans le degré carré de Daloa (Centre ouest de la Côte d'Ivoire). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, **3**(1): 38-47. [doi: 10.4314/ijbcs.v3i1.42733](https://doi.org/10.4314/ijbcs.v3i1.42733)

- Ling, H.U.; Croome, R.L. and Tyler, P.A. (1989).** Freshwater Dinoflagellates of Tasmania, a survey of taxonomy and distribution, *British Phycological Journal*, **24**(2): 111 – 129. doi:10.1080/00071618900650111.
- Lüring, M. and Faassen, E.J. (2013).** Dog Poisonings Associated with a *Microcystis aeruginosa* Bloom in the Netherlands. *Toxins*, **5**: 556 – 567.
- Malbrouck, C. and Kestemont, P. (2006).** Effet of microcystins on fish. *Environmental Toxicology and Chemistry*, **25**(1): 72 – 86.
- Mélard, C. (2006).** Base biologique de l'aquaculture : note de cours à l'intention des étudiants du DES en Aquaculture, Tihange, ULG-FUNDP, Belgique, 302p.
- Merwe, V.D.D.; Sebbag, L.; Nietfeld, J.C.; Aubel, M.T.; Foss, A. and Carney, E. (2012).** Investigation of a *Microcystis aeruginosa* cyanobacterial freshwater harmful algal bloom associated with acute microcystin toxicosis in a dog. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, **24**(4): 679 – 687. doi: 10.1177/1040638712445768.
- MIRAH 'Ministère des Ressources Animale et Halieutique' (2014).** Plan stratégique pour le développement de l'élevage, la pêche et de l'aquaculture en Côte d'Ivoire (PSDEPA 2014 - 2020). Tome 1 : Diagnostic-Stratégie de Développement-Orientations., Abidjan, Côte d'Ivoire, 102 p.
- ONDR 'Office Nationale de Développement de la Riziculture' (2020).** Statistique de la Production et la consommation de riz de 2010 à 2017. Abidjan (Côte d'Ivoire). Available from: <http://www.ondr.ci/statistique>. (Last accessed 31 June 2021).
- Ouattara, A.; Podoor N. and Gourène, G. (2001).** Études préliminaires de la distribution spatiotemporelle du phytoplancton dans un système fluvio-lacustre africain (Basin Bia ; Côte d'Ivoire). *Hydroécologie Appliquée*, **13**: 113 – 132.
- Paerl, H.W.; Meeks, J.C. and Haselkorn, R. (2014).** Mitigating Harmful Cyanobacterial Blooms in a Human and Climatically Impacted World. *Life*, **4**: 988 – 1012. doi.org/10.3390/life4040988
- Saikia, S.K. and Das, D.N. (2011).** Diversity and productivity (Chlorophyll-a and Biomass) of periphyton on natural and artificial substrates from wetland ecosystem. *Journal of Wetlands Ecology*, **5**: 1 – 9.
- Sivonen, K. and Jones, G. (1999).** Cyanobacterial toxins. In : Toxic cyanobacteria in water, a guide to their public health consequences, monitoring and management. Chorus, I. & Bartram, J. (Eds.), SPON Press : 41 – 198.
- Soro, N. (2020).** Effet de l'aliment exogène d'*Oreochromis niloticus* sur la diversité et la structure des peuplements naturels des étangs piscicoles (blondey, Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Université Nangui Abrogoua, (Abidjan, Côte d'Ivoire), 197 p.
- Utermöhl, H. (1958).** Zur vervollkommung der quantitativen Phytoplankton-Methodik. *Mitteilungen der Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie*, **9**: 1 – 38.

- Warren, A.; Laurion, I. and Warwick, V. (2011).** Les Cyanobactéries nocives dans les lacs et les réservoirs : impacts sur les humains et l'environnement, 58 pp.
- Wiegand, C. and Pflugmacher, S. (2005).** Ecotoxicological effect of selected cyanobacterial secondary metabolites a short review. *Toxicology and Applied Pharmacology*, **203**: 201 – 218.
- Yapo, M.L., Sylla, S.; Edia, O.E.; Atse, B.C. and 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. <https://doi.org/10.4314/aga.v29i3>.



## International Journal of Fisheries and Aquatic Studies

E-ISSN: 2347-5129  
P-ISSN: 2394-0506  
(ICV-Poland) Impact Value: 5.62  
(GIF) Impact Factor: 0.549  
IJFAS 2020; 8(6): 162-171  
© 2020 IJFAS  
[www.fisheriesjournal.com](http://www.fisheriesjournal.com)  
Received: 22-08-2020  
Accepted: 02-10-2020

**Kouadio Atto Delphin**  
Laboratory of Environmental  
Science and Technology, UFR  
Environment, University Jean  
Lorougnon Guédé, Côte d'Ivoire

**Groga Noël**  
Laboratory of Agricultural  
Improvement and Valorization,  
UFR Agroforestry, University  
Jean Lorougnon Guédé, Côte  
d'Ivoire

**Konan Kouakou Seraphin**  
Laboratory of Environmental  
Science and Technology, UFR  
Environment, University Jean  
Lorougnon Guédé, Côte d'Ivoire

**Ndjouondo Gildas Parfait**  
Department of Biology, Higher  
Teacher Training College,  
University of Bamenda,  
Cameroun

**SALLA Moreto**  
Laboratory of Environmental  
Science and Technology, UFR  
Environment, University Jean  
Lorougnon Guédé, Côte d'Ivoire

**Corresponding Author:**  
**ouadio Atto Delphin**  
Laboratory of Environmental  
Science and Technology, UFR  
Environment, University Jean  
Lorougnon Guédé, Côte d'Ivoire

### Impact of agricultural by-products inputs to the juveniles of *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) on phytoplankton diversity in rice-fish ponds (Central West, Côte D'ivoire)

**Kouadio Atto Delphin, Groga Noël, Konan Kouakou Seraphin, Ndjouondo Gildas Parfait and Salla Moreto**

#### Abstract

The influence of agricultural by-products inputs to juveniles of *Oreochromis niloticus* on phytoplankton composition and density in rice-fish ponds was assessed from water samples collected between April 10 to July 18, 2019. The experiment was carried out in four types of rice-fish ponds, namely, ponds without exogenous food input (RC), ponds with maize bran input (RSM), ponds with rice bran input (RSR) and ponds with various agricultural by-products combined input (RPC). Phytoplankton sampling was carried out by filtering 45 litres of water using a 20 µm plankton net with a 20 µm void and environmental parameters that could influence phytoplankton blooms were determined *in situ*. A total of 194 taxa divided into five phytoplankton phyla and 51 genera were inventoried. Species richness was higher in the RSM and RPC ponds than in the others with 101 and 92 taxa, respectively. Mean phytoplankton density was significantly higher in rice-fish ponds RPC (60.6 10<sup>6</sup> Individuals/L) and RSM (55.1 10<sup>6</sup> Individuals/L) with a strong dominance of Chlorophyta and Euglenophyta. These high densities were positively correlated with high nutrient concentrations.

**Keywords:** Agricultural by-products, phytoplankton, rice-fish farming, Côte d'Ivoire

#### 1. Introduction

In Côte d'Ivoire, the aquaculture production estimated at about 1105 tons in 2000 [1], is far from satisfying the national demand for fishery resources. In order to make up for this deficit, the country is trying as best it can to succeed in tilapia culture by developing its many bodies of water and combining fish farming with rice cultivation [2]. The integration of pond fish farming into rice production systems, which is emerging worldwide as one of the alternative solutions to reduce food insecurity in rural areas [4, 5], is very recent in Côte d'Ivoire [3]. However, the cost of fish feed associated with the complexity of rice-fish ponds remains a major constraint to the emergence of this practice in Côte d'Ivoire. To cope with this constraint, most pond fish producers, especially those in the Central-Western region of Côte d'Ivoire, use various types of feed formulated from agro-industrial by-products in an uncontrolled manner [6, 7]. However, in aquaculture, the supply of feed to fish is the main source of proliferation and change in the diversity of algae, particularly phytoplankton [8]. Phytoplankton is the starting point of the food chain and thus a determining element in the functioning of the farming structures [8, 9]. It is the natural food for zooplankton and certain species of farmed fish [10, 11]. However, an excessive and uncontrolled proliferation of phytoplankton is worrying [12, 13] and leads to nocturnal deoxygenation of ponds with biological consequences [14]. As a result, several algal studies have been carried out in Côte d'Ivoire in fish ponds [15, 16, 17, 18, 19]. But to date, work on phytoplankton in rice-fish farming environments is rare and limited to their occurrence [20, 21].

The objective of this study is therefore to estimate the effect of exogenous inputs based on cereal by-products on phytoplankton diversity in rice-fish farming environments.

## 2. Materials and methods

### 2.1 Study area and experimental design

Located in the department of Vavoua (Central-Western Ivory Coast) between 7°10 and 7°12 North latitude and between 6°30 and 6°40 West longitude, the Kouadiokro-Bonoufla fish farming station enjoys a Guinean-type climate. Rainfall in this zone is between 1200 and 1600 mm per year, with a maximum from June to July and a minimum from December to March [22]. The annual temperature in the department of Vavoua varies between 19 and 33°C [23].

This fish farm consists of nine ponds located downstream of a

dam (Figure 1). The rice-fish ponds (E2 to E9) used for this study range in size from 200 to 360 m<sup>2</sup>. The experimental set-up consisted of two completely randomized blocks with two replicates. Rice seedlings were transplanted at 25 cm spacing and the stocking density of *Oreochromis niloticus* fry was 20 fish /m<sup>2</sup>. The food provided to the fish in these replicates was corn bran, rice bran and a combination of several agricultural by-products. The latter combined food consisted of rice bran, corn bran, palm oil, cooking salts, shell ash, cottonseed cake and soybean meal.

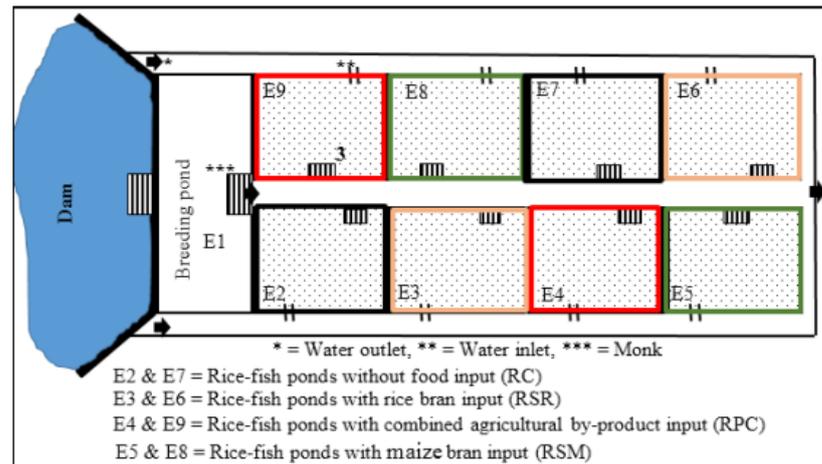


Fig 1: Diagram of the experimental device used for this study at the Kouadiokro-Bonoufla fish farm (Vavoua, Central-West, Côte d'Ivoire)

### 2.2 Data collection

Data for this study were collected in rainy seasons between April 10 and July 18, 2019 during the juvenile phase of fish (*O. niloticus*). The water samples were taken in three campaigns (start-pre-fattening, mid-fattening and finepre-fattening) between 7 h 30 min and 9 h00 min along the diagonal of each rice-fish pond. Thus, during each campaign, 45 L water samples were taken and filtered using a 20 µm plankton net. After filtration, the water sub-samples were collected in the 50 mL pill boxes and immediately fixed with formaldehyde at a 5% concentration. During these campaigns, the transparency was measured at midday by vertical immersion of a Secchi disc, the values of pH, dissolved oxygen, temperature, dissolved solid content and conductivity of the water in the rice-fish ponds were measured *in situ* with a multiparameter HQ40d. One liter (1 L) of water from these ponds was also collected and sent to the Laboratory for the determination of nutrient salts ( $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{NH}_4^+$  and  $\text{PO}_4^{3-}$ ).

### 2.3 Phytoplankton stand analysis

The algal cells were observed with the OPTIKA photomicroscope according to the technique of Atanle *et al.* [24] and photographed. The identification of the taxa photographed was carried out by combining several works [25, 26, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 33]. Cell enumeration was carried out using an inverted microscope of the OPTIKA type by the Utermöhl method [34] and standard NF EN 15204 [35]. To evaluate the effect of agricultural by-products on phytoplankton population, algal density and indices such as species richness [36], frequency of occurrence [37], Shannon's diversity [38], Pielou's equitability [39] and Jaccard's similarity [40] indices were used.

### 2.4 Statistical analysis of data

The values of most of the parameters measured in this study were averaged for each type of pond. To evaluate the significant effect of the different inputs, some data were subjected to analyses of variance (ANOVA1 factor at 5% threshold) and others to Kruskal-Wallis or Tukey tests using the "ade4" package in R 2.8 software [41]. A canonical analysis of ReDondances (RDA) was performed using the "vegan" package of R 2.8 [41] to highlight the correlation between dominant taxa and environmental variables.

## 3. Results

### 3.1 Physico-chemical parameters of pond water

With the exception of dissolved oxygen content and pH, the values of the different parameters recorded were higher in the rice-fish ponds where combined agricultural byproducts (RPC) were added than in the other ponds (Table 1). Temperature values measured in the different ponds were significantly identical (ANOVA, Tukey's test,  $p > 0.05$ ) and ranged from  $26.32 \pm 1.45$  (RSM) to  $26.81 \pm 1.18$  °C (RPC), while values for dissolved oxygen, pH, dissolved solids content, conductivity, turbidity and transparency were significantly different between ponds (ANOVA, Tukey's test,  $p < 0.05$ ). The concentrations of the nutrient compounds ( $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{NH}_4^+$  and  $\text{PO}_4^{3-}$ ) differ significantly from pond to pond (Kruskal-Wallis test,  $p < 0.05$ ). The  $\text{NO}_3^-$  and  $\text{NH}_4^+$  levels were highest in rice-fish ponds with combined by-product input (RPC) and rice bran inputs (RSR), while the lowest concentrations were obtained in rice-fish ponds without food input (RC). At the  $\text{PO}_4^{3-}$  level, the highest concentration ( $0.52 \pm 0.28$  mg/L) was also noted in rice-fish ponds with combined by-product input (RPC), while the lowest level ( $0.26 \pm 0.15$  mg/L) was recorded in rice-fish ponds (RC).

**Table 1:** Average values of physical water parameters of rice-fish ponds

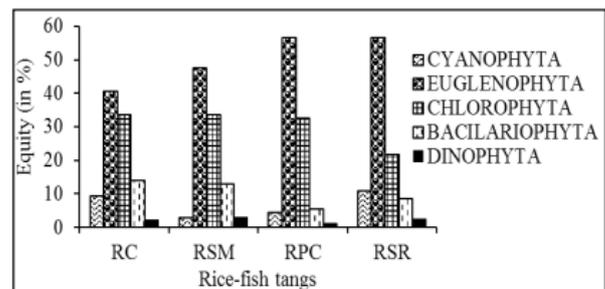
	Rice-fish Ponds				p-value
	RC	RSR	RPC	RSM	
Temp (°C)	26.41 ± 1.09 <sup>a</sup>	26.73 ± 1.34 <sup>a</sup>	26.81 ± 1.18 <sup>a</sup>	26.32 ± 1.45 <sup>a</sup>	0.44
DO (mg/L)	3.79 ± 0.55 <sup>c</sup>	3.40 ± 0.50 <sup>b</sup>	2.06 ± 0.34 <sup>a</sup>	2.28 ± 0.46 <sup>a</sup>	0.00
pH	6.25 ± 0.35 <sup>c</sup>	5.53 ± 0.48 <sup>b</sup>	5.10 ± 0.54 <sup>a</sup>	5.28 ± 0.43 <sup>ab</sup>	0.00
Cond (µS/cm)	149.54 ± 29.94 <sup>a</sup>	198.98 ± 29.94 <sup>ab</sup>	216.04 ± 70.88 <sup>bc</sup>	177.91 ± 41.72 <sup>c</sup>	0.00
Turb (NTU)	157.51 ± 20.8 <sup>b</sup>	226.16 ± 22.44 <sup>a</sup>	242.92 ± 64.31 <sup>a</sup>	193.06 ± 37.34 <sup>c</sup>	0.00
TDS (mg/L)	92.70 ± 15.63 <sup>b</sup>	133.76 ± 27.74 <sup>a</sup>	162.44 ± 25.17 <sup>c</sup>	133.83 ± 24.93 <sup>a</sup>	0.00
Transp (cm)	32.01 ± 5.22 <sup>b</sup>	36.03 ± 10.47 <sup>b</sup>	23.43 ± 4.63 <sup>a</sup>	26.96 ± 3.46 <sup>a</sup>	0.00
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg/L)	0.24 ± 0.25 <sup>b</sup>	0.74 ± 0.17 <sup>a</sup>	1.01 ± 0.34 <sup>c</sup>	0.58 ± 0.19 <sup>a</sup>	0.00
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/L)	0.32 ± 0.18 <sup>a</sup>	0.51 ± 0.18 <sup>bc</sup>	0.58 ± 0.28 <sup>c</sup>	0.39 ± 0.19 <sup>ab</sup>	0.00
PO <sub>4</sub> <sup>3-</sup> (mg/L)	0.26 ± 0.15 <sup>a</sup>	0.33 ± 0.23 <sup>a</sup>	0.52 ± 0.28 <sup>b</sup>	0.37 ± 0.22 <sup>ab</sup>	0.00

**Legend:** Temp : temperature; DO : dissolved oxygen, Ph : hydrogen potential, TDS : dissolved solids content, Cond : conductivity, Turb : turbidity, Transp : transparency. The values of the lines with different alphabetical exponents (a, b and c) are significantly different (ANOVA,  $p < 0,05$ ).

**3.2 Effect of agricultural by-products on phytoplankton composition**

A total of 194 taxa divided into five phyla and 51 genera were collected (Table 2). These phyla are Cyanophyta with 14 taxa (7.21%) and 10 genera, Euglenophyta with 83 taxa (44.33%) and six genera, Chlorophyta with 68 taxa (35.05%) and 18 genera, Bacillariophyta with 23 taxa (11.86%) and 15 genera and Dinophyta with 3 taxa (1.55%) and 2 genera. The species richness of the rice-fish ponds RSM and RPC is higher with 101 and 92 taxa respectively than that of the rice-fish ponds RSR (83 taxa) and RC (86 taxa). Euglenophyta taxa are more represented in all ponds and with a high proportion in the rice-fish ponds RSR (56.63%) and RC (56.52%) (Figure 2). Dinophyta are less present with proportions of 2.32% (RC), 2.97% (RSM), 1.08% (RPC) and 1.40% (RSR). In these ponds, 56 constant taxa were recorded against 15 accessory taxa and 123 accidental taxa. The high phytoplankton diversity was noted in the rice-fish ponds RC ( $H' = 3.44 ± 0.62$  bit/cells) compared to the other rice-fish ponds (Table 3). The equitability index was also higher in the rice-fish pond RC (Table 3). However, there was no significant difference

(Kruskal-Wallis test,  $p > 0.05$ ) between the Shannon diversity and Pielou equitability values obtained in the different ponds. Jaccard's similarity index values are low and vary between 0.28 and 0.40 between all rice-fish ponds (Table 4). These ponds compared are therefore different on the basis of occurrence of phytoplankton species. However, the lower values of the similarity index between ponds RC and RPC and RSM ponds (0.28) show a high heterogeneity between these ponds.



**Fig 2 :** Proportional representation of the different algae phyla according to rice-fish ponds. **Legend:** RC = Rice-fish pond without food input, RSR = Rice-fish pond with rice bran input, RPC= Rice-fish pond with combined by-products input, RSM = Rice-fish pond with maize bran input.

**Table 2:** Taxonomic list of phytoplankton inventoried at the Kouadiokro-Bonoufla fish farming station (Vavoua, Central-West - Côte d'Ivoire). Acro = acronym, F = frequency of occurrence, \*\*\* = constant taxon; \*\* = accessory taxon; \* = accidental taxon, + = presence of the taxon.

Taxa	Rice-fish ponds					
	Acro	F	RC	RSM	RPC	RSR
<b>Cyanophyta (7.21%)</b>						
<i>Chroococcus limneticus</i> Lemmermann	Chli	*				+
<i>Chroococcus minutus</i> (Kützing) Nägeli	Chmi	*	+			
<i>Aphanocapsa roseana</i> De Bary	Apro	***	+			+
<i>Aphanocapsa</i> sp.	Apsp	***			+	+
<i>Merismopedia punctata</i> Meyen	Mepu	***	+			+
<i>Merismopedia</i> sp.	Mesp.	*	+			+
<i>Microcystis aeruginosa</i> (Kützing) Kützin	Miae	***	+	+	+	+
<i>Microcystis</i> sp.	Misp.	***	+			+
<i>Nostoc entophytum</i> Born. et Flah.	Noen	*	+			
<i>Oscillatoria</i> sp.	Ossp.	***	+			+
<i>Phormidium</i> sp.	Phsp.	*			+	
<i>Planktothrix</i> sp.	Plsp.	*		+		
<i>Pseudanabaena</i> sp.	Pssp.	***		+	+	
<i>Spirulina princeps</i> W. & G.S. West	Sppr	*				+
<b>Euglenophyta (44.33%)</b>						
<i>Euglena dicentra</i> Skuja.	Eudi	**			+	+
<i>Euglena ehrenbergii</i> G.A. Krebs	Eueh	*	+	+	+	+
<i>Euglena ehrenbergii</i> var. <i>baculifera</i> (Thompson) Gojdics	Eueb	*	+			+
<i>Euglena hemichromata</i> Skuja	Euhe	**			+	
<i>Euglena gracilis</i> (Klebs)	Eugr	**	+		+	

<i>Euglena limnophila</i> Lemm.	Euli	*			+	
<i>Euglena obtusa</i> Schmitz	Euob	*				+
<i>Euglena polymorpha</i> Dangeard	Eupo	**		+	+	+
<i>Euglena proxima</i> Dang. (Lemm.)	Eupr	***		+	+	+
<i>Euglena rostrifera</i> L.P. Johnson	Euro	*		+		
<i>Euglena sanguinea</i> Ehrenberg	Eusg	*			+	+
<i>Euglena satelles</i> Braslavskaja Spektorov	Eusa	***	+	+	+	+
<i>Euglena</i> sp.1	Esp.1	*	+	+		
<i>Euglena</i> sp.2	Esp.2	*				+
<i>Euglena</i> sp.3	Esp.3	**	+	+		+
<i>Euglena</i> sp.4	Esp.4	*		+		
<i>Euglena</i> sp.5	Esp.5	*				+
<i>Euglena</i> sp.6	Esp.6	*			+	
<i>Euglena splendens</i> Dangeard	Eusp	*		+	+	
<i>Euglena tuberculata</i> Svirenko	Eutu	*			+	+
<i>Euglena viridis</i> (Müller) Ehrenberg	Euvi	*	+			+
<i>Lepocinclis acus</i> (Müller) Marin & Melkonian	Leac	***	+	+	+	+
<i>Lepocinclis fusiformis</i> (Carter) Lemm.	Lefu	***	+	+	+	+
<i>Lepocinclis ovum</i> (Ehrenberg) Lemm.	Leov	***	+	+	+	+
<i>Lepocinclis oxyuris</i> fo. <i>charkowiensis</i> Hüber-Pestalozzi	Leox	*		+	+	+
<i>Lepocinclis oxyuris</i> Marin et Melk. var. <i>oxyuris</i>	Leoo	*			+	
<i>Lepocinclis playfairiana</i> Deflandre	Lepl	***			+	+
<i>Lepocinclis salina</i> Fritsch	Lesa	***	+	+	+	+
<i>Lepocinclis</i> sp.1	Lsp.1	*		+	+	
<i>Lepocinclis</i> sp.2	Lsp.2	*		+		
<i>Lepocinclis</i> sp.3	Lsp.3	*	+			+
<i>Lepocinclis</i> sp.4	Lsp.4	*		+	+	
<i>Lepocinclis spirogyra</i> (Ehrenb.) Marin & Melk. var. <i>spirogyra</i>	Lspi	*			+	
<i>Lepocinclis spirogyroides</i> Marin et Melk.	Lesp	*			+	+

Table 2: continued

Taxa	Rice-fish ponds					
	Acro	F	RC	RSM	RPC	RSR
<b>Euglenophyta</b>						
<i>Lepocinclis texta</i> (Dujardin) Lemm.	Lete	***	+	+	+	+
<i>Lepocinclis turbiniformis</i> Defl.	Letu	***		+	+	+
<i>Menoidium</i> sp.	Mesp.	*	+			
<i>Phacus angulatus</i> Pochmann	Phan	*		+		
<i>Phacus brevicaudatus</i> (Klebs) Lemm.	Phbr	*			+	
<i>Phacus caudatus</i> Hübner	Phca	***		+	+	+
<i>Phacus helicoides</i> Pochm.	Phhe	***			+	+
<i>Phacus inconspicuus</i> Defl.	Phin	**		+	+	
<i>Phacus lefevrei</i> Bourrelly	Phle	***		+	+	
<i>Phacus longicauda</i> (Ehren.) Duja.	Phlo	***	+	+	+	+
<i>Phacus longicauda</i> (Ehren.) Duja. var. <i>longicauda</i>	Phll	***	+	+	+	+
<i>Phacus longicauda</i> var. <i>attenuatus</i> (Pochmann) Huber-Pest.	Phla	*			+	
<i>Phacus longicauda</i> var. <i>insecta</i> Koczwara.	Phli	***	+	+	+	+
<i>Phacus longicauda</i> var. <i>rotunda</i> (Pochm.) Huber-Pest.	Phlr	***	+	+	+	+
<i>Phacus longicauda</i> var. <i>tortus</i> (Pochm.)	Phlt	*		+		
<i>Phacus onyx</i> Pochm.	Phon	*			+	+
<i>Phacus orbicularis</i> Hübner	Phor	***	+	+	+	+
<i>Phacus platalea</i> Drezepolski	Ppla	***	+	+	+	+
<i>Phacus pleuronectes</i> (Müll.) Duja.	Phpl	***	+		+	+
<i>Phacus pleuronectes</i> (O.F.Müll.) var. <i>triquetra</i> Klebs	Phpt	*		+		
<i>Phacus ranula</i> Pochm.	Phra	*		+		
<i>Phacus sesquitorus</i> Pochm.	Phse	*			+	
<i>Phacus</i> sp.1	Phsp.1	*				+
<i>Phacus</i> sp.2	Phsp.2	*		+		
<i>Phacus swirenkoi</i> Skvortzov	Phsw	***			+	+
<i>Phacus tortus</i> (Lemm.) Skvortzov	Phto	***		+	+	+
<i>Phacus triqueter</i> (Ehren.) Dujardin	Phtr	*	+		+	
<i>Phacus undulatus</i> (Skvortzov) Pochm.	Phun	***	+		+	+
<i>Strombomonas fluviatilis</i> (Lemm.) Defl.	Strf	***	+	+	+	+
<i>Strombomonas schauinslandii</i> (Lemm.) Defl.	Strs	*		+		
<i>Strombomonas</i> sp.	Strp.	*		+		
<i>Strombomonas</i> sp.1	Stsp.1	*		+		
<i>Strombomonas verrucosa</i> (Daday) Defl.	Stve	*	+			
<i>Trachelomonas abrupta</i> Svirenko	Trab	**	+		+	

<i>Trachelomonas bacillifera</i> Playf.	Trba	*				+
<i>Trachelomonas curta</i> Da Cunha	Trcu	***		+	+	+
<i>Trachelomonas duplex</i> (Defl.) Couté & Tell	Trdu	*				+
<i>Trachelomonas hispida</i> (Perty) Stein emend. Defl.	Trhi	***	+	+		
<i>Trachelomonas hispida</i> var. <i>coronata</i> Lemm.	Trhc	*				+
<i>Trachelomonas lefevrei</i> Defl.	Trle	***	+	+	+	+
<i>Trachelomonas mirabilis</i> Defl.	Trmi	*				+
<i>Trachelomonas pisciformis</i> var. <i>bicoronata</i> Couté & Iltis	Trpi	*				+
<i>Trachelomonas raciborskii</i> Wolozzynska	Trra	*		+		
<i>Trachelomonas scabra</i> Playf.	Trsc	*	+	+		
<i>Trachelomonas</i> sp.1	Trsp.1	***	+	+	+	
<i>Trachelomonas</i> sp.2	Trsp.2	***	+	+	+	
<i>Trachelomonas</i> sp.3	Trsp.3	*			+	+
<i>Trachelomonas</i> sp.4	Trsp.4	*	+			
<i>Trachelomonas volvocina</i> Ehrenb.	Trvo	***	+	+	+	+
<i>Trachelomonas volvocina</i> var. <i>derephora</i> Conrad & Van Meel	Tvod	*		+		
<i>Trachelomonas volvocinopsis</i> Svirenko	Tvos	***	+	+		+

Table 2: continued

Taxa	Rice-fish ponds					
	Acro	F	RC	RSM	RPC	RSR
<b>Chlorophyta (35.05%)</b>						
<i>Actinastrum gracillimum</i> G.M. Sm.	Acgr	*		+		
<i>Actinastrum</i> sp.	Acsp	***	+	+	+	
<i>Actinastrum</i> sp.1	Acsp.1	*			+	
<i>Actinotaenium diplosporium</i> Lundell	Acdi	*	+			
<i>Ankistrodesmus</i> sp.	Ansp.	***	+		+	
<i>Closterium cynthia</i> De Notaris	Clcy	**	+			+
<i>Closterium gracile</i> Brébisson ex Ralfs	Clgr	*				+
<i>Closterium jenneri</i> Ralfs	Clje	*	+			
<i>Closterium lineatum</i> Ehrenb. ex. Ralfs	Clli	***	+	+	+	+
<i>Closterium littorale</i> F. Gay	Clit	*		+		
<i>Closterium moniliferum</i> Ralfs	Clmo	*		+		
<i>Closterium parvulum</i> Nägeli	Clpa	*	+			
<i>Closterium praelongum</i> Bréb.	Clpr	*		+		
<i>Closterium</i> sp.	Clsp.	*		+		
<i>Closterium</i> sp.1	Clsp.1	*	+	+		
<i>Closterium</i> sp.2	Clsp.2	*		+		+
<i>Closterium</i> sp.3	Clsp.3	*	+			
<i>Closterium</i> sp.4	Clsp.4	*			+	
<i>Closterium strigosum</i> Bréb.	Clst	*		+		
<i>Coelastrum cambricum</i> W. Archer	Ceca	***	+	+	+	+
<i>Coelastrum</i> sp.	Cesp.	*			+	
<i>Coelastrum reticulatum</i> (Dang.)	Cere	*	+			
<i>Cosmarium binum</i> Nordstedt	Cosb	***	+	+	+	+
<i>Cosmarium galeritum</i> Nordst. var. <i>subtumidum</i> Borge	Cosg	*	+			
<i>Cosmarium subauriculatum</i> West & G.S. West	Cosu	**	+	+		
<i>Cosmarium</i> sp.	Coss.	*		+		
<i>Dictyosphaerium</i> sp.	Disp.	**	+		+	
<i>Euastrum elegans</i> (Turpin.) Ralfs	Euel	*			+	
<i>Euastrum pseudopectinatum</i> Schmidt	Eups	*	+			
<i>Kirchneriella lunaris</i> (Kirchner) Moebius var. <i>irregularis</i> G.M	Kilu.	*	+			
<i>Oedogonium</i> sp.	Oesp.	*	+			
<i>Pandorina</i> sp.	Pasp.	*				+
<i>Pediastrum biradiatum</i> Meyen	Pebi	*		+		
<i>Pediastrum boryanum</i> (Turpin) Meneghini	Pebo	*		+		
<i>Pediastrum duplex</i> Meyen var. <i>duplex</i> Meyen	Pedd	***	+	+	+	+
<i>Pediastrum duplex</i> Raciborski	Pedu	***		+	+	+
<i>Pediastrum duplex</i> var. <i>gracillimum</i> W. West & G.S. West	Pedg	***	+	+	+	+
<i>Pediastrum duplex</i> var. <i>rugulosum</i> Racib.	Pedr	*			+	
<i>Pediastrum duplex</i> var. <i>subgranulatum</i> Racib.	Peds	*		+		
<i>Pseudostaurastrum</i> sp.	Pseu.	*			+	
<i>Scenedesmus carinatus</i> (Lemm. E.) Chodat R.	Scca	*			+	
<i>Scenedesmus acuminatus</i> (Lagerheim) Chodat	Scac	*		+		
<i>Scenedesmus acutiformis</i> Schröder	Scact	*			+	
<i>Scenedesmus bernardii</i> G.M. Smith	Scbe	***		+	+	+
<i>Scenedesmus communis</i> Hegewald	Scco	*			+	
<i>Scenedesmus disciformis</i> (Chodat) Fott & Komárek	Sedi	*	+			

<i>Scenedesmus ecornis</i> (Ehrenb.)	Scec	*			+	
<i>Scenedesmus naegeli</i> Brébisson	Scna	***	+		+	+
<i>Scenedesmus opoliensis</i> P.G. Richter	Scop	***	+	+	+	+
<i>Scenedesmus opoliensis</i> var. <i>mononenensis</i> Chodat	Scom	***		+	+	+

Table 2: continued

Taxa	Rice-fish ponds					
	Acro	F	RC	RSM	RPC	RSR
<b>Chlorophyta</b>						
<i>Scenedesmus protuberans</i> Fritsch & Rich.	Scpr	**	+		+	+
<i>Scenedesmus quadricauda</i> Chodat	Scqc	*			+	
<i>Scenedesmus quadricauda</i> var. <i>longispina</i> (Chodat) G.M.S	Scql	***	+	+		+
<i>Scenedesmus javanensis</i> Chodat	Scja	***		+		+
<i>Scenedesmus quadricauda</i> var. <i>quadrispina</i> (Turpin) Bréb.	Scqs	*	+			
<i>Scenedesmus</i> sp.	Scsp	*	+			
<i>Scenedesmus tropicus</i> Crow	Sctr	*			+	
<i>Spirogyra</i> sp.	Spsp	*		+		
<i>Staurastrum brachioprominens</i> var. <i>archerianum</i> Bohlin	Stab	*	+			
<i>Staurastrum volans</i> West & G.S. Wes	Svol	*		+		
<i>Staurastrum setigerum</i> Cleve	Sset	**		+		
<i>Staurodesmus brevispina</i> (Ralfs) Croasdale	Sbre	**	+		+	
<i>Staurodesmus</i> sp.	Stasp	*			+	
<i>Tetraedron incus</i> (Teiling) G.M. Smith	Tein	*		+		
<i>Tetraedron trilobulatum</i> (Reinsch) Hansgirg	Tetr	***		+	+	+
<i>Tetraedron</i> sp.	Tesp	*		+		
<i>Tetraedron arthrodesmiforme</i> West fo. <i>typicum</i> Wolosz.	Tear	*		+		
<i>Tetraedron trigonum</i> (Nägeli) Hansg.	Tetr	**		+	+	
<b>Bacillariophyta (11.86%)</b>						
<i>Amphora</i> sp.	Amsp	*	+			
<i>Cyclotella litoralis</i> Lange & Syvertsen	Cyli	*		+		
<i>Cymbella dadwinensis</i> Foged	Cyda	**			+	+
<i>Epithemia</i> sp.	Epsp	*				+
<i>Frustulia</i> sp.	Frsp	*		+		
<i>Gomphonema gracile</i> Ehrenb.	Gogl	*	+			
<i>Gonatozygon pilosum</i> Wolle	Gopi	*	+			
<i>Hantzschia sigma</i> Hustedt	Hasi	*		+		
<i>Orthostichae</i> sp.	Orsp	*		+		
<i>Pinnularia acrosphaeria</i> W.Sm.	Piac	***	+	+		+
<i>Pinnularia gibba</i> Ehrenb.	Pigi	*				+
<i>Pinnularia legumen</i> Ehrenb.	Pile	*	+			
<i>Pinnularia interrupta</i> W. Sm.	Piin	**	+	+		
<i>Pinnularia major</i> (Kützing) Rabenhorst	Pima	**	+		+	
<i>Pinnularia</i> sp.	Pisp	***	+	+	+	+
<i>Pinnularia</i> sp.1	Pisp.1	*		+	+	
<i>Pinnularia</i> sp.2	Pisp.2	*	+	+		+
<i>Pinnularia viridis</i> (Nitzsch) Ehrenb.	Pivi	*	+			
<i>Rhoicosphenia</i> sp.	Rhsp	*		+		
<i>Stephanodiscus astraea</i> (Ehrenberg) Grunow	Stas	*	+	+		
<i>Surirella tenera</i> Gregory	Sute	***	+	+	+	
<i>Thalassiosira</i> sp.	Thsp	*		+		
<i>Ulnaria ulna</i> (Nitzsch) Comp.	Ulul	*				+
<b>Dinophyta (1.55%)</b>						
<i>Peridinium cinctum</i> (O. Müller) Ehrenb.	Pecin	***	+	+	+	+
<i>Peridinium</i> sp.	Pesp	*	+	+		
<i>Proto-peridinium</i> sp.	Prsp	*		+		+
Specific richness			194	86	101	92
				86	101	92

Table 3 : Average values of Shannon's index and Piélou's equitability in the different rice-fish ponds.

	Rice-fish ponds				
	RC	RSM	RPC	RSR	p-value
Shannon's index (bit/cells)	3.44 ± 0.62 <sup>a</sup>	3.47 ± 0.66 <sup>a</sup>	3.23 ± 1.08 <sup>a</sup>	3.38 ± 0.71 <sup>a</sup>	0.98
Piélou's equitability index	0.88 ± 0.05 <sup>a</sup>	0.78 ± 0.07 <sup>a</sup>	0.77 ± 0.02 <sup>a</sup>	0.80 ± 0.04 <sup>a</sup>	0.53

Legend: RC = rice-fish pond without food input, RSR = rice fish pond with rice bran input, RPC = rice fish pond with combined by-product input, RSM = rice fish pond with maize bran input. The same alphabetic exponent (a) indicate a no significant difference between the values at 5% significance level based Kruskal-Wallis test,  $p > 0.05$ .

**Table 4 :** Similarity between the different rice-fish pond.

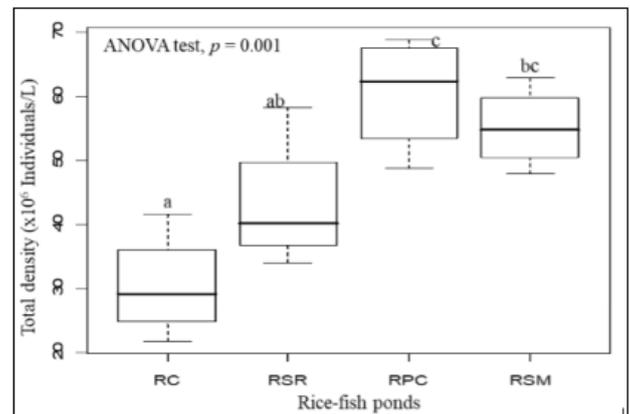
Jaccard's similarity index				
RC	--			
RSR	0.33	--		
RPC	0.28	0.4	--	
RSM	0.28	0.3	0.32	--
	RC	RSR	RPC	RSM

**Legend:** RC = rice-fish pond without food input, RSR = rice-fish pond with rice bran input, RPC = rice-fish pond with combined by-product input, RSM = rice-fish pond with maize bran input.

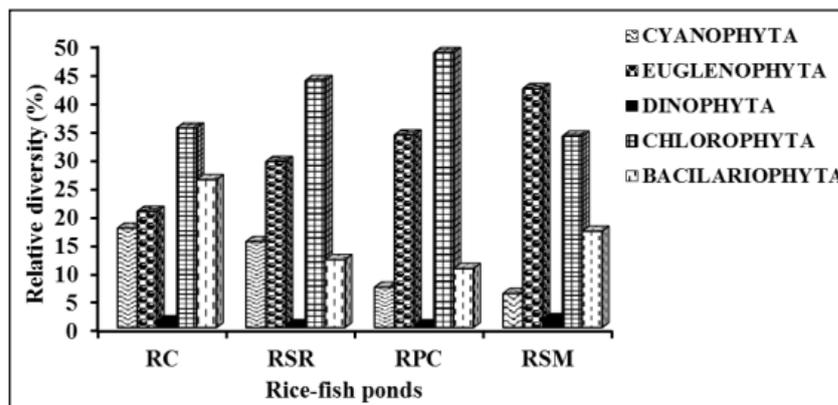
**3.3 Effect of agricultural by-products on phytoplankton density**

Overall phytoplankton density ranged from 21.88x10<sup>6</sup> to 68.82x10<sup>6</sup> Individuals/L (Figure 3). The minimum densities were obtained in rice-fish ponds without exogenous food (RC) with an average of 30.5x10<sup>6</sup> Individuals/L while they were higher in rice-fish ponds that received combined by-products (RPC) and those that received maize bran (RSM) with an average of 60.6x10<sup>6</sup> and 55.1x10<sup>6</sup> Individuals/L, respectively. The ANOVA test indicates a significant difference (*p* < 0.05) between the phytoplankton densities recorded in the different rice-fish ponds. The relative density of the different phytoplankton phyla collected shows a small proportion of the Dinophyta density in all rice-fish ponds (Figure 4). However, the algal density recorded in the rice-fish ponds RC is dominated by Chlorophyta (35.04%) and Bacilariophyta (25.96%) while the algal density obtained in

the other rice-fish ponds is dominated by Chlorophyta and Euglenophyta with a strong preponderance in the rice-fish pond RC.



**Fig 3:** Total phytoplankton density in the different ponds. **Legend:** RC = rice-fish pond without food input, RSR = rice-fish pond with rice bran input, RPC = rice-fish pond with combined by-products input, RSM = rice-fish pond with maize bran input. The different letters (a, b and c) on the moustache boxes indicate a significant difference at 5% significance level based on one way ANOVA followed by Tukey's test.



**Fig 4:** Proportion of phytoplankton phyla in rice-fish ponds. **Legend:** RC = rice-fish pond without food input, RSR = rice-fish pond with rice bran input, RPC = rice-fish pond with combined by-products input, RSM = rice-fish pond with maize bran input.

**3.4 Determining the distribution of phytoplankton in individual ponds**

Based on the density of the 197 taxa harvested, 33 species with densities greater than or equal to 2.50% of the absolute density were selected and cross-referenced with environmental variables. Axis 1 and 2 of the canonical Redundancy Analysis (RDA) absorbed 77.5% of the variance (Figure 5). The first axis, which accumulates 44.30% of the total variance, is positively correlated with dissolved solids (TDS), conductivity (COND), turbidity (TURB) and nutrient compounds (PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>, NO<sub>3</sub><sup>-</sup> and NH<sub>4</sub><sup>+</sup>). This axis opposes on the one hand the high level of nutrient compounds to high pH values and on the other hand the high values of TDS and COND to those of dissolved oxygen (DO) and transparency (TRANS). The proliferation of *Microcystis aeruginosa* (Miae), *Pimularia major* (Pima), Euglenophyta such as *Phacus longicauda* var. *insecta* (Phli), *P. caudatus* (Phca), *P.*

*longicauda* (Phlo), *P. helicoides* (Phhe), *Lepocinlis texta* (Lete), *L. oxyuris* var. *oxyuris* (Leoo) and *Trachelomonas lefevrei* (Trle) and Chlorophyta such as *Pediastrum duplex* (Pedu), *Scenedesmus naegeli* (Scna) and *Cosmarium binum* (Cosb) is strongly influenced in the rice-fice pond RPC by the high concentrations of nutrient compounds and the values of turbidity, conductivity and TDS.

In addition, pH and dissolved oxygen were the variables that influenced the distribution of *Euglena satelles* (Eusa), *Trachelomonas volvocinopsis* (Trvs), *Dictyosphaerium* sp. (Disp), *Scenedesmus disciformis* (Scdi) and *Chroococcus minutus* (Chmi) in rice-fice pond RC. The second axis which expressed 33.20% of the total variance is positively correlated by *Euglena ehrenbergii* (Eueh), *Closterium lineatum* (Clli) and *Pediastrum duplex* var. *gracilimum* (Pdgr). Following this axis these last species characterize the rice-fice pond RSR.



Chlorophyta and Euglenophyta were recorded in rice-fish ponds that received exogenous food (RSM, RPC and RSR). These high densities are believed to be due to the effect of fortification of these ponds with nutrient salts through the daily distribution of rice bran and several ingredients of the combined feed that increase the organic matter content in these ponds. Thus, the high density in the RPC ponds coincides with the high  $\text{NO}_3^-$  ( $1.01 \pm 0.34$  mg/l) and  $\text{PO}_4^{3-}$  ( $0.52 \pm 0.28$  mg/l) values. However, the decomposition of this organic matter provides a large amount of nutrients that can be assimilated by the microalgae, especially phosphorus and nitrogen, and promotes their growth [49]. These results agree with the conclusions of Rahman *et al.* [45] and those of Da [15] according to which Euglenophyta and Chlorophyta are very abundant in environments rich in organic and inorganic matter. The distribution of the dominant Euglenophyta and Chlorophyta in the experimental farm is strongly related to turbidity and conductivity, nutrient concentrations and water pH. This relationship is supported by Munawar [50]. According to this author, the concentration of nutrient salts and oxygen in the water affects the growth and photosynthetic activity of phytoplankton. Thus, the high concentrations of nutrient compounds ( $\text{PO}_4^{3-}$ ,  $\text{NO}_3^-$  and  $\text{NH}_4^+$ ) and the low pH and dissolved oxygen values obtained in the rice-fish ponds RPC justify the high density of Euglenophyta and Chlorophyta in this pond.

### 5. Conclusion

The data obtained showed that phytoplankton diversity and density were higher in rice-fish ponds where agricultural by-products were distributed to juveniles of *O. niloticus* with a dominance of Euglenophyta and Chlorophyta. Taking into account the high density of these branches for a sustainable and less expensive rice-fish culture requires a control of the frequency of feed intake based on agricultural by-products. Further work with a sampling frequency of several days during the complete rearing cycle of fish *O. niloticus* (from rearing to grow-out) during the climatic seasons could allow more accurate conclusions on the influence of agricultural by-products on change in phytoplankton population and environmental conditions in rice-fish farming environments.

### 6. Références

1. FAO. Vue générale du secteur aquacole en Côte d'Ivoire. Département des pêches et de l'aquaculture. Food and agriculture organisation of the United Nations. <http://www.fao.org>. Decembre 2019.
2. MIPARH (Ministère de la production animale et des ressources halieutiques-Côte d'Ivoire). Atelier régional de lancement du projet de développement durable des ressources génétiques du Tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) dans le bassin de la volta. Projet Tilapia-Volta GCP/RAF/417/SPA, rapport final 2009, 13 p.
3. Kaudjhis JPA. Crise agricole et reconversion des bas-fonds par la riziculture dans le centre-ouest de la côte d'Ivoire : enjeux de l'implication des femmes. Revue de Géographie Tropicale et d'Environnement 2008;2:20-36.
4. Hem S, Curtis MY, Sene S, Sagla C. Pisciculture Extensive en Guinée Forestière, Modèle de développement intégré et rizipisciculture, projet 7.ACP.GUI.104- Convention CEE/IRD 2008, 85p.
5. Halwart M, Dam AA. Integration of irrigation and aquaculture in West Africa: concepts, practices and future prospects. FAO, Rome, Italy 2010, 199 p.
6. Kimou NB, Koumi RA, Koffi MK, Atsé CB, Ouattara IN, Kouamé PL, *et al.* Utilisation des sous-produits agroalimentaires dans l'alimentation des poissons d'élevage en Côte d'Ivoire. Cahier Agriculture 2016;25:25006.
7. Yao AH, Koumi AR, Atse BC, Kouamelan EP. State of knowledge on fish farming in Ivory Coast. African Agronomy 2017;29(3):227-244.
8. Blé MC, Arfi R, Yeboua AF, Diopoh KJ. Qualité nutritive de l'alimentation naturelle du tilapia *Oreochromis niloticus* en élevage extensif dans des étangs de barrage (Côte d'Ivoire). Bulletin Français de Pêche et de Pisciculture 2007;385:01-16.
9. Ouattara A. Premières données systématiques et écologiques du phytoplancton du lac d'Ayamé (Côte-d'Ivoire). Thèse de Doctorat, Faculté Wetenschappen, Instituut voor Plantkunde, Katholieke Universiteit Leuven, Belgique 2000, 207p.
10. Ouattara A, Podoor N, Gourène G. Études préliminaires de la distribution spatiotemporelle du phytoplancton dans un système fluvio-lacustre africain (Bassin de Bia ; Côte d'Ivoire). Hydroécologie Appliquée 2001;13:113-132.
11. Niamien-Ebrottié JE, Konan KF, Edia OE, Ouattara A, Gourène G. Composition and spatio-seasonal variation of the algal population of coastal rivers in South-East Ivory Coast. Journal of Applied Biosciences 2013;66:5147-5161.
12. Merwe VDD, Sebbag L, Niefeld JC, Aubel MT, Foss A, Carney E, *et al.* Investigation of a *Microcystis aeruginosa* cyanobacterial freshwater harmful algal bloom associated with acute microcystin toxicosis in a dog. Journal of Veterinary Diagnostic Investigation 2012;24(4):679-687.
13. Rahman MM, Ghosh JK, Islam MS. Relationships of euglenophytes bloom to environmental factors in the fish ponds at Rajshahi, Bangladesh. Journal of Agriculture and Veterinary Sciences 2014;7:2319-2372.
14. Lazzaro X, Lacroix G. Impact des poissons sur les communautés aquatiques, In Limnologie générale, Pourriot R. et Meybeck M. Eds, Masson, Paris 1995; pp 648-686.
15. Da KP. Contribution à la connaissance du phytoplancton de la mare et du complexe piscicole du Banco (Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat 3ème cycle, Université Nationale d'Abidjan, Côte d'Ivoire 1992, 405 p.
16. Dabbadie L. Étude de la viabilité d'une pisciculture rurale à faible niveau d'intrant dans le Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire: Approche du réseau trophique. Thèse de Doctorat, Université de Paris VI, France 1996, 208 p.
17. Kouassi BAT. Les Algues des bassins piscicoles du Lycée Moderne et de la source de la rivière Mansan d'Adzopé (Côte d'Ivoire). Mémoire de DEA. Laboratoire de botanique, Université de Cocody, Abidjan 2004, 49 p.
18. Bamba Y. Production en étang du tilapia *Oreochromis niloticus* (LINNE, 1758) nourrit avec des sous-produits agricoles sans adjonction de la farine de poisson. Thèse de Doctorat, Université d'Abobo-Adjamé (Abidjan, Côte d'Ivoire) 2007, 155 p.
19. Kra YQF. Inventaire du phytoplancton, implication trophique et risques sanitaires pour *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) en milieu d'élevage. Mémoire de Master, UFR Agroforesterie, Université Jean Lorougnon Guédé (Daloa, Côte d'Ivoire) 2016, 64 p.
20. Avit JBLF, Bony KY, Kouassi NC, Konan KF, Assémian O, Allouko JRC. Conditions écologiques de production

- de fingerlings de *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) en association avec le riz WITA 12 en étang. *Journal of Applied Biosciences* 2012;59:4271-4285.
21. Bony KY, Avit J-BLF, Kouassi NC, Konan KF, Kouadio KC, Yté W, *et al.* Environmental parameters for the production of juveniles African bonytongue, *Heterotis niloticus* (Cuvier, 1829) in rice-fish pond. *European Journal of Zoological Research* 2015;4(1):12-18.
  22. Koffie-bikpo CY, Kra KS. La région du Haut-Sassandra dans la distribution des produits vivriers agricoles en Côte d'Ivoire. *Revue de géographie tropicale et d'environnement* 2013;2:9 p.
  23. SODEXAM (Société d'exploitation et de développement aéroportuaire, aéronautique et météorologique). *Bulletin agrométéorologique décadaire*. Direction de météorologie nationale, Abidjan 2009, 10 p.
  24. Atanle K, Moctar L, Bawa, Kokou K, Gbandi DB. Physicochemical characterization and phytoplankton diversity of the waters of Lake Zowla (Lake Boko), Togo. *Journal of Applied Biosciences* 2012;64:4847-4857.
  25. Kim JT, Boo SM, Zakrys B. Floristic and Taxonomic Accounts of the Genus *Euglena* (Euglenophyceae) from Korean Fresh Waters. *Algae* 1998;13(2):173-797.
  26. Kim JT, Boo SM, Zakrys B. Contribution to the knowledge of the genus *Phacus* Dujardin 1841 (Euglenophyceae) in Korea. *Nova Hedwigia* 2000;71:37-67.
  27. Bourrelly P. Les Algues d'eau douce: Initiation à la Systématique. Volume III: Les Algues Bleues et Rouges. Éditions N. Boubée et Cie, Paris, France 1970, 512 p.
  28. Compère P. Algues de la région du lac Tchad. IV- Diatomophycées. *Cahier O.R.S.T.O.M., série Hydrobiologie* 1975;9(4):203-290.
  29. Anagnostidis K, Komárek J. Cyanoprokaryota Part / 2nd part: Oscillatoriales. In: Büdel B., Gärtner G., Krienitz L. & Schagerl M. (eds.): *Freshwater Flora of Central Europe* 19/2, Elsevier, Heidelberg 2005, 759 p.
  30. Anagnostidis K, Komárek J. Cyanoprokaryota.1 Part: Chroococcales. In: Ettl H., Gärtner G., Heynig H. & Mollenhauer D. (eds.): *Freshwater Flora of Central Europe* 19/1. Gustav Fischer, Jena 1999, 548 p.
  31. Krammer K, Lange-Bertalot H. Bacillariophyceae. 3. Teil: Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae. In: *Subwasserflora von Mitteleuropa* 2/2. Gustav Fisher Verlag 1991, 576 p.
  32. Lavoie I, Hamilton P, Campeau S, Grenier M, Dillon PJ. *Diatom Identification Guide for Rivers of Eastern Canada*. Presse of Québec University 2006, 241 p.
  33. Guiry MD, Guiry GM. *AlgaeBase*. Worldwide electronic publication, National University of Ireland, Galway. <http://www.algaebase.org>; searched on 26 August 2020.
  34. Utermöhl H. To perfect the quantitative phytoplankton methodology. *Mitteilungen International Association for Theoretical and Applied Limnology* 1958;9:1-38.
  35. Laplace-Treytore C, Barbe J, Dutartre A. Standardized protocol for sampling, conservation and observation of phytoplankton in water bodies. *Department of Aquatic Environments*. Cemagref 2007, 1-19.
  36. Aliaume C, Lasserre G, Louis M. Organisation spatiale des peuplements ichtyologiques des herbiers à *Thalassia* du Grand Cul-de-sac marin in Guadeloupe. *Revue Hydrobiologie Tropicale* 1990;23:231-250.
  37. Dajoz R. *Précis d'écologie*. Seventh edition. Dunod, Paris 2000, 615 p.
  38. Shannon CE, Weaver W. *The mathematical theory of communication*. Urbana University Press, Illinois 1963, 127 p.
  39. Pielou EC. The measurement of diversity in different types of biological collections. *Journal of Theoretical Biology* 1966;13:131-144.
  40. Jaccard P. New research on floral distribution. *Bulletin of the Vaudoise Society of Natural Sciences* 1908;44:223-270.
  41. Core TR. *A language and environment for statistical computing*. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. ISBN 3-900051-07-0, URL <http://www.R-project.org>. avril 2020.
  42. Kim JT, Boo SM. Morphology, population size, and environmental factors of two morphotypes in *Euglena geniculata* (Euglenophyceae) in Korea. *Archiv für Hydrobiologie, Supplement* 1998;126:27-36.
  43. Reynolds CS, Reynolds SN, Munawar IF, Munawar M. The regulation of phytoplankton population dynamics in the world's largest lakes. *Aquatic Ecosystem Health and Management* 2000;3:1-21.
  44. Thomas CS. "Protist phylogeny and the high-level classification of Protozoa", *Europ. J. Protistol* 2003;39:338-348.
  45. Rahman MS, Shahjahan M, Haque MM, Khan S. Control of euglenophyte bloom and fish production enhancement using duckweed and lime. *Iranian Journal of Fisheries Sciences* 2012;11(3):602-617.
  46. Frontier S. *Stratégies d'Échantillonnage en Écologie*. Éditions Masson, Paris, France 1983, 494 p.
  47. Adon MP, Niamien-ebrotte JE, Konan KF, Azah CN, Ouattara A, Gourène G, *et al.* Qualité des eaux du Bandama-blanc (Côte d'Ivoire) et de ses affluents soumis à de fortes activités anthropiques à partir de la microflore algale. *Agronomie Africaine* 2017;29(2):159-175.
  48. De Bello F, Lepš J, Sebastià M-T. Grazing effects on the species-area relationship : Variation along a climatic gradient in NE Spain. *Journal of Vegetation Science* 2007;(1):18:25-34.
  49. Reynolds CS. What factors influence the species composition of phytoplankton in lakes of different trophic status. *Hydrobiologia* 1998;11(26):369-370.
  50. Munawar M. Ecological studies of Eugleninae in certain polluted and unpolluted environments. *Hydrobiologia* 1972;39(3):307-320.

## RESUME

L'objectif de l'étude est de comprendre l'influence des sous-produits agricoles sur la qualité de l'eau et le fonctionnement écologique des microalgues dans les systèmes de rizipisciculture en vue d'optimiser durablement la gestion de la productivité de ces systèmes. Pour ce faire, des expériences ont été réalisées entre avril 2019 et novembre 2020 à l'aide d'un dispositif randomisé de Fisher à trois répétitions au cours du pré-grossissement et du grossissement de *O. niloticus*. Ce dispositif est constitué d'étangs portant des plants de riz et des poissons avec apport de son de maïs (RSM), de son de riz (RSR) ou de mélange de sous-produits agricoles (RPC) comparés aux étangs rizipiscicoles sans aliments exogènes (RC) et à un barrage. Les paramètres physico-chimiques de ces étangs ont été échantillonnés pour évaluer l'influence des apports alimentaires sur leurs variations, la pollution organique et l'aptitude de l'eau à la pisciculture. Les microalgues pélagiques et épiphytiques ont été collectées. La composition taxonomique de ces microalgues, les taxons producteurs de toxines, les groupes fonctionnels, les indices de diversité, la densité algale et le déterminisme de leur dynamique dans les étangs rizipiscicoles ont été analysés. Il ressort que l'usage des sous-produits agricoles dans la production rizipiscicole a augmenté fortement le niveau de pollution organique de l'eau des structures d'élevage. Mais, cette pratique a gardé une bonne aptitude de l'eau à l'aquaculture en général. Globalement, 341 taxons de microalgues composés de 156 Chlorophyta, 72 Euglenophyta, 51 Cyanobacteria, 43 Bacillariophyta, 10 Dinophyta, 5 Chrysophyta, 3 Xanthophyta et un Rhodophyta ont été inventoriés. La richesse spécifique de ces microalgues a été presque identique dans les étangs traités. Les taxons pélagiques ont été plus nombreux que les taxons épiphytiques. Quarante-deux taxons potentiellement toxiques ont été identifiés. Ces taxons sont majoritairement hépatotoxiques et neurotoxiques. *Microcystis aeruginosa* et *Peridinium bipes* ont été constamment observées à chaque phase d'élevage de *O. niloticus*. Les densités des microalgues ont été significativement plus élevées dans la colonne d'eau et sur les parties submergées de tiges de riz des étangs RPC par rapport aux autres structures d'élevage. Les Chlorophyta et les Euglenophyta pélagiques ont été les plus abondants dans la colonne d'eau de tous les étangs rizipiscicoles, alors que les Chlorophyta et les Bacillariophyta ont été plus dominants sur les parties submergées des tiges de riz de tous les étangs. L'apport des sous-produits agricoles n'a pas affecté significativement la variation de la richesse raréfiée et des indices de diversité des microalgues pélagiques, alors que son effet a été significatif pour des microalgues épiphytiques. Les principaux taxons pélagiques ont été rassemblés en 08 groupes fonctionnels et les plus représentatifs sont les groupes J et W2. L'abondance de ces groupes a augmenté avec l'apport de sous-produits agricoles durant chaque phase d'élevage de *O. niloticus*. La densité des taxons potentiellement toxiques a évolué en fonction du type de sous-produits apporté aux poissons durant leur cycle d'élevage. Les sels nutritifs, le pH, l'oxygène dissous, la demande biologique en oxygène, les solides totaux dissous ont été les variables les plus déterminantes de la prolifération des microalgues pélagiques et épiphytiques dans les étangs rizipiscicoles.

**Mots clés :** phytoplancton, épiphyton, phycotoxine, pollution organique, rizipisciculture, sous-produit agricole

## ABSTRACT

This study aims to understand the influence of agricultural by-products on water quality and the ecological functioning of microalgae in rice-fish farming systems, with a view to sustainably optimising productivity management in these systems. To accomplish this, experiments were conducted between April 2019 and November 2020 using a randomized three-replicate Fisher design during the pre-pregnancy and growth periods of *O. niloticus*. This system is composed of ponds stocked with rice plants and fish fed with corn bran (RSM), rice bran (RSR) or a mixture of agricultural by-products (RPC), compared with rice-fish ponds without exogenous feed (RC) and a dam. The Ponds' physico-chemical parameters were sampled to assess the influence of food inputs on their variations, organic pollution and the water's suitability for fish farming. Pelagic and epiphytic microalgae were collected. The taxonomic composition of these microalgae, toxin-producing taxa, functional groups, diversity indices, algal density and the determinism of their dynamics in rice-fish ponds were analyzed. It was shown that the use of agricultural by-products in rice-fish production has greatly increased the level of organic pollution of the water in the farming structures. But this practice has maintained the water's suitability for aquaculture in general. In all, 341 microalgal taxa were inventoried, composed of 156 Chlorophyta, 72 Euglenophyta, 51 Cyanobacteria, 43 Bacillariophyta, 10 Dinophyta, 5 Chrysophyta, 3 Xanthophyta and one Rhodophyta. The species richness of these microalgae was almost identical in the treated ponds. Pelagic taxa were more numerous than those attached to the submerged parts of the rice stems. Forty-two potentially toxic taxa were identified. These taxa were predominantly hepatotoxic and neurotoxic. *Microcystis aeruginosa* and *Peridinium bipes* were constantly observed during each farming phase of *O. niloticus*. Microalgal densities were significantly higher in the water column and on the submerged parts of rice stems in RPC ponds than in other rearing structures. Pelagic Chlorophyta and Euglenophyta were most abundant in the water column of all rice-fish ponds, while Chlorophyta and Bacillariophyta were most dominant on the submerged parts of the rice stems of all ponds. Agricultural by-product input did not significantly affect variation in rarefied richness and diversity indices of pelagic microalgae, whereas its effect was significant for epiphytic microalgae. The main pelagic taxa were grouped into 08 functional groups, the most representative being J and W2. Abundance of these groups increased with the addition of agricultural by-products during each rearing phase of *O. niloticus*. The density of potentially toxic taxa evolved according to the type of by-products fed to the fish during their rearing cycle. Nutrient salts, pH, dissolved oxygen, biological oxygen demand and total dissolved solids were the most important variables determining the proliferation of pelagic and epiphytic microalgae in rice-fish ponds.

**Key words:** phytoplankton, epiphyton, phycotoxin, organic pollution, rice-fish culture, agricultural by-product