



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 : 138

CANDIDAT

Nom : N'DO

Prénoms : Bi Boly Valérie

THESE

**Pour l'obtention du grade de Docteur de
l'Université Jean Lorougnon GUEDE**

Mention : Ecologie, Biodiversité et Evolution

Spécialité : Hydrobiologie

**Diversité des organismes
zooplanctoniques et leur impact
sur la production piscicole à Daloa
(Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire)**

JURY

Président : M. DONGUI Bini Kouamé, Professeur Titulaire,
Université Jean Lorougnon GUEDE ; Daloa.

Directeur : M. BONY Kotchi Yves, Professeur Titulaire,
Université Jean Lorougnon GUEDE ; Daloa.

Rapporteur : M. ETILE Raphaël N'Doua, Maître de Conférences,
Université Félix Houphouët BOIGNY ; Abidjan.

Examineurs : M. KOUASSI N'Gouan Cyrille, Directeur de Recherche,
Centre National de Recherche Agronomique, Bouaké.

Mme ADON Marie-Paulette, Maître de Conférences,
Université Jean Lorougnon GUEDE ; Daloa.

**Soutenue publiquement
le 15 avril 2025**

TABLE DES MATIERES

DEDICACES	x
REMERCIEMENTS	xi
LISTE DES SIGLES, ABREVIATIONS ET ACRONYMES	xiv
LISTE DES TABLEAUX	xv
LISTE DES FIGURES	xvi
LISTE DES ANNEXES	xxii
INTRODUCTION	1
CHAPITRE I : GENERALITES	6
1-1. VILLE DE DALOA.....	7
1-1-1. Situation géographique	7
1-1-2. Aspects socio-économiques.....	7
1-1-3. Données climatiques.....	9
1-1-4. Géologie et reliefs.....	10
1-1-5. Sols et végétation.....	10
1-1-6. Hydrographie	10
1-2. ZOOPLANCTON	12
1-2-1. Subdivision	12
1-2-1-1. Rotifera.....	12
1-2-1-1-1. Caractéristiques morphologiques.....	12
1-2-1-1-2. Habitats	13
1-2-1-1-3. Reproduction.....	14
1-2-1-1-4. Diversité taxonomique	15
1-2-1-1-5. Alimentation	15
1-2-1-1-6. Eléments d'écologie.....	16
1-2-1-2. Copepoda.....	17
1-2-1-2-1. Caractéristiques morphologiques.....	17
1-2-1-2-2. Habitats	18
1-2-1-2-3. Reproduction.....	18
1-2-1-2-4. Diversité taxonomique	20
1-2-1-2-5. Alimentation	20
1-2-1-2-6. Eléments d'écologie.....	21
1-2-1-3. Cladocera.....	22

1-2-1-3-1. Caractéristiques morphologiques	22
1-2-1-3-2. Habitats	24
1-2-1-3-3. Reproduction.....	25
1-2-1-3-4. Diversité taxonomique	26
1-2-1-3-5. Alimentation	26
1-2-1-3-6. Eléments d'écologie.....	26
1-2-2. Domaines d'utilisation du zooplancton	27
1-2-2-1. Cycles biogéochimiques.....	27
1-2-2-2. Domaine de la bioindication	27
1-2-2-3. Domaine de l'aquaculture	28
1-3. TILAPIA DU NIL.....	29
1-3-1. Position systématique	29
1-3-2. Caractéristiques morphologiques	30
1-3-3. Reproduction	31
1-3-4. Aire de répartition géographique	33
1-3-5. Alimentation	34
1-3-6. Exigences écologiques.....	35
1-3-6-1. Température	35
1-3-6-2. Potentiel d'hydrogène	35
1-3-6-3. Oxygène dissous.....	36
1-3-6-4. Salinité.....	36
1-3-6-5. Composés azotés	36
1-3-6-6. Photopériode.....	37
1-3-7. Risques pathologiques	37
1-3-8. Elevage et production de tilapia du Nil en Côte d'Ivoire	38
1-3-8-1. Elevage de tilapia du Nil en Côte d'Ivoire.....	38
1-3-8-1-1. Production de larves.....	38
1-3-8-1-2. Production d'alevins	38
1-3-8-1-3. Production de fingerlings	39
1-3-8-1-4. Production de poissons adultes	40
1-3-8-2. Production de tilapia du Nil en Côte d'Ivoire	41
1-4. PISCICULTURE EN COTE D'IVOIRE.....	41
1-4-1. Historique de la pisciculture	41

1-4-2. Infrastructures de pisciculture	43
1-4-3. Systèmes de production piscicole	43
1-4-3-1. Pisciculture extensive	44
1-4-3-2. Pisciculture semi-intensive	44
1-4-3-3. Pisciculture intensive	44
CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES	45
2-1. MATERIEL	46
2-1-1. Matériel biologique	46
2-1-2. Matériel technique	46
2-1-2-1. Outils de caractérisation abiotique des milieux aquatiques	46
2-1-2-2. Outils d'inventaire des organismes zooplanctoniques	47
2-1-2-3. Outils de production aquacole en laboratoire	48
2-2. METHODES	49
2-2-1. Etude préliminaire	49
2-2-1-1. Situation géographique des sites d'échantillonnage	50
2-2-1-2. Description mésologique des sites d'échantillonnage	51
2-2-1-2-1. Sites d'échantillonnage situés au nord de la ville	51
a. Mare d'UJLoG (MARU)	51
b. Lac Gbedji (LACG)	52
c. Ruisseau Gbokora (RUGO)	52
2-2-1-2-2. Sites d'échantillonnage situés à l'est de la ville	52
a. Lac Bra Kanon 1 (LABU)	52
b. Lac Bra Kanon 2 (LABD)	53
2-2-1-2-3. Sites d'échantillonnage situés à l'ouest de la ville	53
a. Ruisseau Belle Côte (RUBC)	54
b. Etang piscicole Traoré (ETPT)	54
c. Etang piscicole Silué (ETOS)	54
2-2-1-2-4. Sites d'échantillonnage situés au sud de la ville	55
a. Etang piscicole Amidou (ETPA)	55
b. Ruisseau Manioc (RUMA)	55
2-2-2. Caractérisation abiotique des sites d'échantillonnage	56
2-2-3. Détermination de la structure des communautés zooplanctoniques des milieux aquatiques de Daloa	56

2-2-3-1. Inventaire des organismes zooplanctoniques	56
2-2-3-2. Utilisation d'indices	57
2-2-3-2-1. Richesse taxonomique	58
2-2-3-2-2. Densité des groupes zooplanctoniques	58
2-2-3-2-3. Occurrence	58
2-2-3-2-4. Indice de diversité	59
a. Indice de diversité de Shannon-Weaver	59
b. Equitabilité de Piélou	59
c. Indice de Jaccard	60
2-2-3-3. Analyses statistiques des données	60
2-2-3-3-1. Analyses univariées	60
2-2-3-3-2. Analyses multivariées	61
a. Méthodes d'analyses factorielles.....	61
a ₁ . Analyse en Composantes Principales (ACP)	62
a ₂ . Analyse de Redondance (RDA)	62
b. Méthodes de regroupement	63
2-2-4. Production d'organismes zooplanctoniques à partir de déjections d'animaux d'élevage à Daloa	63
2-2-4-1. Culture des organismes zooplanctoniques	63
2-2-4-2. Caractérisation environnementale des milieux de production des organismes zooplanctoniques.....	64
2-2-4-2-1. Caractérisation mésologique	64
2-2-4-2-2. Caractérisation physico-chimique.....	64
2-2-4-3. Evaluation de la densité d'organismes zooplanctoniques produits.....	65
2-2-5. Evaluation de l'impact de l'utilisation des proies zooplanctoniques sur la production d' <i>Oreochromis niloticus</i> en milieu d'élevage à Daloa.....	65
2-2-5-1. Présentation du site d'élevage	65
2-2-5-2. Choix de l'espèce de poissons et conduite de l'expérimentation.....	67
2-2-5-2-1. Choix de l'espèce de poissons	67
2-2-5-2-2. Conduite de l'expérimentation.....	67
a. Nourrissage des poissons.....	67
b. Renouvellement de l'eau des bacs	68
c. Détermination des paramètres.....	69

c ₁ . Paramètres physico-chimiques	69
c ₂ . Taille et poids des poissons produits	70
c ₃ . Relation Longueur-poids.....	70
2-2-5-3. Analyse des performances zootechniques des poissons.....	71
2-2-5-3-1. Taux de survie.....	71
2-2-5-3-2. Gain de poids absolu	72
2-2-5-3-3. Gain de poids quotidien	72
2-2-5-3-4. Taux de croissance spécifique	72
2-2-5-4. Analyse économique de la production des poissons	72
2-2-5-4-1. Coût de l'alimentation en eau de forage des bacs d'élevage	73
2-2-5-4-2. Coût des aliments distribués.....	73
2-2-5-4-3. Gain après vente des alevins produits	73
CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION	74
3-1. RESULTATS.....	75
3-1-1. Caractéristiques abiotiques des milieux aquatiques de Daloa	75
3-1-1-1. Variations des paramètres physico-chimiques	75
3-1-1-1-1. Variations saisonnières des paramètres physico-chimiques	75
a. Température.....	75
b. pH.....	75
c. Oxygène dissous.....	76
d. Conductivité	77
e. Turbidité	77
3-1-1-1-2. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques en saison des pluies	79
a. Température.....	79
b. pH.....	79
c. Oxygène dissous.....	81
d. Conductivité	82
e. Turbidité	83
3-1-1-1-3. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques durant la saison sèche	84
a. Température.....	84
b. pH.....	85
c. Oxygène dissous.....	85
d. Conductivité	86

e. Turbidité	87
3-1-1-4. Variations nycthémérales des paramètres physico-chimiques.....	88
a. Température.....	88
b. pH.....	89
c. Oxygène dissous.....	89
d. Conductivité	91
e. Turbidité	91
3-1-1-5. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques pendant le jour	92
a. Température.....	92
b. pH.....	93
c. Oxygène dissous.....	94
d. Conductivité	95
e. Turbidité	96
3-1-1-6. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques pendant la nuit	97
a. Température.....	97
b. pH.....	98
c. Oxygène dissous.....	99
d. Conductivité	100
e. Turbidité	101
3-1-1-2. Typologie des habitats.....	102
3-1-2. Structure des communautés zooplanctoniques	105
3-1-2-1. Analyse qualitative des communautés zooplanctoniques	105
3-1-2-1-1. Composition et représentativité taxonomiques globales.....	105
3-1-2-1-2. Occurrences des taxons aux différents sites d'échantillonnage.....	109
3-1-2-1-3. Variations de la richesse taxonomique	110
a. Variation saisonnière	110
b. Variation spatiale durant la saison des pluies.....	111
c. Variation spatiale durant la saison sèche.....	112
d. Variation nycthémérale	113
e. Variation spatiale.....	114
3-1-2-1-4. Similarité taxonomique de Jaccard entre les sites d'échantillonnage.....	115
3-1-2-2. Analyse quantitative des communautés zooplanctoniques de Daloa	116
3-1-2-2-1. Densité absolue des groupes zooplanctoniques	116

a. Variation saisonnière de la densité absolue du zooplancton	117
b. Variation spatiale de la densité des groupes de zooplancton pendant la saison des pluies	118
c. Variation spatiale de la densité des groupes de zooplancton pendant la saison sèche	119
d. Variation nycthémerale de la densité absolue du zooplancton	120
e. Variation spatio-journalière de la densité des groupes de zooplancton	121
3-1-2-2. Diversité des communautés zooplanctoniques	122
a. Indice de Shannon	122
a ₁ . Variation saisonnière de l'indice de Shannon	122
a ₂ . Variation spatiale de l'indice de Shannon pendant la saison des pluies	123
a ₃ . Variation spatiale de l'indice de Shannon pendant la saison sèche	124
a ₄ . Variation nycthémerale de l'indice de Shannon	125
a ₅ . Variation spatio-journalière de l'indice de Shannon.....	126
b. Indice d'équitabilité.....	127
b ₁ . Variation saisonnière de l'indice d'équitabilité	127
b ₂ . Variation spatiale de l'indice d'équitabilité pendant la saison des pluies	128
b ₃ . Variation spatiale de l'indice d'équitabilité pendant la saison sèche	129
b ₄ . Variation nycthémerale de l'indice d'équitabilité.....	130
b ₅ . Variation spatio-journalière de l'indice d'équitabilité.....	131
3-1-2-3. Influence des paramètres physico-chimiques sur la distribution des organismes zooplanctoniques.....	132
3-1-3. Organismes zooplanctoniques produits en milieux de culture	134
3-1-3-1. Paramètres environnementaux des milieux de production d'organismes zooplanctoniques.....	134
3-1-3-1-1. Paramètres mésologiques.....	134
3-1-3-1-2. Paramètres physico-chimiques.....	135
a. Variation de la température	135
b. Variation du pH.....	136
c. Variation de la conductivité.....	137
d. Variation de la turbidité.....	138
3-1-3-2. Densité des organismes zooplanctoniques produits en milieux de culture	139
3-1-3-2-1. Densité de l'ensemble des organismes zooplanctoniques	139
3-1-3-2-2. Densité des groupes d'organismes zooplanctoniques.....	140

3-1-3-2-3. Evolution quotidienne de la densité de l'ensemble des organismes zooplanctoniques	141
3-1-3-2-4. Evolution quotidienne des densités des différents groupes d'organismes zooplanctoniques dans les milieux de culture	142
a. Milieux non fertilisés (TEMOIN)	142
b. Milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf (BOV)	143
c. Milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair (FIC)	144
d. Milieux fertilisés avec le mélange de bouse de bœuf et de fiente de poulet de chair (FOB)	144
3-1-4. Impact de l'utilisation des proies zooplanctoniques sur la production d' <i>Oreochromis niloticus</i> en milieu d'élevage.....	146
3-1-4-1. Variations des paramètres physico-chimiques dans les milieux d'élevage.....	146
3-1-4-1-1. Variation de la température	146
3-1-4-1-2. Variation du pH.....	147
3-1-4-2. Evolution de la taille et du poids des poissons.....	147
3-1-4-2-1. Evolution de la taille	147
3-1-4-2-2. Evolution du poids	148
3-1-4-2-3. Relation entre la taille et le poids des poissons.....	149
3-1-4-3. Variations des paramètres zootechniques	151
3-1-4-3-1. Taux de survie des poissons	151
3-1-4-3-2. Gains de poids absolu et quotidien.....	151
3-1-4-3-3. Taux de croissance spécifique.....	152
3-1-4-4. Volet économique de la production des poissons	152
3-1-4-4-1. Coût de la fourniture d'eau de forage des milieux d'élevage	152
3-1-4-4-2. Coût des aliments distribués.....	153
3-1-4-4-3. Gain après vente des alevins produits	153
3-2. DISCUSSION	155
CONCLUSION.....	164
REFERENCES.....	167
ANNEXES.....	I

DEDICACES

Je dédie cette thèse à :

- **ma très chère mère BOLI Lou Irié Solange** dont l'immense amour pour moi n'a connu aucune onde de variation ;
- **mon très cher père BORRO Bi N'DO Firmin**, mon premier et grand ami, qui n'a manqué un instant de me soutenir sur tous les plans ;
- **mes frères et sœurs N'DO** qui m'ont expliqué le vrai sens de la fraternité en faisant passer chaque fois mes préoccupations avant les leurs, pour me voir réussir plus tard ;
- **ma chère femme Docteur ZANH Golou Gizèle** pour ses apports de taille infinie dans l'accomplissement de ce travail ;
- **mes très chers enfants BOLY Bi Boly Jean Yves Emmanuel, BOLY Lou Irié Bérénice Mélissa et BOLY Bi Zanh Sabas Elischama** pour la joie qu'ils apportent dans ma vie.

REMERCIEMENTS

Ce travail de recherche a été mené, d'une part au Centre de l'Innovation Agricole TIDOU Abiba Sanogo de l'Université Jean Lorougnon GUEDE (UJLoG), et d'autre part à la Ferme piscicole OUTTARA N'Golo de Daloa. L'accomplissement de cette thèse doctorale a nécessité l'accord, l'implication et le soutien de nombreuses personnes que je tiens sincèrement à remercier.

Je remercie **Madame ADOHI Krou Viviane**, Professeur Titulaire, présidente de l'UJLoG de Daloa, pour m'avoir accordé l'autorisation de m'inscrire dans cette institution d'enseignement supérieur.

Mes vœux de remerciements sont aussi adressés à **Monsieur SORO Dognimeton**, Professeur Titulaire, Vice-président chargé de la Pédagogie, de la Vie Universitaire, de la Recherche et de l'Innovation Technologique de l'UJLoG, pour avoir accepté mon inscription en Thèse de Doctorat.

Je remercie également **Monsieur KONE Issiaka**, Professeur Titulaire, Vice-Président chargé de la Planification et des Relations Extérieures de l'UJLoG, pour son dévouement au travail.

Mes remerciements vont aussi à l'endroit du Directeur de l'UFR Environnement, **Monsieur KOUASSI Kouakou Lazare**, Professeur Titulaire, pour avoir accepté mon orientation dans cette Unité de Formation et de Recherche qu'il dirige.

J'adresse ma reconnaissance à **Monsieur KOFFI Béné Jean-Claude**, Professeur Titulaire, Responsable du Laboratoire de Biodiversité et Ecologie Tropicale (BioEcoTrop), pour m'avoir accepté dans son laboratoire. J'aimerais, par ailleurs, lui dire grand merci pour nous avoir vus comme ses propres enfants, depuis le Master I jusqu'aujourd'hui, pour lesquels il ne ménageait aucun effort pour les voir réussir. Infiniment merci à vous "papa" !

J'ai une pensée toute particulière à l'endroit de mon Directeur scientifique de thèse, **Monsieur BONY Kotchi Yves**, Professeur Titulaire, Enseignant-chercheur à l'UJLoG, qui a bien voulu me confier la réalisation de ce travail tout en me sacrifiant de son précieux temps. Je lui exprime toute ma gratitude pour m'avoir donné goût à la Recherche scientifique. Merci à vous, mon père scientifique ! La rigueur scientifique et le dynamisme, ainsi que la disponibilité constante caractérisent l'homme de valeur scientifique et de grand cœur que vous êtes. Vos qualités scientifique et humaine, votre grande disponibilité et surtout votre humilité suscitent en moi une grande envie de toujours apprendre auprès de vous et d'essayer de vous ressembler. Mais je reste convaincu que les effectifs cumulés de mes efforts ne peuvent même pas être comparables vos exploits. Vous demeurez un maître, un penseur et un

innovateur dans la recherche scientifique. Que Dieu vous accorde une longue vie et une santé solide !

Je suis redevable envers **les instructeurs de ce mémoire de thèse, Monsieur ETILE Raphaël N'Doua, Monsieur GROGA Noël et Madame MIEZAN N'Da Sylvie**, tous les trois Maîtres de Conférences, pour leur grand apport dans l'amélioration de la qualité scientifique et littéraire dudit mémoire. Chers maîtres, je vous remercie infiniment pour le temps que vous avez pu négocier dans votre emploi du temps très chargé pour parfaire ce travail. Que le ciel vous bénisse.

J'aimerais remercier **les éminents membres du jury, Monsieur DONGUI Bini Kouamé**, Professeur Titulaire, Président du jury, **Monsieur BONY Kotchi Yves**, Professeur Titulaire, Directeur, **Monsieur ETILE Raphaël N'Doua**, Maître de Conférence, Rapporteur, **Monsieur KOUASSI N'Goua Cyrille**, Directeur de Recherche, Examineur et **Madame ADON Marie-Paulette**, Maître de Conférences, Examinatrice, qui m'ont fait le grand honneur de juger ce travail et qui ont accepté d'y consacrer une part non négligeable de leur précieux temps pour contribuer à l'amélioration de sa qualité scientifique.

J'exprime ma gratitude à la communauté académique du Centre de l'Innovation Agricole TIDOU Abiba Sanogo. Je pense notamment à **Messieurs SOKO Faustin et KOTCHI Valère**, Maîtres de Conférences, pour leur sens du partage.

J'aimerais avoir aussi une pensée de reconnaissance à l'endroit des membres de l'Equipe de Recherche sur les Milieux Humides qui ont apporté leurs observations à la production de ce document. Il s'agit de **Monsieur ALLOUKO Jean-Renaud, Maître de Conférence, Messieurs KEITA Gaoussou, KAMAGATE El Hadj Issouf et DJENE Kouakou Roland, Assistants, des Docteurs KRESSOU Armand, ZAMBLE Bi Tah Thiolien et KOUADIO Atta Léonard, des doctorants KRA Yao Quitéloua Francis, KOUAKOU Gnamien Frédéric et DIEDRO Lath Gnagne Célestin** et de la coordonnatrice des activités au sein de l'équipe, **Madame KIPRE Ouguimré Hortense Jusèle**. Chers miens, j'aimerais reconnaître ici que j'ai été vraiment marqué par cet esprit de solidarité et de fraternité qui a prévalu durant toutes ces années. Merci à vous surtout pour vos critiques qui ont considérablement amélioré la qualité de ce travail. Que Dieu vous garde et vous couvre de bonheur.

J'exprime toute ma gratitude au personnel de la ferme piscicole OUATTARA N'golo de Daloa, en particulier Messieurs **OUATTARA Amidou, OUATTARA Siaka et SADIA Eric** et Mademoiselle **BOHOUSSOU Kouadio Affoué Faustine** pour l'aide apportée dans la réalisation des travaux de pisciculture. Je réitère mes remerciements à Monsieur

OUATTARA Amidou pour m'avoir accordé l'autorisation de réaliser des travaux de recherche au sein du laboratoire de ladite ferme. Cher patron, recevez ici toute ma reconnaissance pour avoir mis à ma disposition tout le matériel technique et biologique. Aussi merci à vous de m'avoir donné goût à la recherche scientifique en pisciculture. Votre humilité et gentillesse ainsi que votre disponibilité font de vous un homme de grand cœur. Que Dieu vous bénisse pour votre apport en pisciculture à Daloa, en Côte d'Ivoire et au-delà des frontières ivoiriennes.

Je suis très reconnaissant envers la famille **DIBY** qui m'a hébergé à Abidjan pendant le DEUG en Sciences de la Nature à l'Université d'Abobo-Adjamé, actuelle Université Nangui ABROGOUA.

Ma reconnaissance va aussi à l'endroit des familles **DOUKOURE** et **FOFANA** pour leur immense apport dans ma vie universitaire à Daloa, depuis la Licence 3, à l'UJLoG. Chers parents, c'est aussi grâce à vous que je suis arrivé au bout de ce cursus universitaire. Je prie que Dieu vous bénisse au-delà de vos attentes.

Je dis grand merci à tous ceux qui, de près ou de loin, m'ont soutenu dans l'accomplissement de ce travail et que je n'ai pas pu citer. Je vous prie de m'en excuser. Que le ciel déverse sur vous toutes sortes de bénédiction.

LISTE DES SIGLES, ABRÉVIATIONS ET ACRONYMES

ACH	: Classification Hiérarchique Ascendante
ACP	: Analyse en Composantes Principales
BNETD	: Bureau National d'Etude Technique et de Développement
CAFOP	: Centre d'Aptitude et de Formation Pédagogique
CNRA	: Centre National de Recherche Agronomique
ETOS	: Etang piscicole Silué
ETPA	: Etang piscicole Amidou
ETPT	: Etang piscicole Traoré
FAO	: Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture
FRU	: Farine basse de riz uniquement
INFAS	: Institut National de Formation des Agents de Santé
LABD	: Lac Bra Kanon 2
LABU	: Lac Bra Kanon 1
LACG	: Lac Gbédji
MARU	: Mare UJLoG
MIPARH	: Ministère de la Production Animale et des Ressources Halieutiques
ppm	: Part per million (en français : partie par million)
RDA	: Analyse de redondance
RGPH	: Recensement Général de la Population et de l'Habitat
RUBC	: Ruisseau Belle Côte
RUGO	: Ruisseau Gbokora
RUMA	: Ruisseau Manioc
SODEXAM	: Société d'Exploitation et de Développement Aéroportuaire, Aéronautique et Météorologique
SP	: Saison des Pluies
SS	: Saison Sèche
UFR	: Unité de Formation et de Recherche
UJLoG	: Université Jean Lorougnon GUEDE
ZFR	: Zooplancton et farine basse de riz
ZOE	: Zooplancton essentiellement

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Références géographiques des sites d'échantillonnage	51
Tableau II : Fréquence quotidienne de nourrissage des poissons	69
Tableau III : Poids factoriels des paramètres physico-chimiques sur les deux premiers axes (F1 et F2) de l'ACP	104
Tableau IV : Composition et occurrences des taxons zooplanctoniques échantillonnés dans les différents milieux aquatiques à Daloa	106
Tableau V : Proportions (en %) des catégories de taxons (constants, accessoires et accidentels) définies sur la base de l'occurrence des taxons zooplanctoniques.....	110
Tableau VI : Valeurs de l'indice de similarité taxonomique de Jacard (en pourcentage) entre les sites d'échantillonnage à Daloa	116
Tableau VII : Taxons dominants dans les différents groupes zooplanctoniques	117
Tableau VIII : Variation des paramètres zootechniques durant l'expérimentation	152
Tableau IX : Dépenses et gains liés à la production de poissons soumis à différents traitements alimentaires	154

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Situation géographique de la ville de Daloa	8
Figure 2 : Diagramme ombrothermique de la ville de Daloa à partir des moyennes des données de 2011 à 2021	9
Figure 3 : Réseau hydrographique de la ville de Daloa	11
Figure 4 : Organisation générale d'un Rotifera, <i>Adineta vaga</i>	13
Figure 5 : Schéma du cycle de reproduction des Rotifera.....	15
Figure 6 : Organisation générale d'un Copepoda Calanoïdae.....	18
Figure 7 : Cycle de reproduction des Copepoda	20
Figure 8 : Organisation générale d'un Cladocera du genre <i>Daphnia</i>	24
Figure 9 : Cycle de reproduction des Cladocera	25
Figure 10 : Organisation générale d' <i>Oreochromis niloticus</i>	31
Figure 11 : Cycle de reproduction d' <i>Oreochromis niloticus</i>	33
Figure 12 : Aire de répartition d' <i>Oreochromis niloticus</i>	34
Figure 13 : Dimorphisme sexuel chez <i>Oreochromis niloticus</i> par la papille génitale femelle (A) et mâle (B)	40
Figure 14 : Matériel biologique utilisé en laboratoire.....	46
Figure 15 : Outils utilisés pour la caractérisation abiotique des milieux aquatiques à Daloa ..	47
Figure 16 : Outils d'échantillonnage et de comptage du zooplancton	48
Figure 17 : Outils de production aquacole	49
Figure 18 : Répartition des sites d'échantillonnage dans la ville de Daloa.....	50
Figure 19 : Vue partielle des sites d'échantillonnage situés au nord de la ville de Daloa	52
Figure 20 : Vue partielle des sites d'échantillonnage situés à l'est de la ville de Daloa.....	53
Figure 21 : Vue partielle des sites d'échantillonnage situés à l'ouest de la ville de Daloa.....	54
Figure 22 : Vue partielle des sites d'échantillonnage situés au sud de la ville de Daloa	55
Figure 23 : Ferme piscicole OUATTARA N'Golo de Daloa	66
Figure 24 : Mesure de la taille (a) et du poids (b) des poissons en élevage	70
Figure 25 : Variation saisonnière de la température dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	75
Figure 26 : Variation saisonnière du pH dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa	76
Figure 27 : Variation saisonnière de l'oxygène dissous dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	77

Figure 28 : Variation saisonnière de la conductivité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa	78
Figure 29 : Variation saisonnière de la turbidité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa	78
Figure 30 : Variation spatiale de la température de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies	80
Figure 31 : Variation spatiale du pH de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies.....	80
Figure 32 : Variation spatiale de l'oxygène dissous de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies	81
Figure 33 : Variation spatiale de la conductivité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies	82
Figure 34 : Variation spatiale de la turbidité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies	83
Figure 35 : Variation spatiale de la température de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche	84
Figure 36 : Variation spatiale du pH de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche.....	85
Figure 37 : Variation spatiale de l'oxygène dissous de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche	86
Figure 38 : Variation spatiale de la conductivité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche	87
Figure 39 : Variation spatiale de la turbidité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche	88
Figure 40 : Variation nycthémérale de la température dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa	89
Figure 41 : Variation nycthémérale du pH dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa	90
Figure 42 : Variation nycthémérale de l'oxygène dissous dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	90
Figure 43 : Variation nycthémérale de la conductivité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	91

Figure 44 : Variation nycthémérale de la turbidité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	92
Figure 45 : Variation spatiale de la température de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour	93
Figure 46 : Variation spatiale du pH de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour	94
Figure 47 : Variation spatiale de l'oxygène dissous de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour	95
Figure 48 : Variation spatiale de la conductivité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour	96
Figure 49 : Variation spatiale de la turbidité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour	97
Figure 50 : Variation spatiale de la température de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit	98
Figure 51 : Variation spatiale du pH de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit.....	99
Figure 52 : Variation spatiale de l'oxygène dissous de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit	100
Figure 53 : Variation spatiale de la conductivité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit	101
Figure 54 : Variation spatiale de la turbidité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit	102
Figure 55 : Classification hiérarchique des différents sites d'échantillonnage à Daloa à partir des valeurs médianes des paramètres physico-chimiques.....	103
Figure 56 : Ordination des paramètres physico-chimiques des sites d'échantillonnage à partir d'une Analyse en Composantes Principales.....	104
Figure 57 : Représentativité des différents groupes zooplanctoniques dans la richesse taxonomique globale	109
Figure 58 : Variation saisonnière de la richesse taxonomique dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	111
Figure 59 : Variation spatiale de la richesse taxonomique dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison des pluies.....	112

Figure 60 : Variation spatiale de la richesse taxonomique dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison sèche.....	113
Figure 61 : Variation nycthémerale de la richesse taxonomique dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	114
Figure 62 : Variation spatiale de la richesse taxonomique dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa.....	115
Figure 63 : Proportions des différents groupes zooplanctoniques dans la densité taxonomique absolue.....	117
Figure 64 : Variation saisonnière de la densité absolue du zooplancton de l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	118
Figure 65 : Variation spatiale de la densité du zooplancton dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison des pluies.....	119
Figure 66 : Variation spatiale de la densité du zooplancton dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison sèche.....	120
Figure 67 : Variation nycthémerale de la densité absolue du zooplancton de l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	121
Figure 68 : Variation spatiale de la densité du zooplancton dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa de jour comme de nuit.....	122
Figure 69 : Variation saisonnière de l'indice de Shannon dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	123
Figure 70 : Variation spatiale de l'indice de Shannon dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison des pluies.....	124
Figure 71 : Variation spatiale de l'indice de Shannon dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison sèche.....	125
Figure 72 : Variation nycthémerale de l'indice de Shannon dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	126
Figure 73 : Variation spatiale de l'indice de Shannon dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa de jour comme de nuit.....	127
Figure 74 : Variation saisonnière de l'indice d'équitabilité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	128
Figure 75 : Variation spatiale de l'indice d'équitabilité dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison des pluies.....	129

Figure 76 : Variation spatiale de l'indice d'équitabilité dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison sèche.....	130
Figure 77 : Variation nyctémérale de l'indice d'équitabilité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa.....	131
Figure 78 : Variation spatiale de l'indice d'équitabilité dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa de jour comme de nuit.....	132
Figure 79 : Analyse de Redondance (RDA) des taxons zooplanctoniques prisés par les poissons récoltés dans les milieux aquatiques de Daloa et des paramètres physico-chimiques	133
Figure 80 : Milieux de production du zooplancton au début de l'expérimentation	134
Figure 81 : Milieux de production du zooplancton après deux semaines de l'expérimentation	135
Figure 82 : Milieux de production du zooplancton à une semaine de la fin de l'expérimentation	135
Figure 83 : Variation de la température dans les milieux de culture du zooplancton	136
Figure 84 : Variation du pH dans les milieux de culture du zooplancton.....	137
Figure 85 : Variation de la conductivité dans les milieux de culture du zooplancton	138
Figure 86 : Variation de la turbidité dans les milieux de culture du zooplancton.....	139
Figure 87 : Densités des organismes zooplanctoniques en milieux de culture	140
Figure 88 : Densités des différents groupes zooplanctoniques en milieux de culture	141
Figure 89 : Evolution quotidienne des densités des organismes zooplanctoniques en milieux de culture	142
Figure 90 : Evolution des densités des différents organismes zooplanctoniques dans les milieux non fertilisés.....	143
Figure 91 : Evolution des densités des différents organismes zooplanctoniques dans les milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf.....	144
Figure 92 : Evolution des densités des différents organismes zooplanctoniques dans les milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair	145
Figure 93 : Evolution des densités des différents organismes zooplanctoniques dans les milieux fertilisés avec le mélange de bouse de bœuf et fiente de poulet de chair.....	145
Figure 94 : Variation de la température en milieux de culture des poissons	146
Figure 95 : Variation du pH en milieux de culture des poissons	147
Figure 96 : Evolution de la taille des poissons en milieux de culture	148

Figure 97 : Evolution du poids des poissons en milieux de culture	149
Figure 98 : Courbe de régression entre le poids et la longueur totale des poissons du milieu FRU	150
Figure 99 : Courbe de régression entre le poids et la longueur totale des poissons du milieu ZFR.....	150
Figure 100 : Courbe de régression entre le poids et la longueur totale des poissons du milieu ZOE	151

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1 : Fiche de terrain	II
Annexe 2 : Photographies de quelques taxons de zooplancton récoltés à Daloa	III
Annexe 3 : Photographies de quelques moments d'acquisition de données	V
Annexe 4 : Photographies des poissons élevés durant l'expérimentation	VI
Annexe 5 : Publications tirées de la Thèse	VII

INTRODUCTION

Le poisson est considéré comme un “aliment santé.” En d’autres termes, manger du poisson, c’est “manger la santé.” En effet, le poisson est un aliment qui garantit une bonne santé au consommateur grâce à de nombreux nutriments qu’il contient (Simopoulos *et al.*, 1991). Il favorise également le développement du cerveau et des nerfs du fœtus et du nourrisson. Le poisson peut, en outre, jouer un rôle majeur dans le rééquilibrage des régimes alimentaires, et également dans la lutte contre l’obésité quand il est substitué à d’autres aliments. Tellement riche en nutriments, le poisson n’a pas besoin d’être consommé en grande quantité pour avoir un impact nutritionnel positif important sur les régimes à base de végétaux (FAO, 2016).

De ce fait, le poisson est devenu l’animal le plus consommé dans le monde (FAO, 2016), et sa production n’a fait qu’augmenter dans cette dernière décennie, passant de près de 171 000 000 de tonnes en 2016 (FAO, 2018) à 184 000 000 de tonnes en 2022 (FAO, 2024). La consommation mondiale annuelle du poisson par habitant est de plus de 20 kg. Cependant, c’est dans plusieurs petits Etats insulaires en développement, en particulier en Océanie, que les niveaux de consommation de poisson par habitant sont les plus élevés (plus de 50 kg), et c’est en Asie centrale et dans certains pays enclavés que l’on trouve les niveaux les plus faibles (légèrement au-dessus de 2 kg).

En Afrique, la production piscicole est faible, et la consommation annuelle de poisson par habitant ne dépasse pas les 16 kg (FAO, 2018). Dans la partie ouest de ce continent, la Côte d’Ivoire est l’un des pays dont la première source de protéines animales du consommateur est le poisson (Coulibaly, 2010). La population manifeste des besoins en poissons de plus en plus croissants du fait de sa démographie galopante. Ainsi donc, les productions cumulées de la pêche industrielle maritime et de la pêche artisanale (maritime, lagunaire et continentale) étaient devenues très infimes pour satisfaire la demande en poissons de la population ivoirienne. Il était alors question pour le pays d’augmenter la production locale en important du poisson. De 1986 à 1994, ces importations, coûteuses en devises, ont représenté 60 % de la consommation nationale de poissons. Malgré tous ces efforts fournis, la demande en poissons de la population ivoirienne est loin d’être satisfaite, car elle l’était seulement de moitié (Koffi, 1995). Cet état de fait a entraîné la vulgarisation de la pisciculture au niveau du pays à travers plusieurs structures d’aquaculture dont le Centre National de Recherche Agronomique (CNRA). Depuis 2000, cette activité aquacole a ainsi pris forme dans quasiment toutes les régions du pays (Toily, 2009).

Dans le Centre-Ouest, la pisciculture est beaucoup prometteuse, car cette région est l’une des plus grandes régions productrices de poissons d’élevage (MIPARH, 2007). Dans cette frange

de la Côte d'Ivoire, Daloa est la zone qui s'intéresse le plus à la pisciculture compte tenu de ses atouts hydrographiques (Yao *et al.*, 2017). Cependant, cette activité se heurte à plusieurs difficultés dont les plus extrêmes se résument en l'alimentation des poissons depuis le stade larvaire jusqu'au stade adulte. Selon une enquête menée auprès des pisciculteurs de Daloa, la quasi-totalité de ces passionnés de la pisciculture ont tourné le dos à l'utilisation des aliments formulés dont l'acquisition est maintenant en déphasage avec leur bourse. Cette situation a été à l'origine de l'abandon de la pisciculture par plusieurs pisciculteurs qui ont préféré se vouer à d'autres activités agricoles. Ceux qui ont voulu rester pisciculteurs nourrissent désormais leurs poissons avec de la farine basse de riz (bien qu'ayant constaté le faible poids marchand de leurs poissons nourris avec cet aliment), produit agricole qui devient d'ailleurs, jour après jour, coûteux car de plus en plus utilisé aussi par les éleveurs de bœufs et de moutons. Toily (2009) avait déjà bien longtemps souligné que cet aliment ne garantissait toujours pas un meilleur rendement aux pisciculteurs. En effet, nourrir les poissons dès leurs jeunes stades d'évolution avec de la farine basse de riz et d'autres aliments de ce genre provoque des anomalies morphologiques dans leur système digestif, pouvant réduire leur capacité à absorber, digérer et assimiler efficacement les nutriments. Ce qui est à l'origine de faibles gains de poids pouvant persister à l'âge adulte (Bishop & Watts, 1998). Outre le poids qui reste à désirer, il est à remarquer que le taux de survie des poissons ainsi nourris est bas (Toily, 2009).

Or, Ali (2008) stipule que le développement d'une activité piscicole est étroitement lié à la survie et à l'embonpoint des larves. Ainsi, obtenir un nombre suffisant d'alevins constitue la clef de l'aquaculture. Selon certains auteurs (Kohmo *et al.*, 1988 ; Glamuzina *et al.*, 1989 ; Ali, 2008), ces larves exigent la présence de proies dans leur biotope pour leur survie et leur croissance optimale. Ces auteurs précisent, étant donné que ces petits poissons ont une petite cavité buccale, qu'il est conseillé de leur apporter des proies d'une taille microscopique, ayant des caractéristiques nutritionnelles pouvant répondre à leurs besoins alimentaires et nutritionnels. Et, parmi tant d'autres aliments vivants et mobiles de taille microscopique, ce sont les organismes zooplanctoniques qui sont les mieux adaptés aux exigences alimentaires et nutritionnelles de ces petits poissons (Legendre *et al.*, 1992).

Les organismes zooplanctoniques, regroupés sous le vocable de zooplancton, constituent l'ensemble des organismes animaux vivant en pleine eau, aptes à se déplacer activement, mais incapables de s'opposer aux courants qui se développent dans la masse d'eau. C'est un compartiment incontournable de la biocénose aquatique (Balvay, 2009). Le zooplancton a

montré son importance dans les milieux aquatiques à travers son utilisation comme indicateur biologique de la qualité de l'eau (Mollo & Noury, 2013). En effet, les organismes zooplanctoniques permettent de connaître le degré d'eutrophisation et le niveau de transparence du milieu aquatique, et de se rendre compte de l'acidité de ce milieu (Chemli, 2017). En dépit de cette importance écologique, ces micro-organismes sont utilisés dans les systèmes de production aquacole pour nourrir des espèces de poissons (Mollo & Noury, 2013 ; Chemli, 2017). Ils sont, en effet, d'excellentes sources de nutriments essentiels comme les acides gras polyinsaturés, les phospholipides, les acides aminés essentiels, les protéines et les vitamines dont la vitamine B (Sorgeloos *et al.*, 1980 ; Awaïss & Kestemont, 1997), et demeurent ainsi la nourriture la plus importante pour les larves ou alevins de poissons (Lubzens *et al.*, 2001 ; Piasecki *et al.*, 2004 ; Arimoro, 2006). A travers l'utilisation de ces micro-organismes en tant qu'aliment vivant dans les systèmes de production piscicole, les rendements ont été nettement améliorés avec des taux de survie larvaire de 70 à 99 % chez la carpe *Cyprinus carpio* (Guerrin, 1988). Plusieurs autres études ont montré l'intérêt de l'utilisation du zooplancton en pisciculture. En effet, Awaïss & Kestemont (1997) ont observé de meilleurs taux de croissance et de survie ainsi qu'une bonne composition biochimique chez les alevins de *Clarias gariepinus* alimentés avec du zooplancton. Aussi, Shiri *et al.* (2003) ont obtenu avec succès, après élevage, un taux de survie élevé des larves de la lotte *Lota lota* nourrie avec du plancton animal. De même, Arimoro (2005) a obtenu des taux de croissance spécifique et de survie élevés lors de la larviculture du poisson-chat africain, *Clarias anguillaris*, nourri avec des organismes zooplanctoniques. Ces pays occidentaux font bien d'utiliser le zooplancton en pisciculture pour améliorer leurs rendements piscicoles d'autant plus que, les productions des pêches s'amincissant chaque année, l'espoir de satisfaire les besoins en poissons des populations est désormais tourné vers la pisciculture (FAO, 2016).

Excepté quelques rares études relatives à l'utilisation du zooplancton comme aliment vivant en pisciculture en Côte d'Ivoire (Barro, 1995), les études ivoiriennes menées sur les organismes zooplanctoniques sont consacrées essentiellement à leur biologie ou à leur diversité dans divers milieux aquatiques (Binet, 1976 ; Arfi *et al.*, 1987 ; Pagano & Saint-Jean, 1988 ; Ouattara *et al.*, 2007 ; N'doua *et al.*, 2008 ; Aka-Koffi *et al.*, 2010 ; Etilé, 2012 ; Monney *et al.*, 2016). Pourtant, le zooplancton est la nourriture vivante préférée de plusieurs espèces de poissons, dont les tilapias (Marquet, 2014). Alors, utiliser le zooplancton comme aliment vivant dans la production piscicole pourrait être une alternative pour satisfaire la demande en poissons de la population ivoirienne. C'est donc à juste titre qu'il a été jugé plus

qu'urgent de mener une étude qui implique les organismes zooplanctoniques dans l'élevage du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*), à Daloa. Cette espèce ichthyologique dont l'adaptation a été couronnée de succès partout dans le monde, est la plus élevée dans les fermes piscicoles de Côte d'Ivoire en général, et particulièrement à Daloa, l'une des plus importantes zones de production de poissons d'élevage (Toily, 2009 ; Niamien, 2019).

Cette étude se veut pour objectif général de contribuer à l'amélioration de la production piscicole en Côte d'Ivoire à travers l'utilisation d'organismes zooplanctoniques comme aliment vivant dans la production d'*Oreochromis niloticus*.

Il s'est agi de façon spécifique de :

- caractériser l'environnement abiotique de différents plans et cours d'eau à Daloa ;
- déterminer la structure des communautés zooplanctoniques de ces milieux aquatiques ;
- produire des organismes zooplanctoniques à partir de déjections d'animaux élevés à Daloa ;
- évaluer l'impact de l'utilisation des proies zooplanctoniques sur la production d'*Oreochromis niloticus* en milieu de culture.

Hormis l'introduction et la conclusion, le contenu de ce document est structuré en trois chapitres. Le premier chapitre, relatif aux généralités, présente des données sur la ville de Daloa, le zooplancton, le tilapia du Nil et la pisciculture en Côte d'Ivoire. Le deuxième chapitre décrit le matériel et les méthodes utilisés pour la collecte et le traitement des données. Le troisième chapitre, quant à lui, est consacré à la présentation et la discussion des résultats obtenus.

CHAPITRE I : GENERALITES

1-1. VILLE DE DALOA

1-1-1. Situation géographique

La ville de Daloa représente le lieu où s'est déroulée la présente étude. Elle est située au Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire, entre les parallèles 6°30'00" et 7°00'00" de latitude Nord et les méridiens 6°00'00" et 6°30'00" de longitude Ouest (Kouamé *et al.*, 2017). Daloa se trouve à 383 kilomètres d'Abidjan, le pôle économique de la Côte d'Ivoire, et à 141 kilomètres de Yamoussoukro, la capitale politique et administrative du pays (Alla, 1991). La ville de Daloa est le Chef-lieu de la région du Haut-Sassandra, et son département est limité au Nord par les départements de Vavoua et de Zuenoula, au Sud par celui d'Issia, à l'Est par les départements de Bouaflé et de Sinfra, et à l'Ouest par le Département de Zoukougbeu.

La ville de Daloa est limitée au Nord par le village Tagoura, au Sud par Zakoua et Wandaguhé, à l'Ouest par Kibouo et à l'Est par Zépréguhé. L'espace urbain et péri-urbain de Daloa est occupé par les villages noyaux tels que Gbeuligbeu (actuel quartier Gbeuliville), Labia, Lobia, Tazibouo, Balouzon, Gbokora, Gogoguhé, Petit Zakoua et Sapia (Figure 1).

1-1-2. Aspects socio-économiques

Jadis limitée à un petit territoire, Daloa est aujourd'hui l'une des plus grandes et peuplées villes de la Côte d'Ivoire. En effet, la population de la ville de Daloa est passée progressivement de 60 837 habitants en 1975 vivant sur une superficie de 838 ha à 122 933 habitants en 1988, puis à 173 107 habitants en 1998 (INS, 2000) et estimée à 261 789 habitants en 2012 avec une superficie de 530 500 ha. Le recensement de la population et de l'habitat effectué en 2014 maintient la ville de Daloa comme étant la troisième ville la plus peuplée du pays après les villes d'Abidjan et de Bouaké, avec 266 324 habitants vivant sur une superficie de 542 300 ha (INS, 2015). Mais sept ans après, la ville de Daloa va céder cette position à la ville de Korhogo, et devient la quatrième ville la plus peuplée de la Côte d'Ivoire, avec une population de 421 879 habitants (INS, 2022). La majorité de ces habitants tirent leur gagne-pain dans le commerce, l'agriculture, l'agro-industrie et l'élevage. Les principaux produits issus des activités agricoles sont l'igname, le cacao, le manioc, le maïs, le riz, le café, le plantain et les produits maraichers (Sangaré *et al.*, 2009).

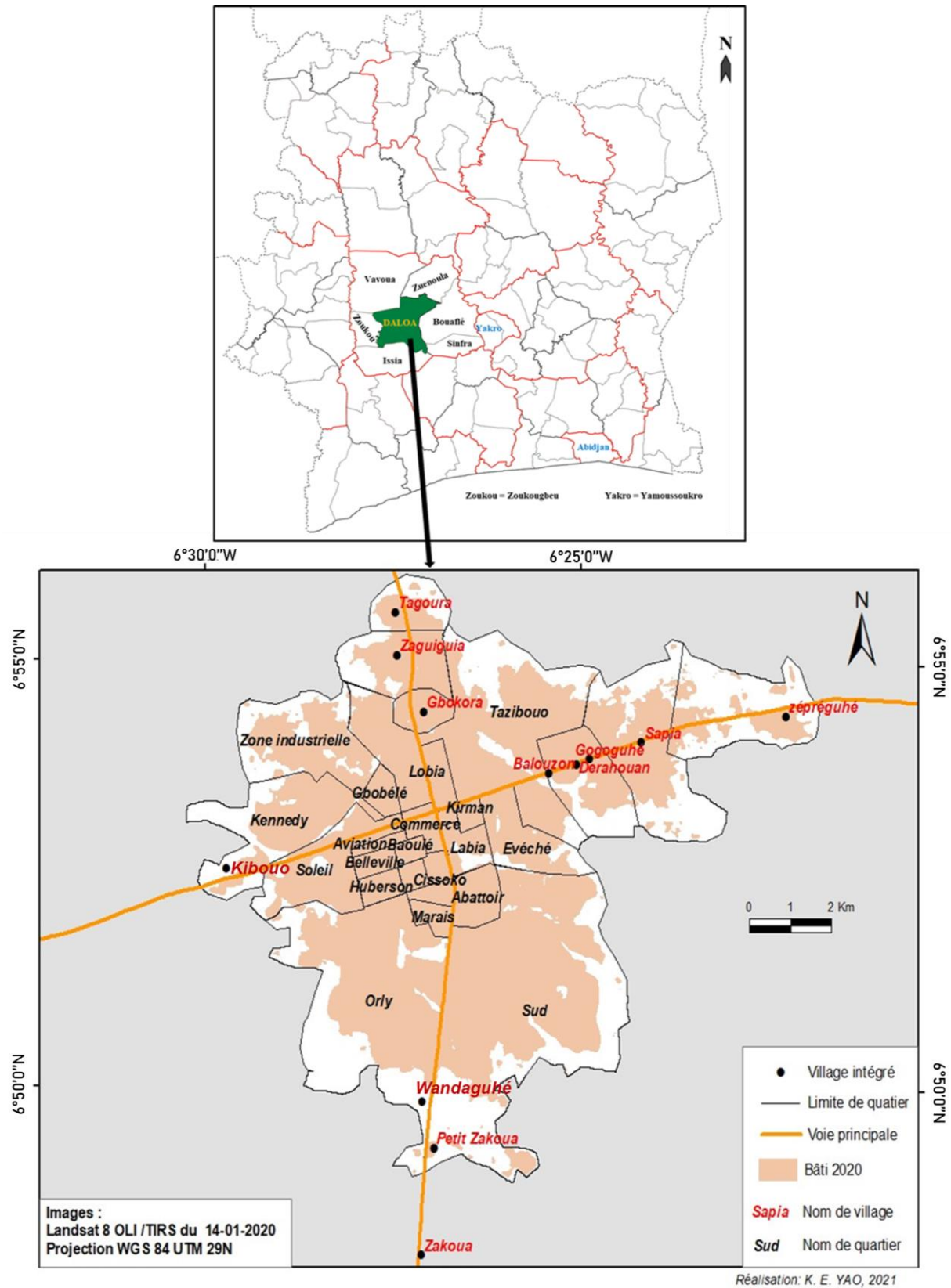


Figure 1 : Situation géographique de la ville de Daloa (Source : YAO, 2021)

1-1-3. Données climatiques

La ville de Daloa est marquée par un climat tropical humide caractérisé par deux saisons hydrologiques de durées inégales. Il s'agit d'une saison des pluies qui s'étend de mars à octobre et d'une saison sèche qui débute en novembre et prend fin en février. Les précipitations moyennes mensuelles sont comprises entre 10,33 mm et 172,08 mm par an. Ces quantités de précipitations varient inversement par rapport à la température. Cette dernière varie, au cours d'une année, entre 26,1 °C et 30,8 °C (Figure 2). Les saisons hydrologiques à Daloa sont par ailleurs caractérisées par des courants d'air. La saison des pluies est marquée par la mousson, vent humide soufflant du Sud au Nord de la Côte d'Ivoire. Ce vent est généralement très vite réchauffé quand on remonte les altitudes au point où il n'est même pas souvent ressenti à Daloa (Anonyme, 2016). Pendant la saison sèche, c'est plutôt l'harmattan, vent chaud et sec, soufflant du Nord-Est au Sud-Ouest du pays, qui est ressenti. Le climat à Daloa est également marqué par une insolation d'une durée de 1 800 à 2 000 heures environ par an (Anonyme, 2016).

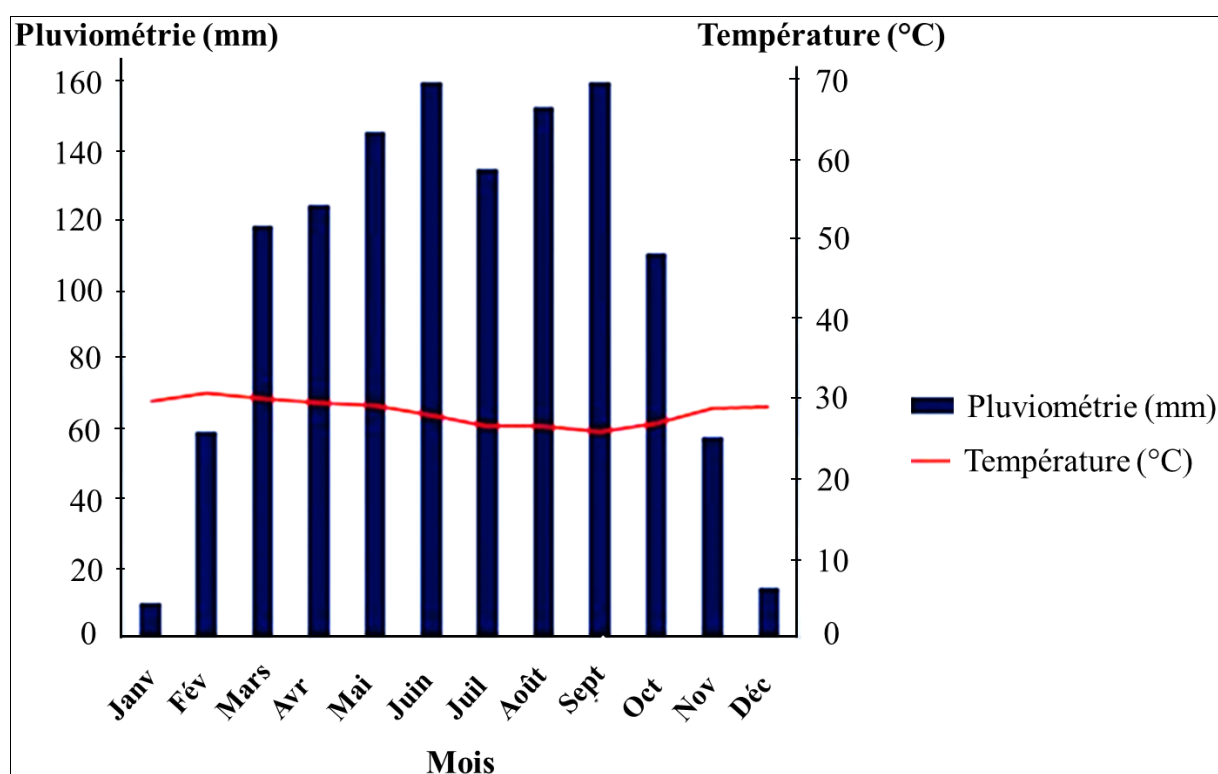


Figure 2 : Diagramme ombrothermique de la ville de Daloa à partir des moyennes des données de 2011 à 2021 (Source des données : SODEXAM)

1-1-4. Géologie et reliefs

La région de Daloa est marquée par la présence de roches essentiellement granitiques (Camil, 1984). Elle est située sur un site de plateau, disloqué et découpé en collines par des vallées et des bas-fonds (Ayemou, 2018). Il s'agit d'une pénéplaine monotone légèrement inclinée vers le sud. Cette dernière regroupe un ensemble de dômes cristallins de 300 à 400 m d'altitude situé au nord et les bas plateaux de 200 à 300 m d'altitude au sud (Yao *et al.*, 2012).

1-1-5. Sols et végétation

Les sols résultant de la dégradation des roches rencontrées dans la zone de Daloa sont désaturés à une échelle allant d'un degré moyen à un fort degré (Perraud, 1971 ; Oswald, 1994 ; Ndabalishye, 1995). Ces sols sont généralement de couleur rouge ou ocre, homogènes et filtrants, souvent gravillonnaires ou granuleux épais (sols remaniés). Sur terre ferme, les sols de Daloa, avec des caractères de fertilité supérieurs, sont généralement profonds, et présentant un faciès remanié avec recouvrement (Guillaumet & Adjanooun, 1971). Dans les bas-fonds, ce sont plutôt des sols de couleur grise et souvent beige, avec une texture argilo-sableuse ou même argileuse, qui sont majoritairement observés (Dural, 1993).

Les caractéristiques texturales des formations pédologiques de Daloa sur terre ferme ont fait de sa région, un secteur forestier mésophile de la forêt guinéenne dont le climax prédominant est la forêt dense humide semi-décidue (N'Guessan *et al.*, 2014). Cependant, dans les zones soumises à brûlis, la savane guinéenne domine. La forêt primaire a fortement régressé partout dans la région au profit des activités agricoles telles que la culture du café et du cacao (Ligban *et al.*, 2009). Cette régression de la forêt a, par ailleurs, donné lieu à l'apparition d'herbacées essentiellement composées de *Chromolaena odorata*, connue sous le nom vernaculaire de "Sékou Touré", constituant l'essentiel des jachères (N'Guessan *et al.*, 2014).

1-1-6. Hydrographie

Le département de Daloa est irrigué par la rivière Lobo, affluent du fleuve Sassandra. Cette rivière se ramifie en différents cours d'eau dont les principaux sont le Dé et le Gore. Ces derniers participent à la constitution du réseau hydrographique de la ville de Daloa (Figure 3). Ce réseau hydrographique est constitué de divers écosystèmes aquatiques tels que les lacs, les étangs, les mares et de nombreux petits cours d'eau tant naturels qu'aménagés (Sangaré *et al.*, 2009). Ces plans et cours d'eau, situés autant en zone urbaine qu'en zone périurbaine, sont répartis sur les quatre points cardinaux de la ville, et sont interconnectés à travers des écoulements (Djéné *et al.*, 2018). Au nord de la ville de Daloa, est situé le lac Gbedji. Ce lac,

qui prend sa source à partir du Dé, alimente, à travers des ruisseaux et des canaux, plusieurs étangs de pisciculture et de riziculture situés à l'ouest de la ville. En période de crue, l'eau du lac Gbedji coule et se verse dans le lac Ancien Corridor Vavoua, situé au nord-est du premier. Le lac Ancien Corridor Vavoua, à son tour, va alimenter des mares et des étangs rizicoles dans l'aire de l'Université Jean Lorougnon GUEDE (UJLoG). Vers l'est de la ville se trouvent deux autres lacs dénommés lac Bra Kanon 1 et lac Bra Kanon 2. Ces deux lacs sont ainsi appelés car ils ont été, en quelque sorte, la propriété de Denis Bra Kanon, l'un des maires de Daloa. Le premier, situé non loin de la morgue du Centre Hospitalier Régional, coule vers le sud de la ville et alimente des ruisseaux, des rizières et des étangs situés au quartier Abattoir puis au quartier Manioc. Le second lac Bra Kanon, situé au quartier Brésil, alimente, quant à lui, plusieurs bas-fonds de riziculture dans la zone est de la ville (Djéné, 2020). Ces différents milieux aquatiques observés à Daloa ont la particularité d'être permanents, car en plus des sources d'alimentation hydriques horizontales (par les écoulements) et descendantes (par la pluie), ces milieux sont alimentés directement par la nappe souterraine. Ces eaux, qui conditionnent l'existence d'une bonne tranche de la population de Daloa, renferment la faune aquatique comme le tilapia, le silure (Sangaré *et al.*, 2009) ainsi que des macroinvertébrés (Cadot *et al.*, 2000 ; Djéné *et al.*, 2018 ; Djéné *et al.*, 2019).

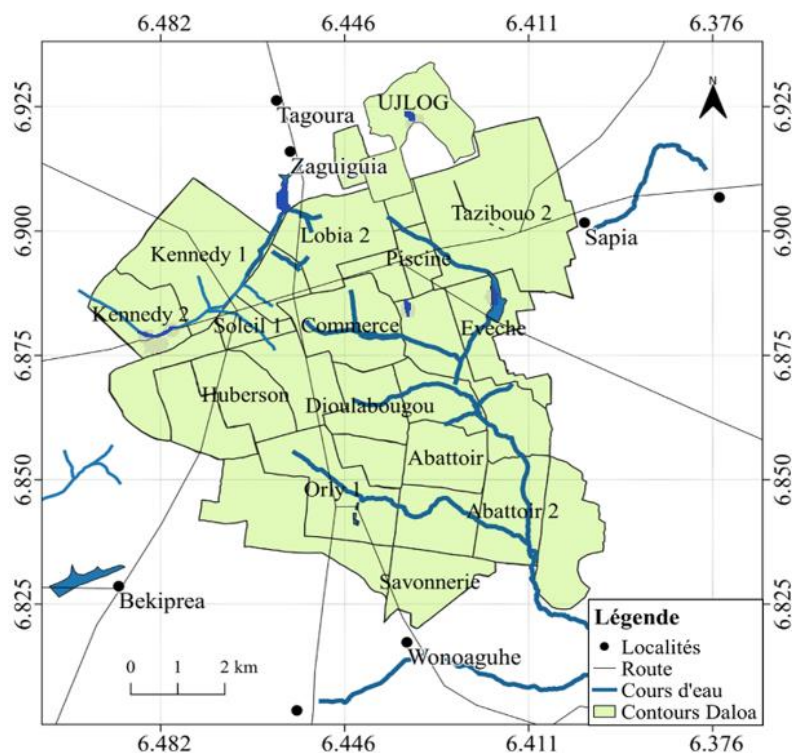


Figure 3 : Réseau hydrographique de la ville de Daloa (Source : BNETD)

1-2. ZOOPLANKTON

1-2-1. Subdivision

Le zooplancton ou plancton animal regroupe tous les êtres vivants ayant une taille microscopique. Cependant, certains peuvent être macroscopiques. Selon leur mode d'évolution, ces animalcules peuvent être soit permanents ou holoplanctoniques ou encore euplanctoniques, soit temporaires ou méroplanctoniques (Balvay, 2009 ; Chemli, 2017). Le zooplancton permanent regroupe tous les animalcules qui mènent une vie planctonique durant tous les stades de leur développement. En d'autres termes, les organismes zooplanctoniques permanents sont les microinvertébrés qui passent toute leur existence dans la colonne d'eau, depuis le stade larvaire jusqu'au stade adulte. Le zooplancton temporaire, quant à lui, est constitué d'organismes animaux qui ne passent que leur stade larvaire dans la colonne d'eau, dérivant au gré des courants (Kalff, 2002).

Selon leurs caractéristiques morphologiques, les organismes zooplanctoniques sont subdivisés principalement en Rotifera, Copepoda et Cladocera (Pourriot, 1980).

1-2-1-1. Rotifera

1-2-1-1-1. Caractéristiques morphologiques

Les Rotifera (du latin *rota* « roue » et *fera* « porter ») sont assimilés au microzooplancton, et regroupent l'ensemble des animalcules qui ont, dans leur partie antérieure, une bouche entourée par deux couronnes de cils (trochi ; au singulier : trochus) qui tourbillonnent en sens contraire pour faire entrer l'eau et les particules de nourriture dans la cavité buccale, et pour servir aussi à la locomotion. Dans le prolongement de cette cavité buccale se trouve, au niveau du pharynx, le mastax, un appareil masticateur complexe constitué de sept pièces dures et mobiles (formant le trophus) servant à broyer la nourriture (Kalff, 2002). Les Rotifera sont généralement caractérisés par la présence d'un rostre rétractile placé en position dorsale, entre les deux couronnes de cils. Cette excroissance est pourvue à son extrémité de cils, ainsi que de cellules adhésives et des lamelles sensibles. Quelques espèces ont des ocelles qui se logent parfois dans l'extrémité antérieure du rostre, et d'autres ont deux yeux visibles surtout dorsalement, inclus dans la face dorsale ou ventrale du cerveau (Clément *et al.*, 1984). Ces yeux ou ocelles ne permettent pas à ces organismes de voir, car ils sont totalement aveugles. Ces structures oculaires ou ocellaires leur permettent plutôt d'avoir des réactions motrices de nage en direction d'une source lumineuse (phototaxie positive) pour la plupart d'entre eux (Cornillac *et al.*, 1983 ; Clément *et al.*, 1984). Les Rotifera, avec une taille submicroscopique variant de 50 µm à 2 mm, ont un corps en forme de trompette, sphérique ou cylindrique (en

forme de sac ou qui a l'allure d'un ver), fortement contractile, et qui présente une symétrie bilatérale avec un axe antéro-postérieur (Bégin, 2015). Ces organismes ont un corps divisé en trois parties bien distinctes : la tête (appareil rotateur), le tronc et le pied terminé par deux orteils dans lesquels passent les canaux des glandes adhésives ou pédieuses dont la sécrétion permet à ces organismes d'adhérer temporairement au substrat. Tout comme les Nématodes, les Rotifera sont transparents et eutéliques, c'est-à-dire leur nombre de cellules est fixe. La tête et la partie postérieure ne sont pas couvertes par la cuticule. La figure 4 présente les caractéristiques générales d'un Rotifera Bdelloïda.

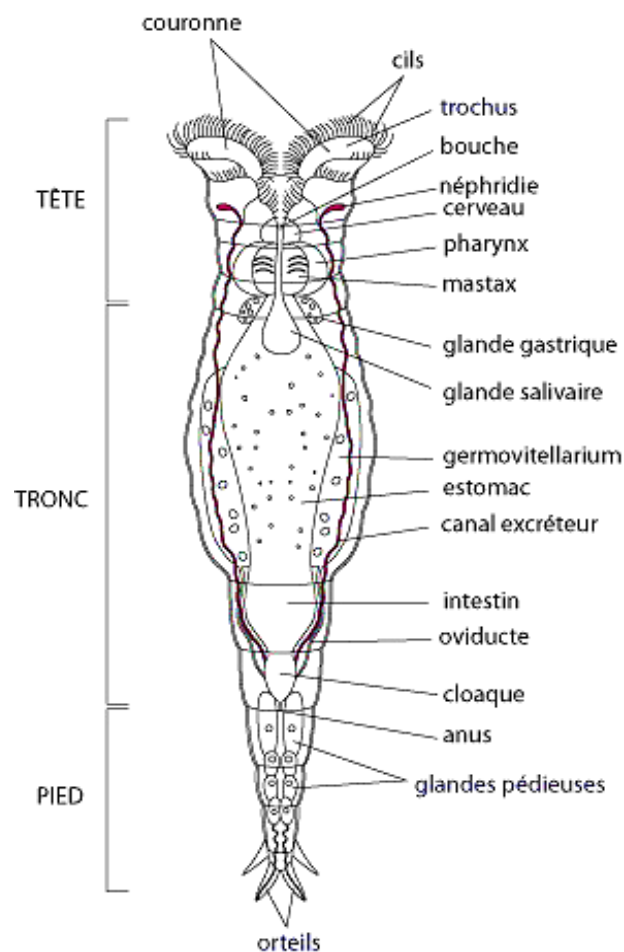


Figure 4 : Organisation générale d'un Rotifera, *Adineta vaga* (Flot *et al.*, 2013)

1-2-1-1-2. Habitats

Les Rotifera vivent dans divers milieux. Les formes libres se retrouvent partout : dans le milieu marin, les eaux des lacs ou rivières, dans le sol, en Antarctique et dans des habitats semi-terrestres tels que les mousses, lichens, flaques d'eau, gouttières, etc. Ils sont surtout abondants dans les milieux aquatiques peu profonds (Wallace *et al.*, 2005). Cependant,

certaines espèces de Rotifera sont étroitement inféodées aux milieux aquatiques souterrains tels que les nappes phréatiques et les karsts (Balvay, 2012).

1-2-1-1-3. Reproduction

Chez les Rotifera, la reproduction se fait différemment selon qu'ils appartiennent aux Monogononta ou aux Digononta ou aux Seisonidea. Chez les Digononta (ou Bdelloida, unique ordre des Digononta), il n'y a pas de mâles ; ce sont uniquement les femelles qui se reproduisent, et ce, de façon clonale. Cependant, dans quelques cas il existe une viviparité où des embryons mobiles ont été observés à l'intérieur du corps transparent de la mère (Flot *et al.*, 2013). Les Digononta sont caractérisés par la présence d'une parité de glandes génitales. Ces Rotifera se reproduisent par parthénogenèse thélytoque ou apomictique, une reproduction asexuée. En effet, une femelle amictique (c'est-à-dire une femelle qui ne produit que des femelles) dépose un œuf non-fécondé contenant le même nombre de chromosomes que la mère, et le descendant se développe en une femelle identique à la mère (Flot *et al.*, 2013). Chez les Rotifera Monogononta par contre, on retrouve des mâles, plus petits que les femelles, avec un appareil reproducteur constitué d'un seul testicule, un spermiducte et un gonopore, situé dans la partie postérieure. Cependant, la reproduction chez ces organismes est selon le mode asexué, parthénogénique comme chez les Digononta, sauf que cette parthénogenèse est de type cyclique. En effet, lorsque les conditions vitales de leur habitat sont favorables, les Monogononta se reproduisent de façon clonale. D'abord, les œufs formés par mitose sont non-réduits et se développent en une nouvelle femelle amictique. Quand les conditions de leur environnement deviennent défavorables pour la survie de l'espèce, l'œuf ($2n$) subit un stimulus « mictique » et se développe ensuite en une femelle mictique qui va produire des ovules haploïdes par méiose. Ces ovules non-fécondés se développent en mâles haploïdes qui produisent du sperme par mitose. Ce sperme va fertiliser d'autres ovules haploïdes pour former des œufs diploïdes, dormants, qui sont déposés dans le sédiment. De ces œufs dormants, très résistants à des conditions extrêmes telles que la dessiccation et les températures extrêmement faibles, des femelles amictiques vont éclore (quand les conditions environnementales sont favorables) (Kalff, 2002 ; Wallace & Snell, 2010). Chez les Seisonidea, les glandes génitales sont paires, mais la reproduction est exclusivement sexuée. Ce cycle de reproduction des Rotifera est représenté par la figure 5.

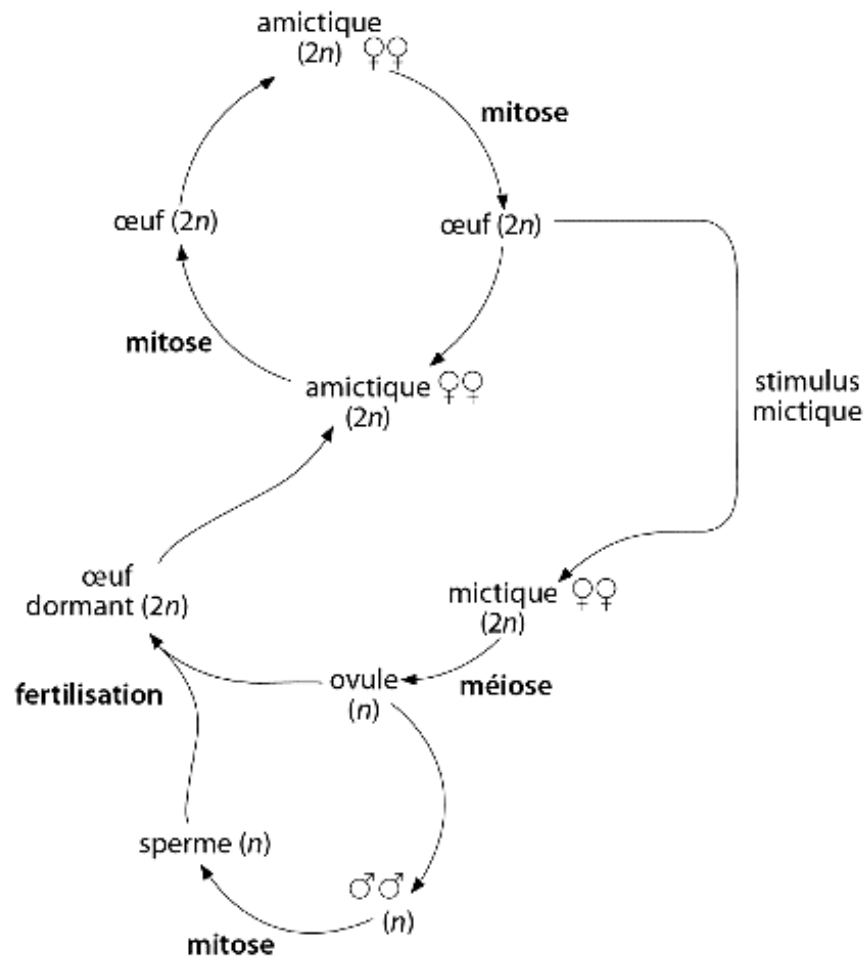


Figure 5 : Schéma du cycle de reproduction des Rotifera (Flot *et al.*, 2013)

1-2-1-1-4. Diversité taxonomique

Les Rotifera constituent la composante majeure du zooplancton dulçaquicole (Wallace *et al.*, 2006 ; Clément, 2009 ; Balvay, 2012). Ces organismes sont composés de plusieurs espèces aux Monogononta, Digononta et Seisonida. Les Monogononta, plus diversifiés, renferme 1 570 espèces distribuées dans plus de 100 genres. Les Digononta, quant à eux, enregistrent un peu plus de 460 espèces réparties en 19 genres. Chez les Seisonida, les moins diversifiés des Rotifera, seulement trois espèces sont retrouvées, et ce dans deux genres (Wallace & Snell, 2010).

1-2-1-1-5. Alimentation

Dans leur milieu aquatique, les Rotifera ont adopté différents modes de nutrition selon les espèces. Certains sont suspensivores, se nourrissant de particules organiques en suspension dans l'eau, de bactéries, de plancton et autres organismes minuscules. D'autres Rotifera se

sont spécialisés dans la prédation. Ces organismes s'activent dans la recherche de leurs proies essentiellement constituées d'organismes microscopiques. Quelques Rotifera (les Seisonida) ont adopté une vie en symbiose avec un hôte. Ils s'attachent aux branchies des crustacés pour se nourrir des déchets qu'ils y trouvent (Arndt, 1993). Cependant, il en existe d'autres (les Acanthocephala) qui ne peuvent vivre qu'aux dépens d'autres organismes tels que les crustacés, les mollusques et les annélides et même les vertébrés, qu'ils parasitent (Walsh *et al.*, 2014). Les Rotifera sont des animaux qui n'ont pas de systèmes circulatoire et respiratoire. Par conséquent, la circulation des nutriments apportés par le liquide traversant la cavité centrale (le pseudocœlome ou blastocœle) est sous pulsion du mouvement de l'animal et des contractions musculaires. La respiration, quant à elle, se fait par simple diffusion à travers la paroi du corps.

1-2-1-1-6. Eléments d'écologie

Pendant que ces organismes zooplanctoniques prélèvent, dans leur habitat, des organismes pour satisfaire leur besoin trophique, d'autres organismes les préfèrent dans la chaîne trophique. Les Rotifera jouent un rôle déterminant dans les réseaux trophiques aquatiques. En effet, ils constituent une source de nourriture importante pour les poissons (surtout pour les stades larvaires) et les invertébrés prédateurs (Balvay, 1990). Ainsi, ils constituent un intermédiaire essentiel entre les nutriments entrant dans le système et les niveaux trophiques supérieurs.

Hormis leur importance dans les chaînes trophiques dans les milieux aquatiques, les Rotifera sont utilisés dans des études écotoxicologiques (Snell & Joaquim-Justo, 2007) et dans la détermination de la qualité écologique des milieux aquatiques (Haberman & Haldna, 2014).

Dans leur habitat, autant ces organismes zooplanctoniques agissent sur les autres biotes, autant ils subissent les facteurs du milieu. La durée de vie de certains Rotifera (les Bdelloïda), influencée par la variabilité de la température, varie généralement de trois à six semaines (Clément, 2009). Les Rotifera ont développé des stratégies de survie en périodes de températures très extrêmes. Dans ces conditions de vie, ces organismes peuvent mener une vie ralentie pendant des mois, voire même des années. Au cours de l'année, le peuplement varie en fonction de la température, des conditions hydrologiques, de l'abondance de la nourriture et de la prédation par les poissons (Bouzidi *et al.*, 2010). L'assemblage des différentes espèces de Rotifera dans un plan d'eau dépend grandement de la température puisqu'il s'agit d'organismes ectothermes (dont le maintien de la température corporelle et des processus métaboliques dépend de sources de chaleur externes) (Herzig, 1987).

Dans les conditions de stress hydrique, le Rotifera prend une forme compacte et arrondie en rétractant pied, rostre et trochus. Quand l'eau réapparaît, le Rotifera peut reprendre sa forme active et continuer son cycle de vie (Pourriot & Francez, 1986).

La reproduction des Rotifera est, d'une façon générale, fortement influencée par les phénomènes tels que la photopériode, la température, la vitamine E, le régime alimentaire ou la densité de population (Bégin, 2015). Une plus haute température peut indiquer un plus haut taux de reproduction, donc une capacité accrue à coloniser rapidement un milieu.

Les déplacements des Rotifera, ainsi que des autres organismes zooplanctoniques, sont influencés par la lumière dans l'eau. Alors qu'ils migrent vers le fond au cours de la journée pour réduire les chances de leurs prédateurs de les détecter, ils remontent vers la surface la nuit pour se nourrir de phytoplancton (Karabin & Ejsmont-Karabin, 2005).

1-2-1-2. Copepoda

1-2-1-2-1. Caractéristiques morphologiques

Les Copepoda (pouvant être qualifiés de mésozooplancton pour les stades adultes, puisqu'ils présentent un stade nauplius dont la taille peut être assimilée à du microzooplancton), avec une taille comprise entre 0,2 mm et 12 mm (Bradford-Grieve *et al.*, 1999), sont des microcrustacés qui ont l'allure de petites crevettes et qui sont caractérisés par des pattes en forme de rames. Cette caractéristique est la signification de leur nom issu de deux mots grecs : kope qui signifie rame et podos, pied. Ces pattes natatoires sont biramées et garnies de soies. Les Copepoda ont un corps ovoïde, composé de 16 segments fondamentalement fusionnant les uns avec les autres pour former trois régions distinctes du corps (Dussart, 1980). De la région antérieure à la région postérieure du corps de ces animaux, se positionne d'abord le céphalosome (la tête). Cette partie, ovoïde et formant la région antérieure du corps, est constituée des six premiers segments (qui sont généralement fusionnés). A la suite du céphalosome, il y a le métasome ou thoracosome (le thorax). Cette région médiane du corps est constituée de cinq segments thoraciques plus ou moins fusionnés en fonction de l'espèce. Le corps des Copepoda est terminé avec l'urosome (l'abdomen), court et cylindrique, constitué de cinq segments abdominaux eux aussi plus ou moins fusionnés en fonction de l'espèce. Cet abdomen est terminé par un furca, organe formé de deux rames caudales articulées et garnies de soies (Dussart, 1967). La tête et le thorax constituent souvent un ensemble homogène appelé céphalothorax ou corps antérieur que l'on oppose au corps postérieur souvent composé du seul abdomen. Chez certaines espèces, il arrive parfois que le dernier segment thoracique s'incorpore à l'abdomen. Le corps postérieur n'est alors plus

synonyme d'abdomen. Les Copepoda sont aussi caractérisés par la présence d'un seul œil appelé œil nauplien, de longues et dures antennules et de courtes antennes biramées. Les caractéristiques générales des Copepoda sont présentées à la figure 6.

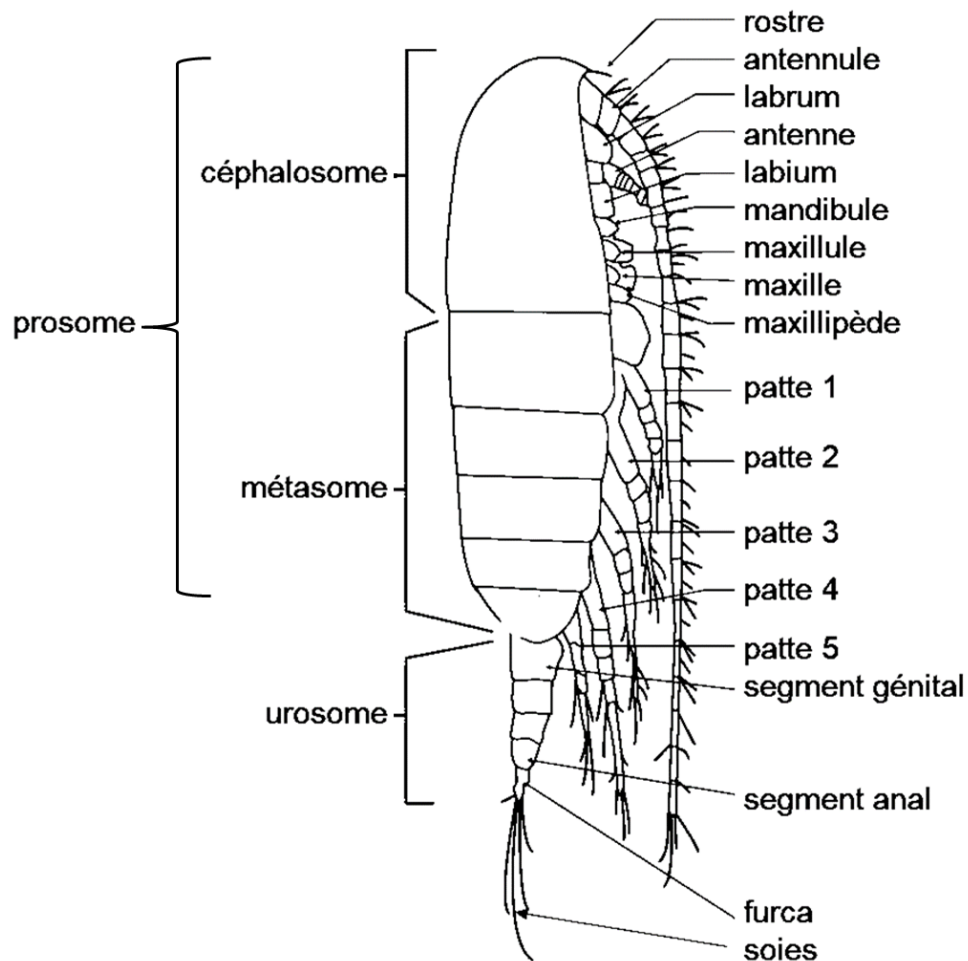


Figure 6 : Organisation générale d'un Copepoda Calanoïdae (Mauchline, 1998)

1-2-1-2-2. Habitats

Bien qu'ils soient planctoniques, les Copepoda peuvent aussi vivre sur le fond ou à l'intérieur même des sédiments. Ces microcrustacés se retrouvent dans tous types de milieux aquatiques, qu'ils soient lenticques ou lotiques ou qu'ils soient permanents ou transitoires. La présence de ces organismes est observable dans des mousses ou dans des détritux végétaux humides, et même dans les eaux souterraines (Galassi, 2001).

1-2-1-2-3. Reproduction

A la différence de plusieurs autres groupes zooplanctoniques, les Copepoda ont nécessairement besoin de s'accoupler pour pouvoir se reproduire car chez ces animaux les sexes sont toujours séparés (Chippaux, 2017). Selon les comportements dépendant du rythme

et de l'abondance des ressources nutritives ainsi que de la température du milieu des espèces, cette reproduction peut se faire tout au long de l'année ou de façon saisonnière (Johnson & Scheibling, 1987). A la ressemblance des animaux terrestres, le Copepoda femelle émet des phéromones pouvant attirer des mâles potentiels se trouvant dans un rayon de plus de 10 cm ; rayon vu à l'échelle de la taille des Copepoda. La femelle, ayant émis ces substances biochimiques, a un seul souhait, celui d'être repérée par un mâle potentiel. Et donc, dès qu'elle est repérée par un mâle mature, celui-ci s'approche d'elle, la saisie au niveau de l'abdomen et dépose à proximité de l'orifice génital de cette dernière, une sorte de sac allongé contenant le liquide séminal, le spermatophore, avant de la relâcher assez rapidement (Bouziane, 2021). Ce spermatophore va libérer les spermatozoïdes qui vont féconder les œufs au fur et à mesure que ceux-ci seront produits par la femelle. Selon l'espèce considérée, ces œufs fécondés vont être ensuite conservés dans un ou deux sacs ovigères jusqu'à l'éclosion ou être relâchés directement dans le milieu. Lorsque ces œufs fécondés arrivent à éclosion, ils produisent des larves qui passeront par plusieurs stades de développement pour être des Copepoda adultes. Le passage de ces œufs à des Copepoda adultes peut aller de quelques semaines à plusieurs mois selon les climats et les espèces (Jamieson & Burns, 1988 ; Twombly & Burns, 1996 b ; Jiménez-Melero *et al.*, 2007). Après éclosion, le développement des Copepoda compte 12 stades distincts répartis en six stades naupliens (N_1 à N_6) et six stades copépodites (C_1 à C_6), le dernier stade copépodite (C_6) correspondant à l'état adulte (Dussart, 1967). Au cours des trois premiers stades naupliens (N_1 à N_3), les individus, avec une forme globalement ovoïde, ne possèdent que trois paires d'appendices : les antennules, les antennes et les mandibules, et leur corps ne présente aucune segmentation visible. Ce n'est qu'au cours des stades N_4 à N_6 que les premières segmentations ainsi que l'ébauche d'appendices supplémentaires apparaissent. Cependant, ces animalcules restent encore très différents de l'aspect adulte (Chippaux, 2017). Ce n'est qu'au cours du passage du dernier stade nauplien (N_6) au premier stade copépodite (C_1) que ces animaux commencent à présenter l'aspect du futur adulte. Ainsi, la segmentation du corps apparaît clairement, et les deux premières paires de pattes sont présentes. Cette segmentation devient de plus en plus importante selon que l'animal passe successivement du stade C_1 au stade C_6 , et le nombre de paires de pattes passe à quatre, cinq ou six selon l'espèce et le sexe considéré. C'est au passage au stade adulte (C_6) que s'achève la différenciation du segment génital et de la dernière paire de patte. Le passage d'un stade de développement à l'autre est marqué par une

mue. Lorsque le Copepoda atteint le stade adulte, il ne mue plus et sa croissance s'arrête (Figure 7) (Chippaux, 2017).

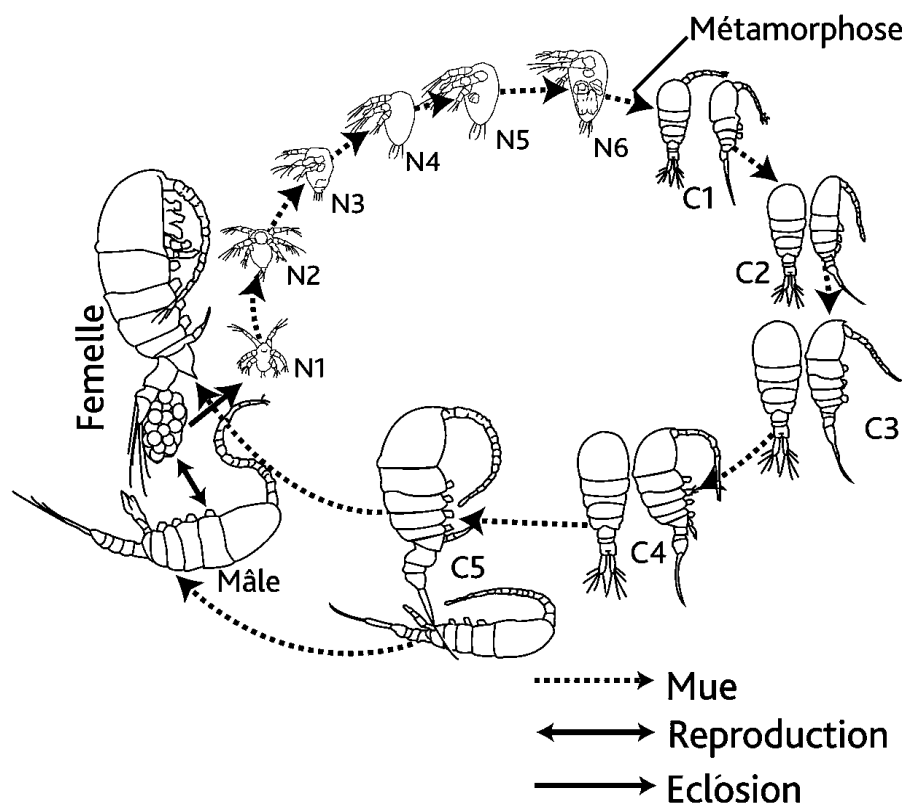


Figure 7 : Cycle de reproduction des Copepoda (Katona, 1971)

N1 à N6 = stades naupliens de 1 à 6 ; C1 à C5 = stades copépodites de 1 à 5

1-2-1-2-4. Diversité taxonomique

Les Copepoda sont reconnus comme étant les organismes pluricellulaires les plus abondants de la planète, et formant un groupe extrêmement diversifié (Nybakken, 2001 ; Ladhar, 2014). Dix ordres, totalisant environ 210 familles regroupant 2 400 genres et plus de 14 000 espèces dont plus de 10 000 marines, sont distingués (Aka-Koffi *et al.*, 2010). Avec plusieurs milliers d'espèces connues, les Harpacticoida (54 familles), les Cyclopoida (90 familles) et les Calanoida (41 familles) sont les ordres de Copepoda les mieux diversifiés tant dans les milieux d'eau douce que salée (Drira *et al.*, 2009).

1-2-1-2-5. Alimentation

L'alimentation des Copepoda varie selon les espèces, et ce, d'un stade de développement à l'autre dans le biotope considéré (Tackx *et al.*, 1990). Certaines espèces de Copepoda sont des filtreurs ou des brouteurs (Graeve *et al.*, 1994). Celles-ci filtrent la colonne d'eau pour

capturer les microalgues ou broutent celles retrouvées à la surface ou à l'intérieur du sédiment pour se nourrir (Mauchline, 1998 ; Antajan & Gasparini, 2004). D'autres espèces sont plutôt des prédateurs (Calbet *et al.*, 2007). Elles recherchent, aussi bien dans la zone pélagique que benthique, des proies potentielles comme les radiolair, les Rotifera, les larves d'autres crustacés ou encore d'autres Copepoda passant leur stade juvénile (Ohman & Hirche, 2001 ; Basedow & Tande, 2006 ; Camus & Zeng, 2009). Toutefois, plusieurs Copepoda peuvent être tantôt herbivores, tantôt carnivores en fonction de la disponibilité, la taille et la valeur nutritive des aliments à prélever dans le milieu (Adrian & Schneider-Olt, 1999). Ainsi, ces espèces à régime omnivore se nourrissent à la fois d'algues, de petits organismes zooplanctoniques (Lonsdale *et al.*, 2000) et même de détritiques souvent colonisés par de nombreuses bactéries qui améliorent leur valeur nutritionnelle dans le milieu (Jumars *et al.*, 1993 ; Dilling *et al.*, 1998). En dehors de ces différents régimes et comportements alimentaires, d'autres espèces de Copepoda sont parasites ou commensales de Protozoa, mollusques, crustacés, poissons (Ladhar, 2014). Même si le but de prélever des aliments dans le milieu est de se nourrir, il n'en demeure pas moins que les Copepoda prennent souvent le temps de faire des sélections extrêmes de leur "butin". Ces organismes sont ainsi capables de trier les particules capturées pour ne conserver que celles jugées intéressantes au point de n'ingérer parfois que certaines espèces très précises d'algues ou de Protozoa. A travers donc cette sélection d'aliments, ces microcrustacés peuvent non seulement éviter certaines espèces toxiques, mais aussi améliorer le rapport entre le gain d'énergie apporté par la proie et la perte d'énergie nécessaire à sa capture et à son assimilation (Jansen *et al.*, 2006).

1-2-1-2-6. Eléments d'écologie

Les Copepoda sont des organismes clés participant majoritairement au cycle de nutriments et au flux énergétique dans les écosystèmes aquatiques (De-Young *et al.*, 2004 ; Lorda *et al.*, 2013). En effet, ces organismes constituent un lien important dans les relations trophiques entre les organismes phytoplanctoniques et microbiens qu'ils consomment et les macroinvertébrés et des vertébrés qui s'en nourrissent ; assurant ainsi la rétention ou le transfert de certains éléments fondamentaux comme le carbone et l'azote. Sans ce lien, une grande partie de la production primaire ne parviendrait pas jusqu'aux échelons trophiques supérieurs, et de nombreuses espèces aquatiques ne pourraient donc pas se développer (Hays *et al.*, 2005 ; Letessier *et al.*, 2012). Par ailleurs, les Copepoda sont utilisés dans l'évaluation de l'impact des contaminants dans les écosystèmes aquatiques (Forget-Leray *et al.*, 2005). Ainsi, à travers ces organismes, la présence de divers types de polluants organiques comme

les agents antifouling, les pesticides, les hydrocarbures aromatiques polycycliques et les polychlorobiphényles a été révélée dans des milieux aquatiques (Staton *et al.*, 2002 ; Magnusson *et al.*, 2007). Ces organismes sont aussi utilisés pour évaluer le risque associé à l'exposition aux perturbateurs chimiques endocriniens (Marzio *et al.*, 2013). Du fait de leur petite taille et leur courte durée de vie, les Copepoda sont utilisés comme des indicateurs biologiques de l'intégrité des milieux aquatiques (Hays *et al.*, 2005 ; Marques *et al.*, 2011) et des changements climatiques (Greene & Pershing, 2007).

Dans leur habitat aquatique, les Copepoda voient une grande partie de leur activité et de leur dynamique être influencée par la température et la quantité et la qualité de nourriture, la lumière et la turbulence ainsi que par des facteurs biotiques tels que la prédation, à des degrés variables (Marion, 2018). En effet, ces organismes abondent dans les milieux aquatiques avec l'élévation de la température et le développement du phytoplancton ou du microphytobenthos, mais deviennent moins abondants avec la prédation dont ils sont victimes (Stockwell & Johannsson, 1997 ; Peterson, 2001). Les Copepoda étant des organismes poikilothermes, la durée de leur développement, leur phénologie ainsi que leur comportement trophique sont fortement influencées par la température (Gerten & Adrian, 2002 ; Adrian *et al.*, 2006 ; Ladhar, 2014). En effet, une élévation de la température de l'eau peut provoquer un changement de la structure des communautés phytoplanctoniques ; ce qui va donc modifier la qualité et la quantité de nourriture disponible pour les communautés zooplanctoniques (Wagner & Adrian, 2011 ; Seebens *et al.*, 2013). Il s'établit alors une compétition trophique au sein des communautés zooplanctoniques. Cette compétition entre les organismes zooplanctoniques ainsi que la pression de prédation des vertébrés planctivores qu'ils subissent vont plus ou moins modifier la taille des assemblages zooplanctoniques dans l'écosystème (Moore *et al.*, 1996).

1-2-1-3. Cladocera

1-2-1-3-1. Caractéristiques morphologiques

Les Cladocera sont de petits crustacés dont la taille est comprise entre 0,2 et 3 mm. Ils sont recouverts d'une carapace chitineuse bivalve transparente laissant la tête libre, et permettant de les voir comme des organismes en forme de goutte d'eau (Figure 8). Contrairement aux Copepoda, le corps des Cladocera n'est marqué d'aucune segmentation typique. Néanmoins, ces organismes sont caractérisés par la présence d'un sinus cervical bien marqué qui divise leur corps en deux régions bien distinctes : la région céphalique et la région thoracique et abdominale (Amoros, 1984). La région céphalique regroupe la tête et ses composantes. La

tête des Cladocera a une forme assez variée, pouvant présenter ou non un rostre, un prolongement postéro-ventral. Sur cette tête est visible un œil unique résultant de la fusion des yeux coalescents. Cependant, certaines espèces sont caractérisées par un ocelle pouvant être rudimentaire ou, au contraire, aussi gros ou plus gros que l'œil. De part et d'autre de la tête, s'insèrent, dans la région postéro-ventrale, des antennules généralement petites et non articulées, garnies d'une ou deux soies latérales et d'une touffe de soies olfactives terminales. A côté de ces antennules, se trouvent des antennes généralement développées servant à la locomotion. Chaque antenne est constituée d'un article basal grand et large sur lequel s'insèrent deux rames (endopodite et exopodite) pluriarticulées, portant ou non une ou plusieurs longues soies. Celles-ci augmentent la surface portante des antennes dont les battements permettent la nage des espèces planctoniques. A la base des antennes, du côté dorsal, se trouve le fornix, un repli chitineux renforcé utilisé comme critère systématique. La bouche des Cladocera, constituée de deux robustes mandibules, deux petites maxillules, deux maxilles vestigiales, une lèvre supérieure ou labre, une lèvre inférieure ou labium, s'ouvre à la limite tête-corps (Shiel, 1995). Le reste du corps, constituant les régions thoracique et abdominale, est composé du thorax, de l'abdomen et du post-abdomen. Ceux-ci sont enveloppés par les deux valves de la carapace (Amoros, 1984). Les pattes thoraciques, différenciées en appareil collecteur de nourriture, sont au nombre de cinq à six paires, biramées, foliacées, et sont munies de nombreuses soies et épines. Cependant, ces pattes diffèrent plus ou moins les unes des autres selon les espèces. Les premières et deuxième pattes sont cylindriques, très longues chez les espèces prédatrices. Ces pattes assurent ainsi une fonction de préhension. Les troisièmes et quatrième pattes sont, chez certaines espèces, foliacées et garnies de longues soies. Les cinquièmes et sixièmes pattes peuvent être réduites. Cependant, les sixièmes pattes peuvent même être inexistantes (Smirnov, 1966 a et b, 1968). Les Cladocera possèdent un abdomen assez réduit au point où on a tendance à le voir fusionné avec le thorax. Cet abdomen présente parfois un ou plusieurs processus abdominaux qui obturent la cavité incubatrice. La limite entre abdomen et post-abdomen est marquée par la présence de deux longues soies abdominales. Le post-abdomen est très fréquemment replié vers la partie ventrale du corps, ce qui a pour effet d'amener la région dorsale en position ventrale. Il se prolonge par deux griffes terminales pouvant présenter à leur base une ou plusieurs épines et des soies plus ou moins spinuleuses groupées en peigne (Amoros, 1984).

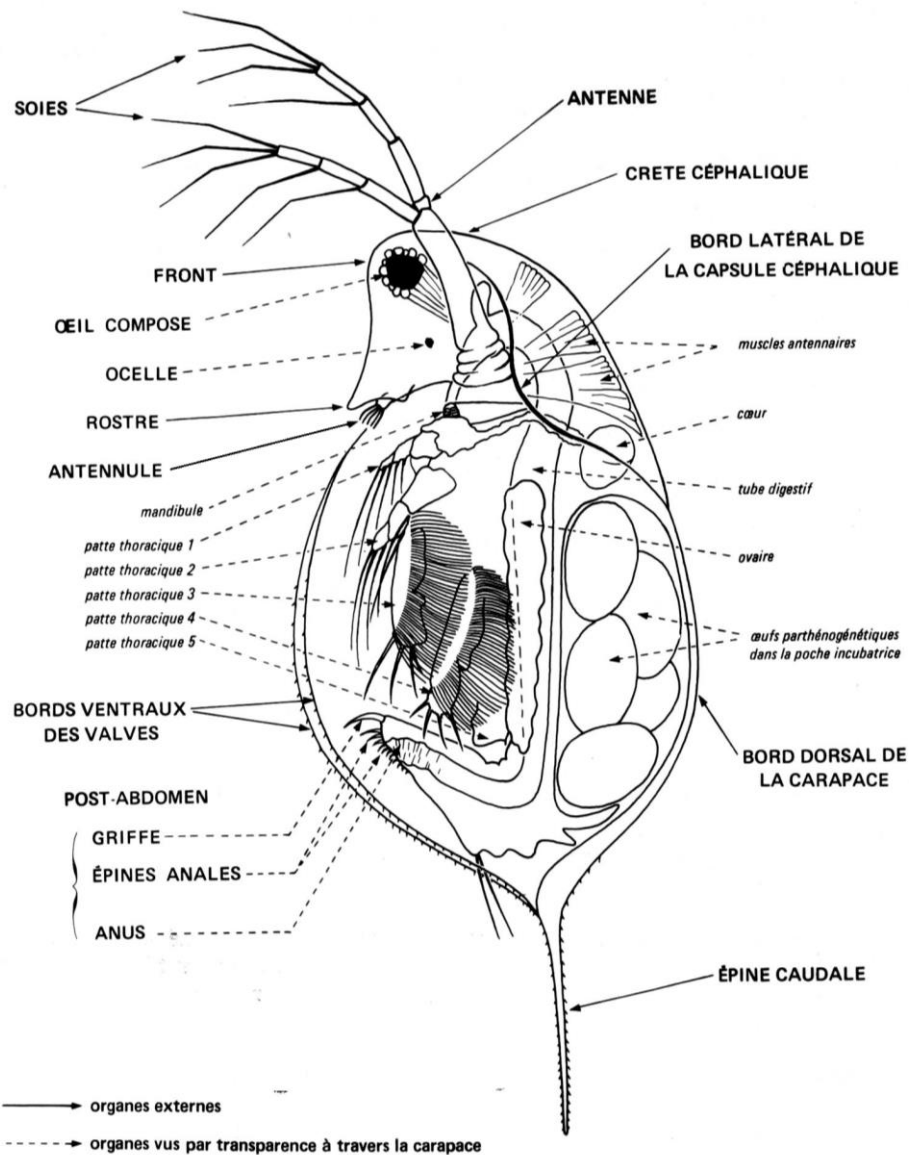


Figure 8 : Organisation générale d'un Cladocera du genre *Daphnia* (Amoros, 1984)

1-2-1-3-2. Habitats

Les Cladocera sont des habitants de divers milieux presque exclusivement dulçaquicoles. Ainsi, ces organismes sont retrouvés dans les eaux de petites ou grandes dimensions ou de faible profondeur, stagnantes ou à faible courant, pérennes ou temporaires. Néanmoins, la présence de quelques uns est détectée dans les milieux salés (Huet *et al.*, 2021). Dans leur milieu aquatique, les Cladocera sont rencontrés dans la zone pélagique, mais beaucoup plus dans la zone littorale, particulièrement au niveau des herbiers. Cependant, ils se retrouvent par moment sur le fond (Tchapgnouo *et al.*, 2012).

1-2-1-3-3. Reproduction

Tout comme les Rotifera, les Cladocera ont une reproduction particulière. Ces organismes sont, pour la plupart, constitués de femelles qui produisent par parthénogénèse des jeunes femelles vivantes qui grandiront par mues successives quand les conditions environnementales sont favorables (Figure 9). Ces jeunes femelles sont morphologiquement semblables à l'adulte (à l'exception de *Leptodora kindtii* qui présente un développement comportant un stade métanauplius) (Vachon & Dumont, 2000). Cependant, lorsque ces conditions environnementales deviennent défavorables, des œufs parthénogénétiques émettent des mâles qui permettront une reproduction sexuée. L'accouplement de ces mâles avec les femelles donnera des œufs fécondés ou œufs de durée qui résisteront aux conditions écologiques défavorables. Cette résistance de ces œufs est rendue possible grâce à une protection assurée par l'éphippie, substance libérée par la mue ou la mort de la mère. Ainsi, ces œufs resteront viables malgré l'action de la dessiccation ou le transit dans le tube digestif de certains animaux. Par conséquent, ces œufs fécondés permettront la perpétuation des espèces, et ce, sur de grandes superficies. Dès le retour des conditions favorables les œufs fécondés éclosent, libérant des larves femelles qui pourront à leur tour se reproduire parthénogénétiquement après quelques mues (Amoros, 1984).

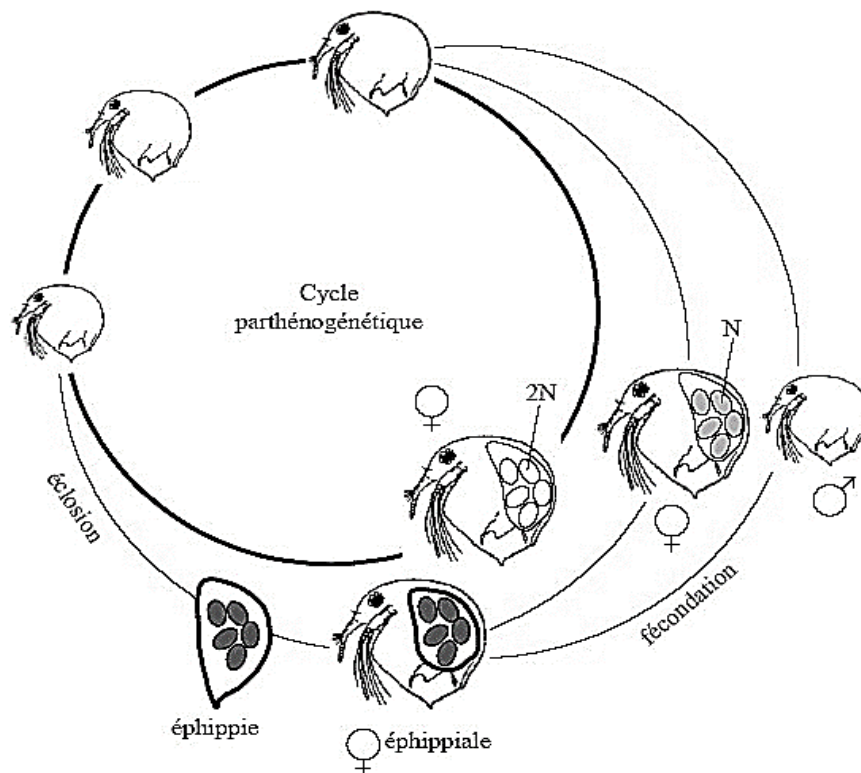


Figure 9 : Cycle de reproduction des Cladocera (Viroux, 2000)

1-2-1-3-4. Diversité taxonomique

Les Cladocera, comparativement aux Rotifera et aux Copepoda, sont un groupe taxonomique peu diversifié. Les Cladocera sont plus diversifiés dans les milieux dulçaquicoles (Dole-Olivier *et al.*, 2000). Ces organismes comptent 620 espèces dulçaquicoles regroupées en 95 genres et en 17 familles (Forro *et al.*, 2008).

1-2-1-3-5. Alimentation

La quasi-totalité des Cladocera se nourrit par filtration en collectant du phytoplancton, des sédiments et des bactéries. Pour exercer cette fonction physiologique, ces organismes créent en permanence un courant d'eau entre les valves grâce aux mouvements des pattes thoraciques qui vont filtrer l'eau à travers leurs soies pour retenir des microalgues, des détritiques organiques fins et des bactéries qui seront d'abord rassemblés dans une gouttière thoracique ventrale, puis acheminés vers la bouche. Il y a aussi des espèces qui sont capables de prélever du périphyton algal, et d'autres capables de mettre en suspension et absorber les éléments organiques fins de la vase ou des couches de débris accumulés sur le fond (Amoros, 1984).

1-2-1-3-6. Eléments d'écologie

Les Cladocera jouent un rôle écologique très important dans leur biotope. Ces petits crustacés assurent le transfert de matière et d'énergie dans les chaînes trophiques tant dans les milieux naturels que dans les milieux aménagés (Pourriot & Francez, 1986 ; Shiel, 1995). En effet, ces organismes interviennent dans l'alimentation de plusieurs espèces de poissons surtout des alevins, et de nombreux d'autres planctophages comme les macroinvertébrés et d'autres organismes zooplanctoniques. Les Cladocera sont également bien appréciés par les poissons d'aquaculture en tant qu'aliment riche en protéines et acides gras. Ils constituent un important réservoir de nutriments d'origine phytoplanctonique qui peut être transféré aux alevins de par leur seule activité herbivore permettant de prélever plus de 60 % de la production primaire. A travers leur activité trophique par la filtration de l'eau, les Cladocera entretiennent la clarté des plans d'eau, permettant une meilleure pénétration de la lumière dans les couches profondes de la colonne d'eau (Haberman, 1998).

Les Cladocera sont beaucoup influencés par les facteurs abiotiques tels que la température de l'eau, la pénétration de la lumière, le pH, l'oxygène dissout, la salinité, les contaminants toxiques, et par les facteurs biotiques telles que la disponibilité de nourriture (algues, bactéries) et la prédation exercée par les poissons et les invertébrés (Onyema & Ojo, 2008). Le type de reproduction de ces petits crustacés est sous contrôle de la qualité des conditions

de leur biotope. Ces organismes adoptent la reproduction par parthénogenèse quand ces conditions environnementales sont favorables, et optent pour la reproduction sexuée quand ces conditions deviennent défavorables (Amoros, 1984). L'effectif des populations de ces animaux diminue considérablement avec une abondance relativement faible de certaines algues de qualité nutritionnelle excellente (Laine & Perga, 2015), et une augmentation de prédation par les poissons et les invertébrés (Vogel, 2014). Cependant, si les ressources nutritives souhaitées sont en quantité satisfaisante, les populations s'accroissent très vite et peuvent atteindre jusqu'à plusieurs centaines d'individus par litre d'eau. Les Cladocera sont tellement sensibles aux variations des conditions de leur milieu que la forme que revêtent certaines espèces varie sensiblement selon que l'état thermique est ou non favorable. Ainsi, au cours d'une année, des générations avec un faciès très différent apparaissent (Amoros, 1984).

1-2-2. Domaines d'utilisation du zooplancton

1-2-2-1. Cycles biogéochimiques

Les organismes zooplanctoniques participent de façon majeure aux cycles biogéochimiques. En effet, constituant le lien majeur dans la chaîne alimentaire transférant la matière organique produite par les organismes phytoplanctoniques et les boucles microbiennes vers les niveaux trophiques supérieurs, les organismes zooplanctoniques permettent ainsi la rétention ou le transfert de certains éléments fondamentaux comme le carbone et l'azote (Lorda *et al.*, 2013). Par ailleurs, le carbone est apporté par le flux de pelotes fécales produit par les organismes zooplanctoniques déposés dans les fonds des milieux aquatiques. En effet, ces pelotes fécales ainsi déposées se minéralisent à nouveau sous l'action des micro-organismes, apportant de façon relativement rapide une grande part du carbone disponible dans les environnements profonds (Olli *et al.*, 2007).

Aussi, les organismes zooplanctoniques permettent le transfert et la rétention de l'azote. Ils le libèrent sous différentes formes : ammonium (NH_4^+) et azote organique dissout (DON). A titre d'exemple, dans une expérience menée au laboratoire, *Acartia discaudata* et *Calanus helgolandicus* contribuent fortement à la production totale de DON sous forme d'excrétion directe (79 % et 64 %, respectivement) (Vincent *et al.*, 2007).

1-2-2-2. Domaine de la bioindication

Le zooplancton, par son mode de vie, son environnement et ses réactions aux perturbations et aux modifications de l'eau, est devenu un outil d'évaluation de l'état de santé des écosystèmes (Zebaze, 2000) et un excellent indicateur du changement climatique (Brassard, 2009). En

effet, le zooplancton est un compartiment microzoologique très sensible aux variations des conditions de son milieu. Cette caractéristique écologique lui confère le lien de causalité entre les perturbations dans l'environnement et les divers paramètres biotiques. Ce lien permet ainsi de comprendre l'impact réel des activités anthropiques sur les communautés écologiques des milieux aquatiques (Adandedjan, 2012).

Le zooplancton peut être également utilisé dans la bioindication des systèmes de production piscicoles utilisant des sous-produits agricoles dans l'alimentation des poissons. Ces sous-produits agricoles causent souvent une détérioration de la qualité de l'eau des étangs et entrainer une sous production, voir la mort des poissons. Pour optimiser la production des étangs piscicoles, le zooplancton présent dans ces milieux pourrait aussi être utilisé, comme un indicateur biologique des stress environnementaux (Dolbeth *et al.*, 2012) liée à la fertilisation organique et de production (Barbe *et al.*, 2000).

1-2-2-3. Domaine de l'aquaculture

Les organismes zooplanctoniques constituent le maillon secondaire des chaînes trophiques des écosystèmes aquatiques. Ces organismes, qui sont la première source de protéine animale pour plusieurs groupes zoologiques, constituent un aliment de base et sans équivalent pour les besoins des larves et juvéniles de poissons et de crustacés (Legendre *et al.*, 1992). En fait, les organismes zooplanctoniques comportent toutes les caractéristiques alimentaires et nutritionnelles pouvant satisfaire les besoins de croissance et de survie des poissons surtout les plus jeunes stades. Et par conséquent, ils demeurent la nourriture la plus importante pour les larves de poissons (Lubzens *et al.*, 2001 ; Piasecki *et al.*, 2004 ; Arimoro, 2006). Cet état de fait a donc suscité l'utilisation de cette microfaune en pisciculture en vue d'obtenir de bon rendement aquacole, lequel rendement est intimement lié à un meilleur taux de survie des larves (Garg & Bhatnagar, 1999 ; Piasecki *et al.*, 2004 ; Ali, 2008). Ainsi, Guerrin (1988) et Jha *et al.* (2006) ont respectivement remarqué chez des espèces de carpes alimentées avec du zooplancton vivant des taux de survie de 70 à 99 % dans l'élevage larvaire et une augmentation du taux de croissance. De même, l'élevage des larves du Loup à l'aide de zooplancton collecté dans des étangs de lagunage a abouti à une production d'alevins identique à celle des installations industrielles (Barnabé, 1978).

Le zooplancton, en particulier les Rotifera, les Cladocera et les Copepoda sont les groupes les plus importants dans la nourriture des larves de poissons d'eau douce car ils sont leurs proies préférées (Piasecki *et al.*, 2004). Ces différents groupes zooplanctoniques sont consommés par les poissons suivant leurs stades de développement. Au stade larvaire, les poissons vont

consommer essentiellement les Rotifera pendant trois ou quatre semaines. Cette communauté zooplanctonique est utilisée avec succès comme aliment vivant pour plusieurs espèces de poissons afin d'améliorer les performances de croissance et de survie larvaires (Villegas *et al.*, 1990 ; Ottera, 1993 ; Reitan *et al.*, 1993 ; Lim & Wong, 1997 ; Castell *et al.*, 2003). Quand ces larves de poissons sont âgées de trois ou quatre semaines, elles vont ensuite exercer leur prédation sur les formes adultes de Copepoda et sur les Cladocera, riches en nutriments essentiels, à savoir les acides gras polyinsaturés, les phospholipides, les acides aminés essentiels, les protéines et les vitamines dont la vitamine B (Sorgeloos *et al.*, 1980 ; Awaïss & Kestemont, 1997) ; ce qui leur permettra de bien poursuivre leur croissance jusqu'à devenir juvéniles ou adultes (Billard & Marie, 1980 ; Wurtz-Arlet, 1980).

Indépendamment de leur valeur nutritionnelle, de leur disponibilité et leur accès facile, les organismes zooplanctoniques sont très digestes contrairement aux aliments inertes malgré le développement de leur formulation (Faulk & Holt, 2005 ; Conceicao *et al.*, 2010 ; Das *et al.*, 2012). Par conséquent, l'utilisation de ces microinvertébrés comme aliment vivant dans le régime alimentaire des larves de poissons d'élevage est capitale dans la mesure où chez plusieurs larves de poissons comme le tilapia du Nil, l'appareil digestif est incapable de digérer les aliments formulés contrairement aux aliments vivants (Govoni *et al.*, 1986).

1-3. TILAPIA DU NIL

1-3-1. Position systématique

Le tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) est l'une des 1300 espèces ichtyologiques d'eau douce ou d'eau saumâtre (Stiassny *et al.*, 2007), et qui fait partie de la famille des Cichlidae. Celle-ci appartient à l'ordre des Perciformes constitué de 150 familles (Nelson, 2006). En se basant sur les caractères morphométriques, métriques et comportementaux, Trewavas (1983) a décomposé la famille des Cichlidae en plusieurs sous-familles dont celle des Tilapinae. Cette dernière est constituée de 10 genres parmi lesquels se trouvent les *Tilapia*, les *Sarotherodon* et les *Oreochromis*. La distinction entre ces trois genres est essentiellement illustrée au niveau de leur comportement de reproduction (Trewavas, 1983). Le genre *Tilapia* renferme les espèces qui fixent et incubent leurs œufs sur un substrat. Quant au genre *Sarotherodon*, il regroupe les espèces qui pratiquent l'incubation buccale biparentale ou paternelle. En ce qui concerne le genre *Oreochromis*, c'est l'incubation de type buccal qui est exclusivement pratiquée par la femelle. Le genre *Oreochromis* renferme une trentaine d'espèces parmi lesquelles fait partie *Oreochromis niloticus* dont la position systématique est proposée par FAO (2017).

Règne	: Animalia
Embranchement	: Chordata
Sous-embranchement	: Vertebrata
Super-classe	: Osteichthyes
Classe	: Actinopterygii
Sous-classe	: Neopterygii
Infra-classe	: Teleostei
Super-ordre	: Acanthopterygii
Ordre	: Cichliformes
Sous-ordre	: Labroidei
Famille	: Cichlidae
Sous-famille	: Pseudocrenilabrinae
Tribu	: <i>Oreochromini</i>
Genre	: <i>Oreochromis</i>
Espèce	: <i>Oreochromis niloticus</i>

1-3-2. Caractéristiques morphologiques

Le tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) possède un corps peu allongé et comprimé latéralement avec des écailles cycloïdes ou cténoïdes (Lévêque *et al.*, 1990). Le corps du tilapia du Nil est subdivisé en trois parties distinctes : tête, tronc et queue (Figure 10).

La tête est caractérisée par la présence d'une seule narine de chaque côté, l'absence de protubérance sur la surface dorsale du museau (Bolivar *et al.*, 2004) et d'une bouche située à la face terminale antérieure (Stiassny *et al.*, 2007). A l'intérieur de la bouche, on trouve un nombre élevé de branchiospines fines et longues (18 à 28 sur la partie inférieure du premier arc branchial, et 4 à 7 sur la partie supérieure) (Trewavas, 1983). Les os pharyngiens inférieurs, unis l'un à l'autre, forment un triangle de dents grossières et fines (Teugels & Audenaerde, 1992).

Le tronc, d'une coloration grisâtre avec poitrine et flancs rosâtres, est marqué par la présence de deux lignes latérales supérieure et inférieure sur les flancs, traversant respectivement 21 à 24 écailles et 14 à 18 écailles (Melard, 1986). Le tronc est par ailleurs marqué par la présence de deux nageoires paires (les nageoires pectorales et les nageoires pelviennes ou ventrales) et de deux nageoires impaires (la nageoire dorsale et la nageoire anale). La nageoire dorsale est constituée d'une partie antérieure épineuse présentant 16 à 17 épines et d'une partie

postérieure molle comportant 11 à 15 rayons souples (Bolivar *et al.*, 2004). Cette partie postérieure de la nageoire dorsale présente une alternance de bandes verticales claires et noires (Melard, 1986). Les épines se trouvent aussi bien sur la nageoire dorsale que sur les nageoires pelviennes et anales.

Le corps du tilapia du Nil se prolonge par un pédoncule caudal relativement court avant de se terminer par une nageoire caudale non fourchue. Cette dernière présente des traits verticaux qui distinguent aussi bien l'espèce *Oreochromis niloticus* des autres *Tilapia*.

Dans le milieu aquatique naturel, le tilapia du Nil présente des rayures verticales noires et blanches. Il est aussi reconnaissable par la coloration grisâtre de sa poitrine et par ses flancs rosâtres. Cependant, il n'est toujours pas prudent d'utiliser la coloration du corps comme trait caractéristique de distinction du tilapia du Nil des autres tilapias car ce caractère est considérablement influencé par l'environnement, l'état de maturité sexuelle et la source de l'alimentation de ces poissons (Trewavas, 1983). L'essentiel des caractéristiques de diagnostics sont les bandes régulières et définitives sur la nageoire caudale, la couleur rouge des mâles reproducteurs et la couleur sombre marginale de la nageoire dorsale.

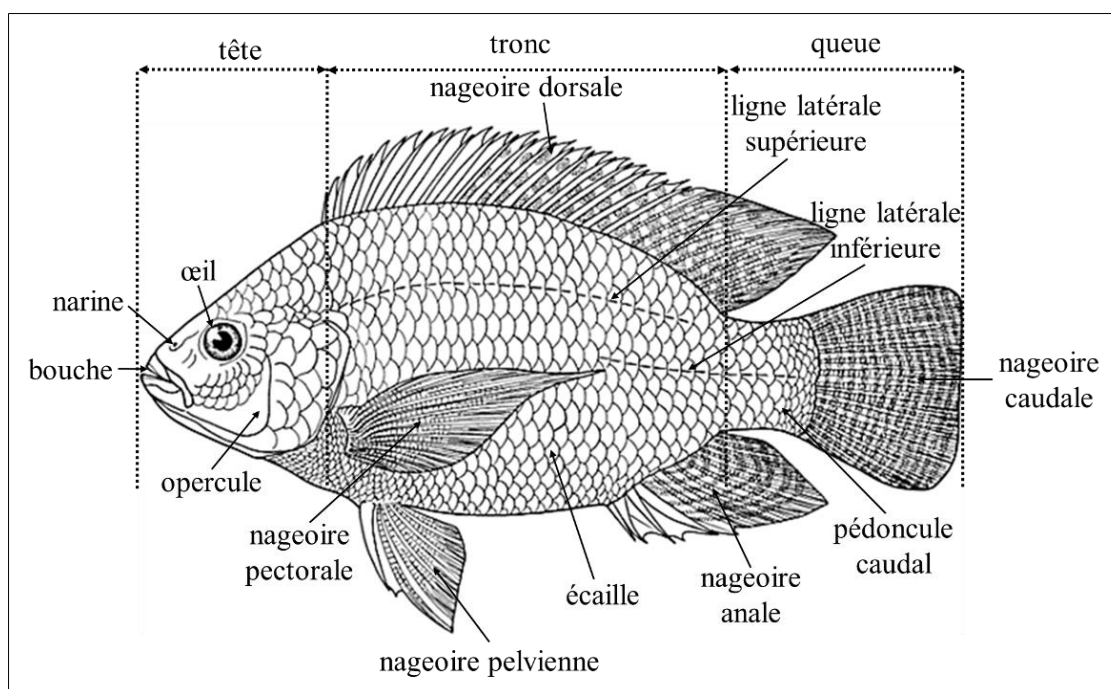


Figure 10 : Organisation générale d'*Oreochromis niloticus* (FAO, 2009 ; modifié)

1-3-3. Reproduction

La systématique des tilapias, les regroupant en trois genres à savoir *Sarotherodon*, *Oreochromis* et *Tilapia*, repose essentiellement sur les stratégies de reproduction et les

modalités des comportements sexuels et parentaux de ces poissons. En milieu naturel, les espèces du genre *Oreochromis* telles que *Oreochromis niloticus* atteignent leur maturité sexuelle au bout de 6 mois (Ruwet *et al.*, 1976). Toutefois en cas de stress lié soit à un manque qualitatif ou quantitatif d'alimentation ou soit à l'étroitesse du milieu de vie, cette maturité sexuelle s'exprime dès les trois premiers mois. Singulièrement chez *Oreochromis niloticus*, la reproduction peut s'étendre sur toute l'année de façon exponentielle avec une fréquence qui varie de 30 à 40 jours à condition que la température soit supérieure à 22 °C. La stratégie de reproduction de l'espèce correspond à une organisation sociale en arène (Figure 11). Au moment de la reproduction, le mâle aménage des nids sur un substrat meuble (gravier, sable, argile). Dans l'un de ces nids, il tentera d'attirer une femelle mature et prête à pondre parmi les femelles. Ces dernières ne vivent en bande qu'à proximité des aires de reproduction et n'effectuent que de courts séjours sur les arènes en se déplaçant d'un territoire à l'autre. Lorsqu'une femelle reproductrice potentielle est attirée jusqu'au nid, elle forme un couple éphémère avec le mâle l'ayant attirée. Après une parade de synchronisation sexuelle, la femelle dépose un lot d'ovules. Le mâle les asperge immédiatement de son sperme pour les féconder, puis la femelle les prend dans sa cavité buccale pour les incubier. Cette opération (ponte d'ovules et leur fécondation) peut être recommencée soit avec le même mâle, soit avec un autre mâle dans un autre nid (polygyne et polyandrie successive) (Ruwet, 1963). La femelle porteuse s'éloigne du nid avec ses œufs pour aller les incubier dans des zones abritées et protégées. L'éclosion des œufs a lieu dans la bouche de la femelle quatre à cinq jours après leur fécondation. La vésicule vitelline, structure nutritive permettant la survie des larves dans la cavité buccale de leur mère, disparaît complètement à l'âge de 11 à 18 jours après la fécondation selon la température du milieu de vie (Melard, 1986). Dès que cette structure nutritive est résorbée, la femelle libère ses larves dans le milieu aquatique. Celles-ci vont alors suivre les mouvements de leur mère pour chercher leur propre nourriture dans l'habitat. Mais, dès qu'elles se sentent en danger, ces larves se réfugient rapidement dans la bouche de leur mère (Voss & Ruwet, 1966). Lorsque les larves atteignent une taille de neuf à dix millimètres, elles s'affranchissent définitivement de leur mère. Celle-ci les libère en eau peu profonde (sur les bords) où elles s'organisent en banc et continuent leur croissance (Melard, 1986).

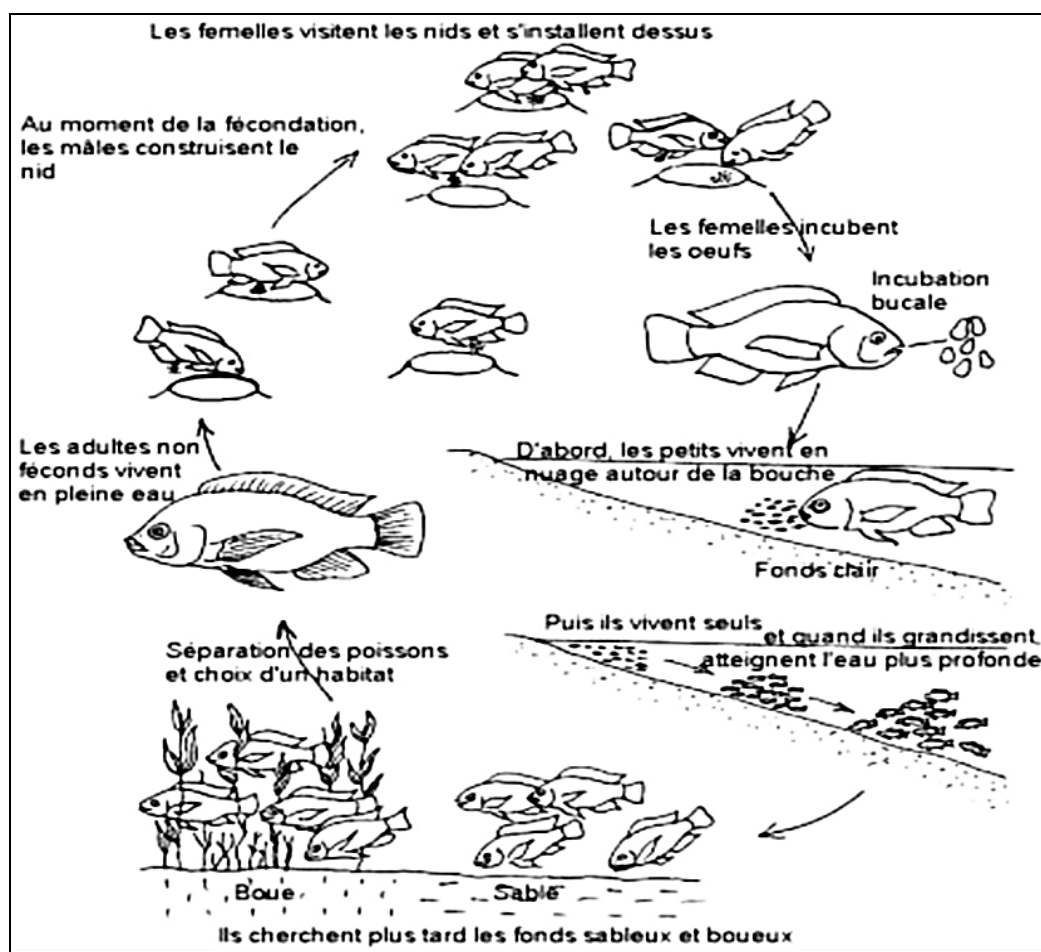


Figure 11 : Cycle de reproduction d'*Oreochromis niloticus* (Lacroix, 2004)

1-3-4. Aire de répartition géographique

Oreochromis niloticus est un poisson originaire d'Afrique, et qui a été introduit un peu partout au monde (Figure 12). Cette espèce présente une répartition originelle dans les bassins des fleuves Nil, Niger, Sénégal et Volta ainsi que dans les lacs Tchad, Albert, Edward, George et Tanganyika et les masses d'eau du Graben Est africain en Afrique occidentale et orientale, et aussi au Moyen-Orient dans la rivière Yarkon (Philippart & Ruwet, 1982 ; Lévêque & Paugy, 2006). Il affectionne ainsi les milieux d'eau douce et saumâtre. Cependant, sa présence a été signalée dans l'eau de mer où il a pu s'adapter (Stickney, 1986).

Depuis le XX^e siècle, l'aire de répartition d'*Oreochromis niloticus* s'est largement étendue suite à son introduction en Amérique centrale, en Amérique latine et en Asie du Sud-Est. Durant ce même siècle, dans les temps coloniaux, l'espèce *Oreochromis niloticus* a été progressivement introduite en Afrique hors de sa zone d'origine au Burundi et au Rwanda en 1951, à Madagascar en 1956, en République Centrafricaine et en Côte d'Ivoire en 1957, au Cameroun en 1958, en Tunisie en 1966, en Afrique du Sud en 1976 et à des dates inconnues

en République Démocratique du Congo et en Tanzanie (Welcomme, 1988). L'introduction de l'espèce dans ces pays avait pour objectifs de compléter le peuplement des lacs naturels ou de barrages déficients ou pauvres en espèces planctonophages et de développer la pisciculture. Ce dernier objectif a été véritablement atteint car *Oreochromis niloticus* figure parmi les espèces les plus importantes en pisciculture africaine (Lazard, 2007, 2009 ; Ansah *et al.*, 2014). Cette espèce constitue avec *Oreochromis mosambicus* le deuxième groupe de poissons le plus élevé dans le monde après les carpes et avant les saumons (FAO, 2013).

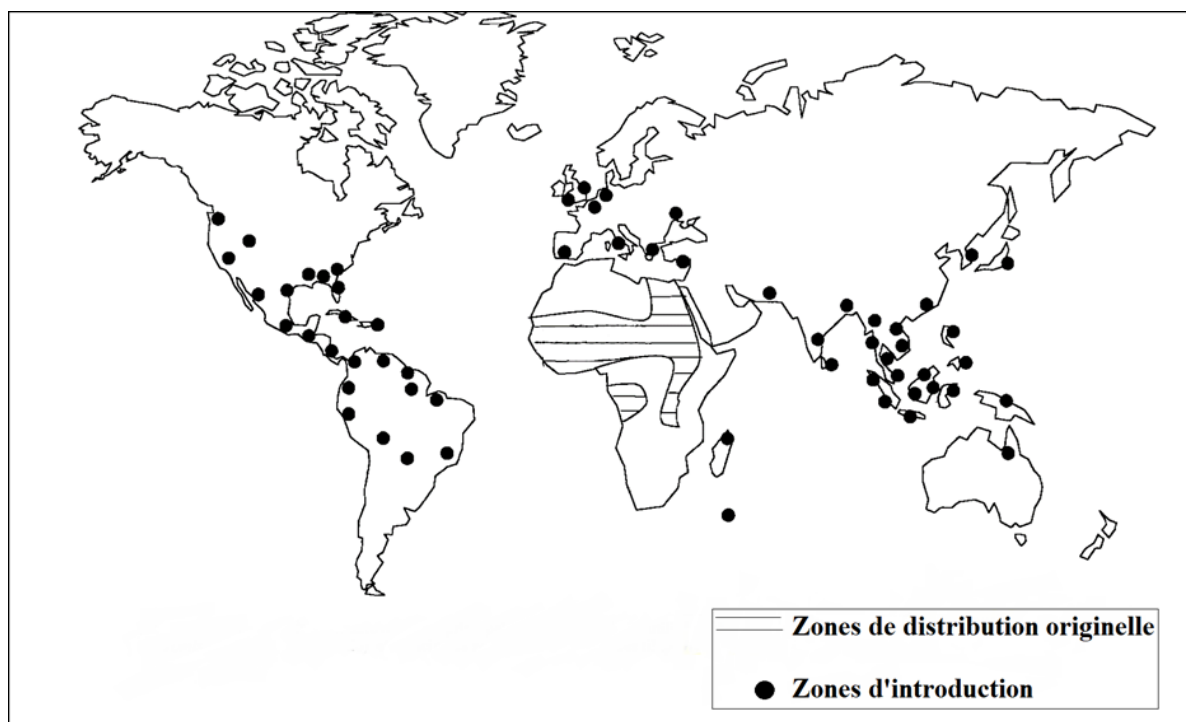


Figure 12 : Aire de répartition d'*Oreochromis niloticus* (FAO, 2009 ; modifiée)

1-3-5. Alimentation

L'alimentation d'*Oreochromis niloticus* est variable selon les habitats dans lesquels cette espèce se trouve. En milieu naturel *Oreochromis niloticus* se nourrit essentiellement de phytoplancton (Huchette & Beveridge, 2003 ; Ouattara *et al.*, 2009 ; Avit *et al.*, 2012). L'acidité particulièrement forte de son suc gastrique lui permet d'être parmi les rares espèces à pouvoir digérer les cyanophyceae. *Oreochromis niloticus* peut aussi ingérer des sédiments riches en bactéries et diatomées surtout à l'étape d'alevin (Iga-Iga, 2008).

Cependant, en captivité (élevage), le tilapia du Nil accepte facilement toutes sortes d'aliments composés (Lazard, 2009), ce qui le rend pratiquement omnivore. Ainsi, il consomme divers dérivés de produits agricoles (tourteaux de soja ou de coton, farine basse de riz, colza,

luzerne, drèches de brasserie, farine de tomate) (Azaza *et al.*, 2006 ; Blé *et al.*, 2011). *Oreochromis niloticus* peut même s'alimenter avec des excréments de porc ou de volailles, des déchets ménagers (Mikolasek *et al.*, 2009 ; Ipungu *et al.*, 2015). Cette capacité d'adaptation à divers aliments est à la base de sa haute potentialité pour la pisciculture.

1-3-6. Exigences écologiques

Comme chez plusieurs groupes zoologiques, les actions liées à la réalisation des besoins physiologiques du tilapia du Nil sont fortement influencées par divers facteurs environnementaux (Kestemont & Baras, 2001 ; Madrid *et al.*, 2001).

1-3-6-1. Température

La température est l'un des facteurs principaux qui conditionnent d'une manière ou d'une autre la vie des organismes vivants d'un milieu. Dans son habitat, le tilapia du Nil arrive à supporter les grandes variations de la température ; ce qui permet de le rencontrer dans des milieux aquatiques dont la température varie entre 14 et 33 °C (CTA, 2017). Cette espèce peut même vivre dans des conditions extrêmes des températures de 7 à 41 °C pendant plusieurs heures (Amoussou *et al.*, 2016). Cependant, dans des conditions d'élevage, les températures létales inférieure et supérieure enregistrées sont respectivement 7,4 et 40,73 °C (Melard, 1986 ; Sifa *et al.*, 2002).

Pour pouvoir se reproduire, croître, s'alimenter, le tilapia du Nil devra vivre dans une eau répondant aux exigences thermiques de réalisation de ces besoins biologiques. Ainsi, au-dessous de 16 à 17 °C, le tilapia du Nil cesse de s'alimenter et devient de plus en plus sensible à des maladies (Chervinski, 1982). Pour se reproduire, ce poisson a besoin d'une eau de température s'échelonnant entre 22 et 32 °C (Lazard, 2009). Par ailleurs, la croissance d'*Oreochromis niloticus* est meilleure lorsque la température de l'eau est comprise entre 24 et 28 °C. Dans cet intervalle de température, plus la température est élevée, plus les jeunes *Oreochromis niloticus* croissent vite. Par exemple, à 27 °C, des poissons de 5 g grandissent 7 fois plus vite qu'à 21 °C. Ce rapport est ramené à 4 pour des poissons de 300 g (Lacroix, 2004). Les larves et alevins du tilapia du Nil sont donc plus exigeants en température que les adultes.

1-3-6-2. Potentiel d'hydrogène

Le tilapia du Nil présente en général une capacité de survie dans des milieux à pH allant de 5 à 11 (Kestemont *et al.*, 1989 ; Lacroix, 2004), mais il se développe mieux dans des plages de

pH compris entre 6 et 9 (Popma & Masser, 1999). Toutefois, Huet (1970) ainsi que Popma & Masser (1999) précisent que le pH optimal conseillé pour la survie de l'espèce en élevage oscille entre 7 et 8.

1-3-6-3. Oxygène dissous

Oreochromis niloticus, à l'image des autres Tilapia, est capable de survivre dans des conditions où la teneur en oxygène dissous est très basse. En effet, ces espèces arrivent même à résister à des teneurs inférieures à 0,5 mg / l, niveau considéré inférieur au seuil limite toléré pour la plupart des espèces à intérêt aquacole. Ce tilapia peut même survivre durant plusieurs heures à des teneurs en oxygène dissous de l'ordre de 0,1 mg / l (Lacroix, 2004). Mais si ce temps d'exposition est trop long, la prise alimentaire et la croissance seront réduites, le stress et les risques de mortalité vont augmenter (FAO, 2013). Bien que le tilapia du Nil ne soit pas trop exigeant en oxygène, une teneur minimale de 2 à 3 mg / l est néanmoins recommandée en élevage, car au-dessous de cette teneur minimale en oxygène, une dépression du taux métabolique et de croissance peut affecter la production (Rappaport *et al.*, 1976).

1-3-6-4. Salinité

Le tilapia du Nil est un poisson très répandu dans le monde pour sa capacité à s'adapter à tous types de milieux aquatiques. Originaire des eaux douces et saumâtres d'Afrique et élevé dans des milieux d'eau douce partout dans le monde, *Oreochromis niloticus* a montré sa capacité à s'adapter à des eaux à salinités différentes (Stickney, 1986). Ainsi, ce poisson peut vivre dans des eaux de salinité comprise entre 0,015 et 30 g / l (Mashaii *et al.*, 2016). De même, au niveau des eaux géothermales tunisiennes, *Oreochromis niloticus* a montré sa capacité à supporter des salinités élevées jusqu'à 28 g / l (Kraiem & Azaza, 2007). Cependant, sa reproduction pourrait rester impossible si ce poisson vit dans une eau dont la valeur de salinité dépasse l'intervalle 15 à 18 g / l (Balarin & Hatton, 1979).

1-3-6-5. Composés azotés

Les composés azotés tels que l'ammoniaque, les nitrates et les nitrites sont des sources d'intoxication à des valeurs précises pour des communautés animales d'un habitat (Malcolm *et al.*, 2000). En élevage, ces composés azotés sont généralement issus des déchets métaboliques azotés excrétés par les branchies et les urines des poissons. L'intoxication par ces composés azotés, suite à leur forte concentration dans le milieu d'élevage, est essentiellement liée à la température ou au pH ainsi qu'à la taille des individus et la quantité et la qualité de l'aliment distribué (Azaza, 2004). Par conséquent, pour obtenir de bonnes

performances zootechniques du Tilapia du Nil, la concentration de ces composés azotés ne doit pas dépasser 15 mg / l pour les nitrates, 2 mg / l pour les nitrites, et 0,95 mg / l pour l'ammoniaque totale (Malcolm *et al.*, 2000).

1-3-6-6. Photopériode

La photopériode ainsi que d'autres paramètres comme la saisonnalité et la concentration en chlorophylle *a* influencent la reproduction des tilapias. En effet, la fécondité d'une femelle de tilapia du Nil est relativement faible lorsqu'elle est exposée à une courte durée d'éclairement (Campos-Mendoza *et al.*, 2004 ; Peterson *et al.*, 2004 ; Peña-Mendoza *et al.*, 2005).

Par ailleurs, la photopériode influe sur la croissance du tilapia du Nil via le système endocrinien. En effet, l'hormone de croissance (GH) est sécrétée chez le tilapia du Nil lorsqu'il est exposé à la lumière pendant 18 heures (Melard, 1986). Cette photopériode influence plus la croissance des larves que celle des alevins et des juvéniles (El Sayed & Mamdouh, 2004). Expérimentalement, les larves qui sont exposées à une longue période d'éclairement (18 à 24 heures) ont une meilleure croissance et une efficacité alimentaire significativement plus importante que celles exposées à une période courte ou intermédiaire entre 6 et 12 heures (El Sayed & Mamdouh, 2004).

1-3-7. Risques pathologiques

Comme c'est le cas chez presque tous les animaux, le tilapia du Nil peut être affecté par des maladies résultant de la prolifération de certains organismes pathogènes dans son milieu de vie. Le plus souvent, le tilapia du Nil est affecté par des maladies d'ordre bactériologique telles que la Septicémie et les Vibrioses. Ces maladies, qui sont principalement dues au stress et à la mauvaise qualité de l'eau, se manifestent par des brûlures au niveau de la peau et des nageoires et une perte d'équilibre liée à un comportement anormal du poisson (FAO, 2005).

Aussi, une autre maladie actuellement connue sous le nom de "Infection par le virus du tilapia lacustre (TiLV)" menace les tilapias tant en milieu naturel qu'en milieu d'élevage. Les mortalités attribuées au TiLV ont été observées chez *Sarotherodon galilaeus* à l'état de nature ainsi que chez *Oreochromis niloticus* et son hybride (issu du croisement entre *Oreochromis niloticus* et *Oreochromis aureus*) en élevage (Aich *et al.*, 2022). Cette maladie serait associée au stress dû aux transferts des poissons entre bassins (Dong *et al.*, 2017).

1-3-8. Elevage et production de tilapia du Nil en Côte d'Ivoire

1-3-8-1. Elevage de tilapia du Nil en Côte d'Ivoire

L'élevage du tilapia du Nil se déroule en différentes phases à savoir la production de larves, la production d'alevins, la production de fingerlings et la production de poissons marchands. Ces phases ont lieu dans des milieux différents suivant la taille de la population (Colin & Craig, 1989).

1-3-8-1-1. Production de larves

La production ou l'obtention de larves est une phase très importante dans la pisciculture, car la qualité du rendement de poissons marchands va dépendre de la qualité des larves, et par conséquent de la qualité des reproducteurs. La production des larves de qualité va donc nécessiter des reproducteurs mâles et femelles présentant un parfait embonpoint, et ayant respectivement un poids moyen compris entre 100 et 200 g et entre 80 et 180 g (Toily, 2009). L'auteur souligne qu'il faut sélectionner des poissons qui présentent un minimum de sept barres noires verticales sur les côtés du corps et plusieurs bandes verticales dans la partie proche de la nageoire terminale. Pour une reproduction optimale, il est conseillé de mettre 0,7 à 1 reproducteur par m², avec 3 femelles pour 1 mâle ; soit 70 à 100 mâles pour 210 à 300 femelles dans un étang de 400 m² (Colin & Craig, 1989). Ces poissons sont nourris quotidiennement avec un aliment farineux obtenu selon les moyens du pisciculteur. Ainsi, les poissons peuvent être nourris avec un aliment constitué de 70 % de farine basse de riz, 20 % de tourteau de coton et 10 % de farine de poisson, à raison de 8 g par reproducteur et par jour ou avec un aliment constitué de 50 % de farine basse de riz et 50 % de tourteau d'arachide ou de coton, à raison de 15 g par reproducteur et par jour. 45 jours après la mise en reproduction des reproducteurs, des larves avec une taille d'environ 03 mm sont produites (Pappe, 1996). Quand ces larves atteignent une taille approximative de 08 mm (taille à laquelle elles deviennent complètement pélagiques après résorption de leur vésicule vitelline), elles sont prélevées pour être transférées dans un étang où elles deviendront des alevins.

1-3-8-1-2. Production d'alevins

La production d'alevins est la phase de pisciculture qui consiste à faire passer des larves de 0,03 g, après résorption de leur vésicule vitelline, à des alevins de 3 à 5 g (Colin & Craig, 1989). Cette phase, aussi appelée larviculture ou encore pré-grossissement initial, est une phase très délicate dans la pisciculture car la réussite de cette activité aquacole y dépend étroitement (Ali, 2008). Ces minuscules poissons sont stockés généralement dans un aquarium

à la densité de 500 individus par m², où ces larves sont alimentées chaque jour avec un aliment farineux très riche en protéine à raison de 10 % de leur poids sur une période de plus d'un mois (Yi *et al.*, 2002).

1-3-8-1-3. Production de fingerlings

La phase de production de fingerlings (juvéniles) ou phase de pré-grossissement consiste à produire des poissons de poids moyen de 40 à 50 g à partir d'alevins de 3 à 5 g. Selon Yi *et al.* (2002), ces alevins sont stockés à une densité de 20 à 25 individus par m² dans un étang de pré-grossissement, et nourris quotidiennement avec des aliments répondant à leurs besoins nutritionnels à raison de 6 % de leur poids. Ainsi, dans un étang de 400 m², il sera mis 10 000 alevins qui donneront 4 000 à 5 000 fingerlings mâles. Ces derniers sont obtenus suite au sexage des alevins devenus juvéniles à la fin du pré-grossissement qui peut durer deux à quatre mois selon la qualité et la quantité d'aliment distribué. Le sexage consiste à trier les poissons mâles parce qu'ils sont adéquats pour la pisciculture compte tenu de leurs performances de croissance nettement supérieures à celles des femelles. La production d'une population mâle permet surtout d'éviter les problèmes liés à des reproductions incontrôlées qui débouchent sur des problèmes de surpopulation, de blocage de croissance, de pertes énergétiques liées à la reproduction. Le sexage peut se faire manuellement par l'observation de la papille urogénitale (Pappe, 1996). Chez les mâles, la pupille est allongée (gonopode), en forme de cône et porte un pore urogénital à l'extrémité, alors que chez les femelles, elle est courte, arrondie et présente en son milieu une fente transversale (l'oviducte) située entre l'anus et l'orifice urétral (Figure 13). La production de poissons marchands va se faire avec les mâles uniquement, les femelles étant stockées dans un autre étang où les espèces serviront de pré-géniteurs ou elles seront vendues pour la consommation.

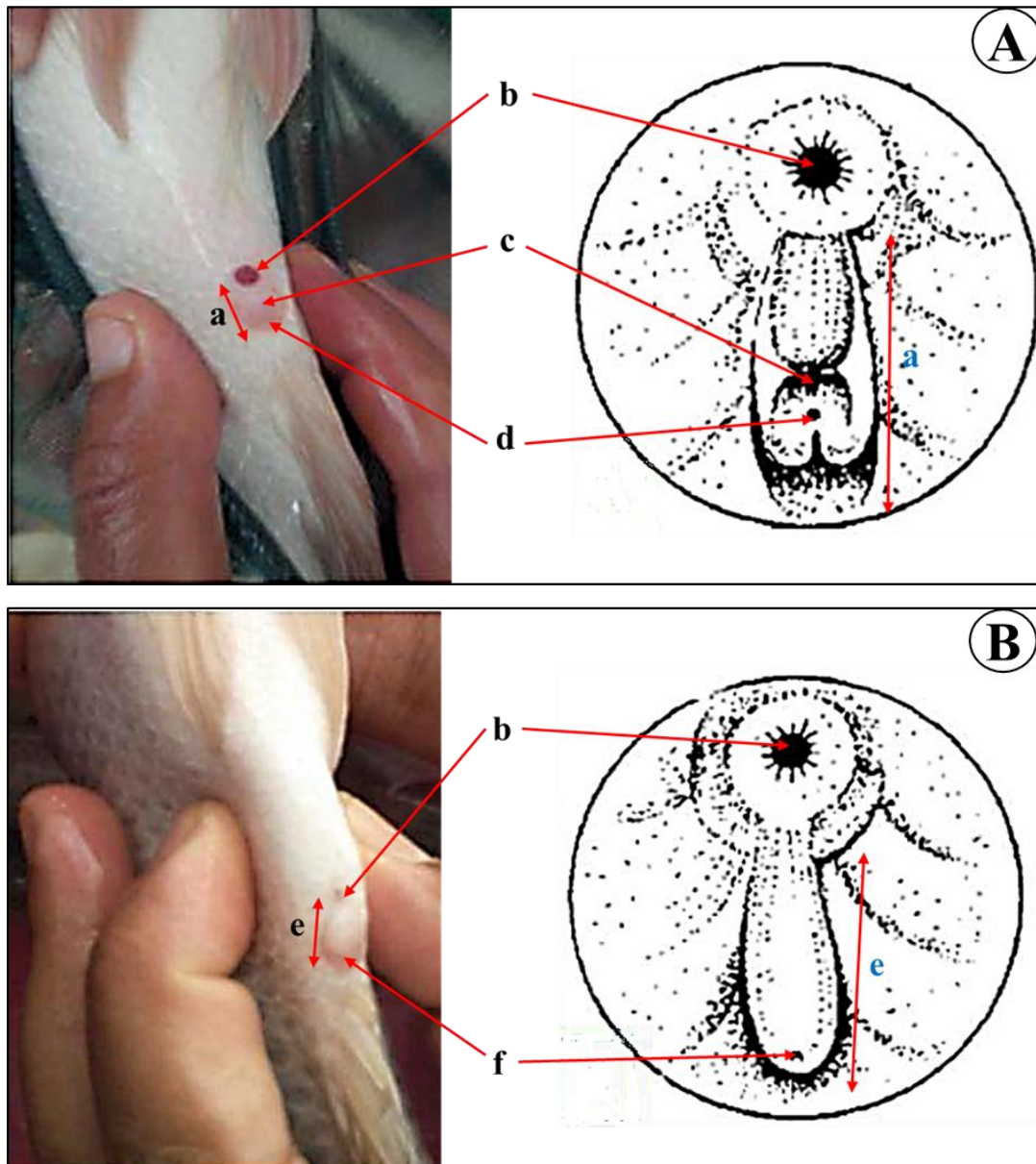


Figure 13 : Dimorphisme sexuel chez *Oreochromis niloticus* par la papille génitale femelle (A) et mâle (B) (Adjanke, 2011 ; modifié)

a = papille génitale arrondie ; **b** = anus ; **c** = pore génital ; **d** = pore urinaire ; **e** = papille génitale en forme de cône ; **f** = pore urogénital

1-3-8-1-4. Production de poissons adultes

La production de poissons adultes est l'ultime phase d'élevage, avant la récolte et la commercialisation. Cette phase, encore appelée phase de grossissement, consiste à faire croître des poissons mâles d'un poids compris entre 40 et 50 g à un poids de commercialisation qui peut varier entre 300 et 400 g selon le marché du pisciculteur (Colin &

Craig, 1989). La phase de grossissement peut durer quatre à huit mois. Au cours du grossissement, les poissons sont moins exigeants en protéines et ne mangent plus assez. Pour cela, ils sont stockés à une densité de quatre individus par m², soit 4 000 individus pour un étang de grossissement de 1000 m² (Colin & Craig, 1989), et nourris avec un aliment contenant 25 % de protéine à raison de 6 % de leur poids. Cependant, la densité peut atteindre 3,2 individus par m² si les poissons reçoivent une nourriture abondante et riche en protéines (35 à 40 %) à raison de 3 % de la masse des poissons dans un étang bien oxygéné (Yi *et al.*, 2002).

1-3-8-2. Production de tilapia du Nil en Côte d'Ivoire

En Côte d'Ivoire, un pays où le tilapia du Nil peut être abondamment produit compte tenu de l'immensité de son réseau hydrographique d'eaux douces et saumâtres chaudes, la production annuelle de ce poisson est faible (FAO, 2017). Cette production est passée de 3 000 tonnes par an (FAO, 2017) à environ 7 700 tonnes par an (FAO, 2022) en moins de 10 ans. Cependant, elle est encore loin d'aider considérablement la production des pêches industrielle et artisanale (environ 102 300 tonnes par an) à satisfaire les besoins en poissons de la population ivoirienne qui s'élèvent à 650 000 tonnes par an (FAO, 2022).

1-4. PISCICULTURE EN COTE D'IVOIRE

1-4-1. Historique de la pisciculture

La pisciculture, qui désigne l'ensemble des techniques de production et d'élevage des poissons comestibles, représente plus de 90 % des activités aquacoles en Côte d'Ivoire, au point où l'on y fait automatiquement référence quand on parle d'aquaculture. Cette dernière a été introduite en Côte d'Ivoire dans les années 1940 par l'administration coloniale (Hem *et al.*, 1994). Bien qu'existant déjà vers 1940, ce n'est qu'en 1955 que l'aquaculture a véritablement commencé, et ce avec la mise en place de la Section de Pisciculture au sein du Service des Eaux et Forêts dans plusieurs régions du pays (Ziehi, 1993). La réalisation de cette activité agricole a débuté dans des étangs d'essai supervisés par des agents formés par le Centre Technique Forestier Tropical (CTFT) à Kongodékro (Bouaké). Ces étangs étaient approvisionnés en alevins de tilapias à partir des stations d'alevinage gérées par la Section de Pisciculture. L'aquaculture ivoirienne s'est étendue aux plans d'eau lagunaires, dans des enclos, avec des crevettes en 1971 et en cages avec le tilapia du Nil en 1975 et en 1979 (Magnet & Kouassi, 1978). Malheureusement, tous ces essais de mise en place et de

développement de l'aquaculture ont été voués à l'échec malgré l'appui de la recherche piscicole. En effet, les opérateurs, gagnés par le découragement, ont abandonné l'aquaculture et les étangs de pisciculture mis en place (Ziehi, 1993). Cet abandon était lié à de nombreuses raisons parmi lesquelles sont mentionnés le contexte économique très difficile des opérateurs, la nature et le coût des investissements à réaliser, l'absence de fonds de roulement et l'inadaptation des espèces de poissons utilisées (MIPARH, 2008).

Face à cet abandon, l'Etat de Côte d'Ivoire va mettre en place divers projets de redynamisation de l'aquaculture aussi bien dans les secteurs public, parapublic que privé. Ainsi, dans les secteurs public et parapublic, de 1974 à 1976, le projet PNUD/FAO et AVB a visé la formation et la recherche à travers des essais d'élevages en cages sur le lac de Kossou. En plus, de 1977 à 1991, divers projets exécutés se sont penchés sur la formation et la vulgarisation. C'est le cas de la ferme pilote de Natio-Kobadara (Korhogo) dont la visée était de tester les techniques d'élevage en étangs en vue de l'installation de fermes commerciales de production piscicole. Dans le même ordre d'idée le projet PNUD/FAO/MINEFOR a eu un volet qui concernait le développement de la pisciculture familiale et un autre qui militait pour la pisciculture artisanale sur les trois-quarts du territoire (MIPARH, 2008). L'aquaculture lagunaire a été également promue avec l'assistance financière de la CCCE (actuel CFD) dont l'exécution a été l'œuvre de SEPIA International puis la direction des pêches. La dernière vague de projets a été exécutée par l'AFVP principalement dans les régions du Centre-Ouest (Daloa et Gagnoa) et de l'Ouest (Danané), avec des financements de diverses sources (MIPARH, 2008). En 2009, le projet de Développement Durable des Ressources Génétiques du tilapia du Nil dans le Bassin de la Volta, dénommé projet « TIVO », financé par la FAO et le royaume d'Espagne, a été exécuté sur trois ans. Ce projet qui regroupait la Côte d'Ivoire, le Mali, le Burkina Faso, le Bénin, le Togo et le Ghana, avait pour objectif de mettre à la disposition de ces pays, une souche de tilapia améliorée génétiquement avec des performances telles qu'une croissance rapide et une taille de poisson assez bonne.

Dans le secteur privé, les projets ont été axés sur la production aussi bien artisanale qu'industrielle destinée au commerce. De 1976 à 1984, les sociétés British Petroleum et Fish Farming International se sont investies dans la production industrielle de tilapia en cage à Bapo (Jacqueville) puis à Aghien (Bingerville). Dans la région de Korhogo (ferme de Tiné et de Nambékaha), l'espèce *Oreochromis niloticus* a été produite de façon artisanale entre 1977 et 1982. La SODEPALM a réalisé la production industrielle de mâchoiron à Grand-Lahou (1977-1978), à la ferme AQUICI, suivi plus tard (1989) par la SIAL à Jacqueville. Une ferme

pilote de production de crevettes à Grand-Lahou en 1988 a été expérimentée par BLOHORN-UNILEVER (MIPARH, 2008).

1-4-2. Infrastructures de pisciculture

La pisciculture est une activité aquacole qui peut se pratiquer dans les étangs, les cages flottantes et les filets disposés sur les milieux aquatiques ou en hors-sol dans les bassins ou dans les bacs (MIPARH, 2008). En Côte d'Ivoire, dans plusieurs zones de pisciculture comme Daloa, les étangs en terre constituent l'essentiel des enclos d'élevage de poissons. Selon Yi *et al.* (2002), pour qu'un étang de pisciculture fonctionne bien, il doit avoir les caractéristiques suivantes :

- une arrivée d'eau dont le tuyau se trouve à environ 10 cm au-dessus de la surface de l'eau dans l'étang ;
- un dispositif de vidange (moine en béton) construit à l'endroit le plus profond de l'étang et de préférence le plus loin possible de l'arrivée d'eau ;
- un fond ou assiette présentant une pente de 0,5 à 2 % (selon la taille de l'étang) pour permettre la circulation de l'eau et la mise à sec complète de l'étang ;
- une profondeur minimale d'au moins 0,5 m pour éviter l'envahissement par la végétation ;
- une profondeur maximale de 1,5 à 2 m au niveau du moine ;
- un débit régulier d'eau qui peut être réglé par une vanne fixée sur le tuyau d'alimentation en eau ou par une série de planchettes dans le moine ou encore par un tuyau inclinable servant de dispositif de vidange ;
- une caisse de protection munie d'un grillage pour éviter l'arrivée de poissons étrangers ;
- des digues imperméables réalisées avec un matériau imperméable (argile). Ces digues doivent dépasser le niveau de l'eau de 30 cm et avoir une largeur d'au moins un mètre au sommet. Elles doivent être recouvertes de gazon afin de les protéger contre l'érosion.

1-4-3. Systèmes de production piscicole

L'un des atouts naturels de la Côte d'Ivoire est la diversité et la pluralité de ses milieux aquatiques. Ceux-ci se répartissent sur l'ensemble du territoire aussi bien en zones rurales qu'en zones périurbaines ou urbaines ; ce qui a donc favorisé la pratique de la pisciculture. Cette activité aquacole existe sous trois formes selon les objectifs et les moyens de

production. Il s'agit de la pisciculture extensive, la pisciculture semi-intensive et la pisciculture intensive (Yi *et al.*, 2002).

1-4-3-1. Pisciculture extensive

La pisciculture extensive est un système d'élevage de type traditionnel ou artisanal qui se pratique en général sur de grandes surfaces. Dans ce système, les poissons se nourrissent essentiellement des aliments naturels de leur milieu. Mais parfois, les pisciculteurs leur donnent des déchets agro-alimentaires comme aliments d'appoint (Layrol, 1996). Ce type d'élevage permet généralement la production de poissons nécessaires au repeuplement équilibré et durable des écosystèmes aquatiques (Arrignon, 1993). Cette forme de pisciculture, caractérisée par un rendement de 1 à 2 tonnes / ha / an, a été pratiquée dans le Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire entre 1992 et 1995 (MIPARH, 2008).

1-4-3-2. Pisciculture semi-intensive

La pisciculture semi-intensive est une forme de pisciculture artisanale localisée plus particulièrement en zones péri-urbaines. Elle fait recours à une alimentation basée sur les sous-produits agro-alimentaires et le sexage des alevins associés à une fertilisation organique. Le rendement de ce système est de l'ordre 6 à 8 tonnes / ha / an (Yi *et al.*, 2002). A Daloa, c'est ce type de pisciculture qui est pratiqué.

1-4-3-3. Pisciculture intensive

La pisciculture intensive, appelée aussi pisciculture industrielle, correspond à la production maximale de poissons d'un calibre donné dans un minimum d'eau, d'espace et de temps, au moindre coût et suivant un planning préalablement établi (Arrignon, 1993). Ce type d'élevage repose sur une alimentation artificielle (les poissons ne dépendent que de l'aliment apporté par le pisciculteur), et se pratique généralement en étangs, en enclos lagunaires ou en cages flottantes. La pisciculture intensive est l'une des premières techniques utilisées lors des premiers essais de pisciculture en Côte d'Ivoire au cours de la période coloniale (Hem *et al.*, 1994). Elle est pratiquée dans les stations de recherche et de production d'alevins et dans les fermes lagunaires de la région d'Abidjan où tous les facteurs de production semblent être maîtrisés. Ce système, par son niveau de production, est le plus apte à concurrencer les pêches océaniques et fluviales et l'importation de poissons (Yi *et al.*, 2002). Cependant, ce système implique un investissement important.

CHAPITRE II :

MATERIEL ET METHODES

2-1. MATERIEL

2-1-1. Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé dans cette étude, en laboratoire, est constitué, d'une part d'organismes zooplanctoniques (Figure 14 a) pour la production aquacole du zooplancton, et d'autre part de larves d'*Oreochromis niloticus* (souche brésilienne améliorée) (Figure 14 b) pour la production aquacole du poisson.

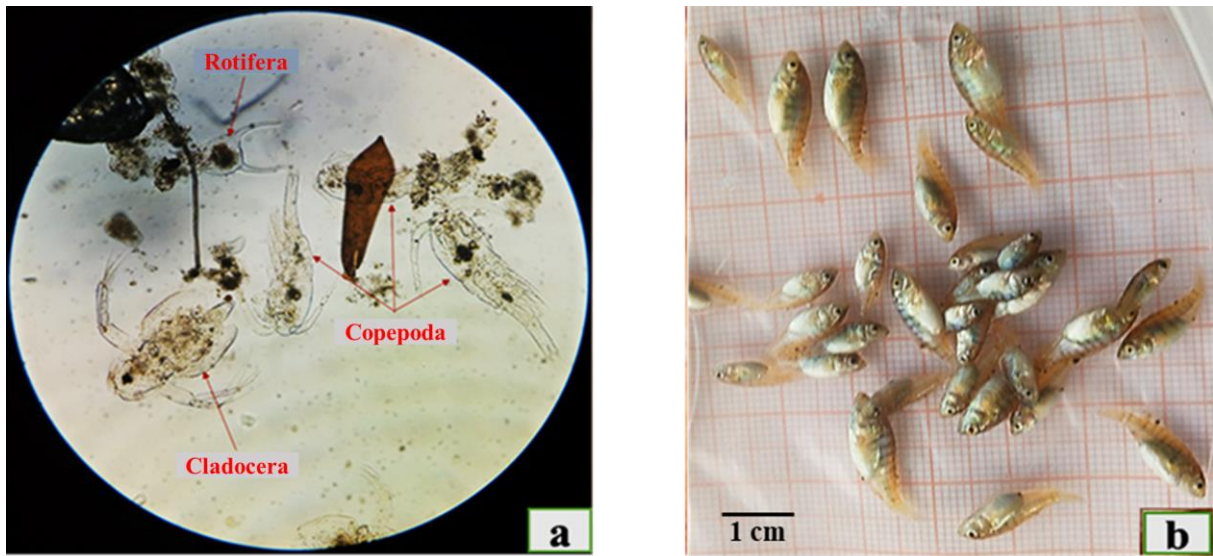


Figure 14 : Matériel biologique utilisé en laboratoire

a : Organismes zooplanctoniques ; **b :** Larves d'*Oreochromis niloticus*

2-1-2. Matériel technique

Le matériel technique est constitué d'outils de collecte des données abiotiques, d'inventaire des organismes zooplanctoniques et de production aquacole en laboratoire.

2-1-2-1. Outils de caractérisation abiotique des milieux aquatiques

La collecte des données abiotiques a nécessité :

- un GPS (Global Positioning System) de marque GARMIN GPSMAP 66s (Figure 15 a) pour la recherche des coordonnées géographiques des milieux aquatiques ;

- un multiparamètre portatif à affichage digital de marque Cobra 4 (Figure 15 b) pour la mesure de la température, du pH, du taux d'oxygène dissous, de la conductivité et de la turbidité de l'eau. Cet appareil est muni d'une sonde à pH pour la mesure de la température et du pH, d'une sonde à oxygène pour la détermination du taux d'oxygène dissous et d'une sonde à conductivité pour l'obtention des valeurs de la conductivité et de la turbidité.



Figure 15 : Outils utilisés pour la caractérisation abiotique des milieux aquatiques à Daloa

a : GPS GARMIN GPSMAP 66s ; **b :** Multiparamètre Cobra 4

2-1-2-2. Outils d'inventaire des organismes zooplanctoniques

L'inventaire des organismes zooplanctoniques a nécessité les outils suivants :

- des seaux en plastique d'une capacité de 15 l chacun pour le prélèvement de l'eau dans les milieux d'échantillonnage ;
- un filet à plancton de 50 μ m de vide de maille pour le filtrage de l'eau prélevée (Figure 16 a) ;
- des piluliers en plastique de 120 ml de capacité chacun pour la récupération des échantillons d'eau ;
- une solution éthylique dosant 70 % d'alcool pour la fixation des organismes vivants, dans les échantillons d'eau ;
- des micropipettes pour le prélèvement et le montage entre lame et lamelle des gouttes d'eau des échantillons ;
- un microscope optique photonique de marque OPTIKA (Figure 16 b) pour l'observation et le comptage des organismes zooplanctoniques.
- des ouvrages (clés et/ou description) d'identification des organismes de zooplancton (Sladeczek, 1983 ; Amoros, 1984 ; Shiel, 1995 ; Witty, 2004 ; Aka-Koffi *et al.*, 2010 ; Kay & Hilde, 2011 ; Razouls *et al.*, 2011) pour l'identification des taxons zooplanctoniques.

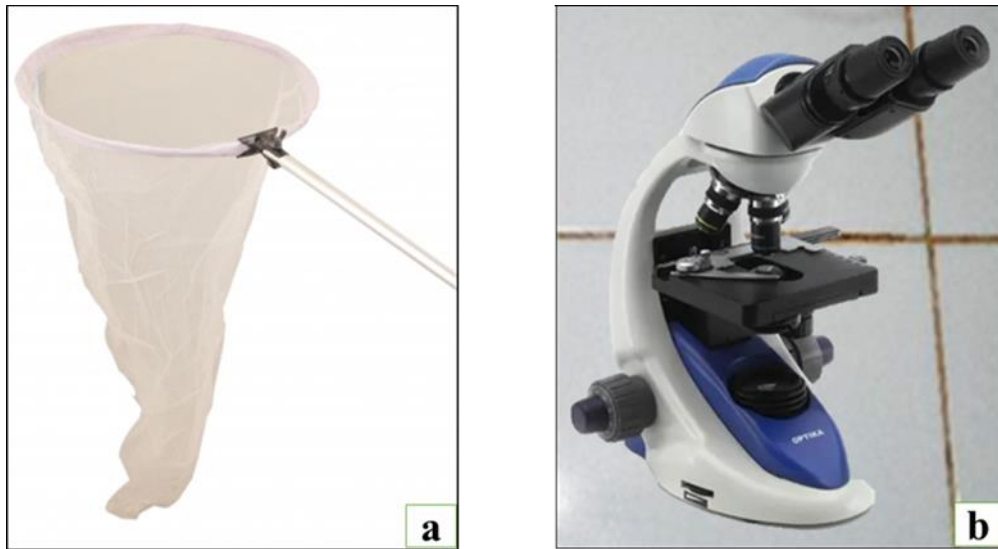


Figure 16 : Outils d'échantillonnage et de comptage du zooplancton

a : filet à plancton ; **b :** microscope optique

2-1-2-3. Outils de production aquacole en laboratoire

La production d'organismes dans les milieux aquacoles a été rendue possible grâce à l'utilisation de :

- bacs en plastique d'une capacité de 45 l (Figure 17 a) chacun pour la production de zooplancton ;
- un pH-mètre de marque APERA (Figure 17 b) pour la mesure du pH et de la température de l'eau des milieux de production aquacole ;
- une balance électronique de marque OHAUS, de précision 0,001 g (Figure 17 c) pour la mesure non seulement de la quantité d'aliment distribué aux poissons, mais aussi du poids de ceux-ci ;
- bacs en plastique d'une capacité de 1000 l (Figure 17 d) chacun pour l'élevage des poissons.



Figure 17 : Outils de production aquacole

a : Bacs de production zooplanctonique ; **b :** pH-mètre ; **c :** Balance électronique ; **d :** Bacs d'élevage de poissons

2-2. METHODES

2-2-1. Etude préliminaire

Avant la réalisation effective de cette thèse, une étude préliminaire d'une durée d'un an a été faite. Cette étude a pour but de choisir des sites d'échantillonnage et le moment d'échantillonnage du zooplancton d'une part, et d'autre part de réunir tout le matériel nécessaire pour réaliser la thèse.

Quatre types de milieux aquatiques (lac, étang piscicole, mare et ruisseau) ont été choisis sur la base de leur accès facile et leur potentialité à servir de sources d'alimentation en eau des étangs piscicoles dans la ville de Daloa. Ainsi, 10 sites d'échantillonnage, répartis en trois lacs, trois étangs piscicoles, une mare et trois ruisseaux, ont été retenus dans la ville.

2-2-1-1. Situation géographique des sites d'échantillonnage

Les sites d'échantillonnage sont situés aussi bien dans la zone urbaine que dans la zone périurbaine de Daloa (Figure 18). Ils sont distribués dans la ville selon les quatre points cardinaux. Les coordonnées géographiques de ces différents sites d'échantillonnage sont consignées dans le tableau I.

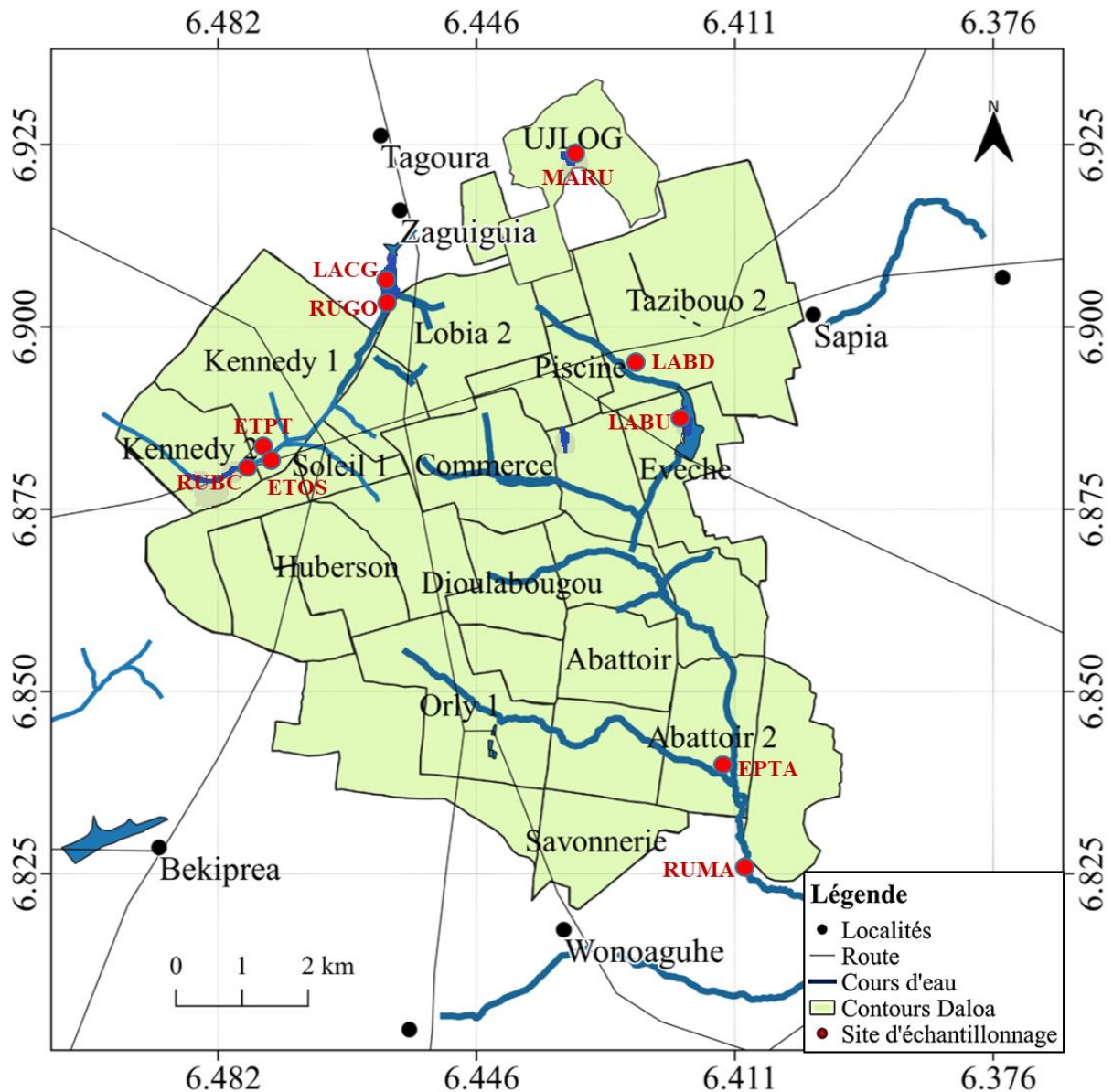


Figure 18 : Répartition des sites d'échantillonnage dans la ville de Daloa (BNETD; modifiée)

MARU = Mare UJLoG ; **LACG** = Lac Gbédji ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1
LABD = Lac Bra Kanon 2 ; **EPTA** = Etang piscicole Amidou ; **RUMA** = Ruisseau Manioc ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **ETOS** = Etang piscicole Silué ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte

Tableau I : Références géographiques des sites d'échantillonnage

sites d'échantillonnage	Codes	Localisation dans la ville	Coordonnées GPS		
			Altitude	Latitude	Longitude
Mare UJLoG	MARU	A 2 km au nord de l'UJLoG	240 m	06°55'18.6''N	006°25'58.3''W
Lac Gbédji	LACG	Au quartier Gbokora, au nord de la ville	243 m	06°54'30.7''N	006°27'26.9'' W
Ruisseau Gbokora	RUGO	Au quartier Gbokora, au nord de la ville	239 m	06°54'16.8''N	006°27'28.9'' W
Lac Bra Kanon 1	LABU	Au quartier Evéché, à l'est de la ville	244 m	06°53'12.4''N	006°25'05.1'' W
Lac Bra Kanon 2	LABD	Au quartier Tazibouo 3 (Brésil), à l'est de la ville	242 m	06°53'02.6''N	006°26'03.8'' W
Etang piscicole Amidou	ETPA	Au quartier Abattoir 2, au sud de la ville	239 m	06°52'43.4''N	006°29'05.0'' W
Ruisseau Manioc	RUMA	Au quartier Savonnerie, au sud de la ville	241 m	06°52'34.5''N	006°28'59.2'' W
Etang piscicole Traoré	ETPT	Au quartier Soleil 2, à l'ouest de la ville	244 m	06°52'48.0''N	006°28'47.3'' W
Etang piscicole Silué	ETOS	Au quartier Soleil 2, à l'ouest de la ville	243 m	06°52'38.1''N	006°28'54.2'' W
Ruisseau Belle Côte	RUBC	Au quartier Soleil 2, à l'ouest de la ville	239 m	06°52'40.3''N	006°29'01.8'' W

2-2-1-2. Description mésologique des sites d'échantillonnage

Les caractéristiques mésologiques des sites d'échantillonnage varient d'une station à une autre d'un point cardinal de la ville à un autre. A la suite de la présentation des caractéristiques mésologiques, les photographies de ces sites d'échantillonnage, prises en juin 2020, sont présentées.

2-2-1-2-1. Sites d'échantillonnage situés au nord de la ville

Les sites d'échantillonnage situés au nord de la ville de Daloa, présentés à la figure 19, sont la mare d'UJLoG (MARU), le lac Gbokora (LACG) et le ruisseau Gbokora (RUGO).

a. Mare d'UJLoG (MARU)

La mare d'UJLoG est située à environ deux kilomètres (km) de l'UJLoG, dans sa partie nord. Le bassin versant de ce plan d'eau est occupé par des champs de riz, des pépinières de cacaoyers et des champs d'expérimentation d'étudiants. Cependant, cette mare est quasi totalement bordée d'une végétation herbacée dominée par les fougères et d'autres plantes telles que *Cyperus longus* et *Imperata cylindrica* dont les feuilles isolées constituent l'essentiel du substrat de ce plan d'eau. La mare a une profondeur moyenne de 0,56 mètres (m) aux points d'échantillonnage, une longueur moyenne de 9,90 m et une largeur de 7 m.

b. Lac Gbedji (LACG)

Le lac Gbedji est un lac artificiel situé en face de la société de fabrication et de distribution d'eau potable "NAFI". Ce plan d'eau a une superficie d'environ 1,5 hectares (ha) et une profondeur moyenne de 0,61 m aux points d'échantillonnage. Une végétation herbacée constituée en majorité de Poacées et de fougères la caractérise. Sur la rive gauche, des cultures de maïs, de manioc et le maraîcher sont présents. Une plantation de cacaoyers jouxte ce lac. Il y existe par ailleurs une habitation avec des toilettes dont les canalisations débouchent directement sur le lac. L'eau est peu trouble avec un substrat majoritairement sableux avec des débris végétaux comme des feuilles et des branches.

c. Ruisseau Gbokora (RUGO)

Le ruisseau Gbokora est un cours d'eau formé suite à l'écoulement du lac Gbedji et de la source d'eau potable de Gbokora. Ce cours d'eau, qui sert de source d'alimentation hydrique aux rizières qui bordent son lit de 1 m de large, a un substrat essentiellement vaseux. La profondeur moyenne de ce ruisseau est de 0,13 m aux différents points d'échantillonnage.



Figure 19 : Vue partielle des sites d'échantillonnage situés au nord de la ville de Daloa

2-2-1-2-2. Sites d'échantillonnage situés à l'est de la ville

La figure 20 présente les sites d'échantillonnage situés à l'est de la ville de Daloa. Ces sites sont les lacs Bra Kanon 1 et 2.

a. Lac Bra Kanon 1 (LABU)

Le lac Bra Kanon 1 (LABU) est un lac artificiel localisé en pleine zone urbaine. Ce lac a une superficie d'environ 2,3 ha et une profondeur moyenne de 0,69 m aux points d'échantillonnage. Sur la rive gauche de ce lac, se trouvent des herbacées dominées par les Poacées et les fougères. La présence de déjections de bœufs qui viennent régulièrement

s'abreuver y est fréquemment observée. De plus, cette rive sert de lieu de lavage de véhicules. Quant à la rive droite, elle est occupée par quelques herbacées et une église. Le substrat de ce plan d'eau est majoritairement sableux avec peu de débris végétaux.

b. Lac Bra Kanon 2 (LABD)

Tout comme le lac Bra Kanon 1, le lac Bra Kanon 2 (LABD) est un lac artificiel. Autrefois très large avec une superficie estimée à plus de 2,5 ha, le lac Bra Kanon 2 est aujourd'hui réduit à une superficie d'environ 2,4 ha. Ce plan d'eau, qui est une zone de pêche, cède place peu à peu aux nénuphars et surtout aux fougères qui ne cessent de proliférer. Cette prolifération de ces plantes hydrophiles est la conséquence de nombreuses activités anthropiques en contact avec le plan d'eau. Parmi ces activités, les plus accentuées sont l'élevage de porcs, le rejet d'ordures ménagères et une plantation d'hévéa observés sur la rive droite. La rive gauche est essentiellement occupée par une végétation herbacée. La profondeur moyenne de ce lac aux points d'échantillonnage est de 0,59 m. Son substrat est constitué majoritairement de débris végétaux.



Figure 20 : Vue partielle des sites d'échantillonnage situés à l'est de la ville de Daloa

2-2-1-2-3. Sites d'échantillonnage situés à l'ouest de la ville

Le ruisseau Belle Côte (RUBC) ainsi que les étangs piscicoles de Traoré (ETPT) et de Silué (ETOS) sont les sites d'échantillonnage situés à l'ouest de la ville de Daloa. Ces sites, présentés à la figure 21, sont toutes situées à droite de l'axe Daloa-Zoukougbeu, dans le bas-fond se trouvant juste avant le corridor.

a. Ruisseau Belle Côte (RUBC)

Le ruisseau Belle Côte (RUBC) est un cours d'eau orienté dans le sens est-ouest de la ville. Ce ruisseau sert de source d'approvisionnement hydrique aux nombreux étangs de riziculture qui bordent ses deux rives aussi bien dans leur partie proximale que distale. Le cours d'eau présente un lit de 1,5 m de large en moyenne dans lequel coule une eau de 0,42 m de profondeur moyenne aux points d'échantillonnage. Le substrat du ruisseau Belle Côte est majoritairement sableux avec quelques déchets plastiques.

b. Etang piscicole Traoré (ETPT)

L'étang piscicole de Traoré (ETPT) est un milieu de production piscicole de 200 m². L'étang est situé juste derrière la maison d'habitation du propriétaire. Ses digues sont le domaine de développement des plantes gazonnières. La profondeur moyenne de l'eau de cet étang est de 0,51 m aux points d'échantillonnage. Le substrat, essentiellement argileux, contient des débris végétaux. Cet étang est alimenté en grande partie par l'eau du ruisseau Belle côte.

c. Etang piscicole Silué (ETOS)

L'étang piscicole de Silué (ETOS) est un étang dont les activités liées à l'élevage (nourrissage, contrôle de la croissance ...) ont cessé depuis plus de 5 ans. Cependant, les plantes gazonnières des digues de l'étang sont régulièrement taillées. L'étang est hydriquement alimenté de la nappe phréatique jusqu'à une hauteur moyenne de 0,60 m aux points d'échantillonnage. Son substrat est essentiellement vaseux. Du côté de la partie basse de l'étang se trouvent des étangs de riziculture avec lesquels il formait un système de rizipisciculture. La partie haute est occupée par des cultures de légumes dont le sol est souvent recouvert de fiente de volaille prise dans un poulailler à proximité.

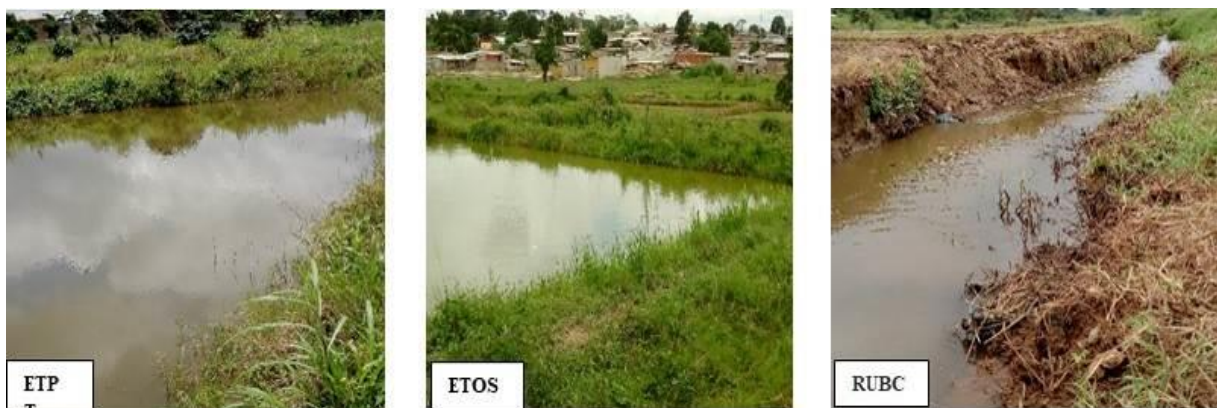


Figure 21 : Vue partielle des sites d'échantillonnage situés à l'ouest de la ville de Daloa

2-2-1-2-4. Sites d'échantillonnage situés au sud de la ville

Les sites d'échantillonnage situés au sud de la ville de Daloa sont l'étang de piscicole Amidou (ETPA) et le ruisseau manioc (RUMA). Les prises de vue de ces sites sont présentées à la figure 22.

a. Etang piscicole Amidou (ETPA)

L'étang piscicole Amidou (ETPA) est un étang choisi parmi les nombreux étangs de pisciculture d'Amidou. Cet étang est morphologiquement semblable aux étangs piscicoles de Traoré et de Silué, à l'ouest de la ville. L'ETPA est creusé dans du sable blanc ; ce qui confère une apparence blanchâtre à l'eau sur toute sa colonne. La profondeur moyenne de l'eau de cet étang, aux points d'échantillonnage, est de 0,63 m. L'eau qui alimente l'étang provient en grande partie de la nappe phréatique. Cependant, elle reçoit souvent les déchets liquides des occupants des maisons situées à proximité, en amont, de l'étang. Le milieu de culture est souvent fertilisé avec de la fiente de volaille. En aval de l'étang, la présence de plusieurs étangs de riziculture est notée. L'un des côtés de cet étang est occupé par des bananiers. Ses digues sont recouvertes de plantes herbacées dominées par les poacées.

b. Ruisseau Manioc (RUMA)

Le ruisseau manioc (RUMA) est un cours d'eau qui montre son importance dans le quartier Manioc de la ville de Daloa. Ce ruisseau y sert à l'irrigation des rizicultures qui bordent les deux rives de son lit de 1 m de large et à l'approvisionnement en eau des étangs de pisciculture. RUMA est aussi utilisé pour l'arrosage des cultures de légumes et des pépinières de cultures industrielles. L'eau de ce ruisseau a une profondeur moyenne de 0,21 m aux points d'échantillonnage. Le substrat est dominé par de la vase contenant des débris végétaux.



Figure 22 : Vue partielle des sites d'échantillonnage situés au sud de la ville de Daloa

2-2-2. Caractérisation abiotique des sites d'échantillonnage

Les données abiotiques échantillonnées dans les différents sites d'échantillonnage ont concerné les valeurs des paramètres physico-chimiques notamment la température, le pH, l'oxygène dissous, la conductivité et la turbidité de l'eau. Les collectes de ces données ont été réalisées à chaque campagne d'échantillonnage du zooplancton. Ces campagnes, d'une durée moyenne d'une semaine chacune, ont été effectuées au cours des mois de juin, octobre et décembre 2020 et février 2021. Les mois de juin et d'octobre appartiennent à la période de saison des pluies, et ceux de décembre et de février à la période de saison sèche.

Les paramètres physico-chimiques ont été mesurés *in situ* en trois points d'échantillonnage à chaque site pendant la journée entre 10 heures et 15 heures et pendant la nuit entre 20 heures et 22 heures. Après avoir calibré le multiparamètre et raccordé les sondes des différents paramètres physico-chimiques à l'appareil, celui-ci a été mis sous tension. Les sondes spécifiques aux différents paramètres physico-chimiques ont été ensuite plongées simultanément dans l'eau en les agitant légèrement de sorte à provoquer un courant d'eau. La sélection de la fonction du paramètre désiré a permis d'obtenir la valeur de celui-ci sur l'écran d'affichage du multiparamètre. Les valeurs des paramètres affichées sur l'écran après s'être stabilisées ont été aussitôt notées sur des fiches de terrain conçues à cet effet.

2-2-3. Détermination de la structure des communautés zooplanctoniques des milieux aquatiques de Daloa

2-2-3-1. Inventaire des organismes zooplanctoniques

L'inventaire des organismes zooplanctoniques a consisté en leur échantillonnage et conservation sur le terrain, puis en leur identification et dénombrement au laboratoire.

L'échantillonnage du zooplancton a été effectué aux mêmes périodes et sites de mesure des paramètres physico-chimiques. Cet échantillonnage a été réalisé le jour et la nuit afin d'augmenter les chances d'obtenir une plus grande richesse taxonomique (Pagano & Saint-Jean, 1989 ; Monney *et al.*, 2016). A chaque point de chacun des sites d'échantillonnage, deux seaux d'eau d'une capacité de 15 l (soit un volume de 30 l par point d'échantillonnage) ont été prélevés (de façon ascendante dans les milieux lentières, mais à contre-courant dans les milieux lotiques). Le volume total de l'eau puisée dans chaque site (90 l) a été filtré à l'aide d'un filet à plancton de 50 µm de vide de maille. Les échantillons retenus par le filet ont été ensuite récupérés et concentrés à 100 ml, avec l'eau du filtrat, dans des piluliers étiquetés. Ces échantillons ont été ensuite fixés en y ajoutant une solution éthylique à 70 % d'alcool.

A la fin de chaque séance d'échantillonnage, les échantillons ont été transportés au laboratoire pour l'identification et le comptage des organismes zooplanctoniques. A cet effet, des gouttes d'eau de chaque échantillon ont été montées, progressivement, entre lame et lamelle et observées au microscope optique pour rechercher les organismes zooplanctoniques. Ensuite, une fois qu'un organisme est repéré dans le champ de l'objectif du microscope, il est aussitôt photographié. Cette opération a été reprise jusqu'à ne plus rencontrer de nouveaux taxons dans l'échantillon. A partir des photographies faites, les organismes ont été identifiés au niveau taxonomique le plus bas possible à l'aide des travaux (clés et/ou description) de Sladeczek (1983), Amoros (1984), Shiel (1995), Witty (2004), Aka-koffi *et al.* (2010), Kay et Hilde (2011) et Razouls *et al.* (2011). Les organismes identifiés ont été repertoriés, avec leurs nom et photo, sur une fiche d'identification. Sur cette fiche, les nombres d'individus des taxons observés ont été notés lors du dénombrement. Pour la réalisation de ce dénombrement, une aliquote (un sous-échantillon) de 10 ml est prélevée dans chaque échantillon après homogénéisation de chacun. Ensuite, le culot de l'aliquote est observé, peu à peu, entre lame et lamelle, au microscope optique photonique à l'objectif x10 pour les vues d'ensemble et à l'objectif x40 pour les détails. Lorsqu'un taxon (identifié et repertorié avec son nom et sa photo sur la fiche d'identification) est repéré, les individus de celui-ci sont aussitôt recherchés et comptés jusqu'à ce que toute la surface de la goutte en observation soit visitée. Il en était de même pour toutes les gouttes d'eau contenant le culot prélevé. Après avoir observé tout le culot du sous-échantillon de 10 ml, les nombres d'individus de chaque taxon obtenus dans chaque goutte de culot étaient additionnés pour avoir le nombre total d'individus de chacun de ces taxons dans les 10 ml de sous-échantillon. Cette opération a été effectuée pour chacun des échantillons d'eau prélevés dans les sites d'échantillonnage.

2-2-3-2. Utilisation d'indices

La structure des communautés est déterminée à partir de plusieurs indices tels que la richesse taxonomique, la densité, la biomasse, le pourcentage d'occurrence et les indices de diversité (Haouchine, 2011 ; Monney *et al.*, 2016). La mesure de la richesse taxonomique et de la diversité est utile pour la caractérisation d'une communauté ou d'un peuplement. Ces indices ont pour intérêt de rendre compte de l'abondance relative de chaque taxon, de comparer les communautés et de comprendre comment elles évoluent dans l'espace et dans le temps (Vanpeene-Bruhier *et al.*, 1998).

2-2-3-2-1. Richesse taxonomique

La richesse taxonomique, encore appelée diversité brute, a été utilisée pour déterminer le nombre total de taxons rencontrés dans les différents écosystèmes (Ramade, 2003). Cette richesse est fonction de la complexité de l'habitat. Sa détermination consiste à compter simplement les taxons contenus dans les échantillons.

2-2-3-2-2. Densité des groupes zooplanctoniques

La détermination de la densité D des groupes zooplanctoniques présents dans un échantillon est effectuée en rapportant au m^3 d'eau, le nombre d'individus de chaque groupe zooplanctonique déterminé. Ceci tient compte de plusieurs entités mises en relation dans la formule de calcul proposée par Agadjihouédé *et al.* (2010), comme suit :

$$D = n_i \times V_c / V_{s-e} \times V_{ef} \quad (1)$$

où n_i représente le nombre d'individus présents dans un groupe zooplanctonique ; V_c le volume concentré de l'échantillon (100 ml) ; V_{s-e} le volume du sous-échantillon (10 ml) et V_{ef} le volume d'eau filtrée à la station d'échantillonnage (90 l).

2-2-3-2-3. Occurrence

L'occurrence a été utilisée pour mettre en exergue la préférence d'une espèce i donnée pour un habitat donné (Dajoz, 2000). Le calcul de cet indice consiste à compter le nombre de fois que cette espèce i apparaît dans les échantillons de cet habitat. Ce nombre est exprimé en pourcentage du nombre total de relevés dans l'habitat et donne des informations sur les espèces fréquemment rencontrées dans cet habitat sans aucune indication sur l'importance quantitative des espèces rencontrées (Gray *et al.*, 1997). Cet indice se calcule comme suit :

$$F = F_i \times 100 / F_t \quad (2)$$

où F_i est égal au nombre de relevés contenant l'espèce i et F_t = nombre total de relevés effectués.

En fonction de la valeur de F , trois groupes d'espèces sont distingués : espèces constantes : ($F > 50\%$), espèces accessoires ($25\% < F \leq 50\%$) et espèces accidentelles ($F \leq 25\%$).

2-2-3-2-4. Indice de diversité

a. Indice de diversité de Shannon-Weaver

L'indice de diversité de Shannon (H') a été utilisé pour caractériser la diversité des différents sites d'échantillonnage. Cet indice exprime le mieux la diversité des peuplements car il présente l'avantage de n'être subordonné à aucune hypothèse préalable sur la distribution des espèces (Barbault, 1981). L'indice de Shannon est indépendant de la taille de l'échantillon et prend en compte à la fois, la richesse taxonomique et l'abondance relative de chaque espèce, permettant ainsi de caractériser l'équilibre du peuplement d'un écosystème. Généralement, dans les milieux naturels, quel que soit le groupe taxonomique étudié, la valeur de H' se situe entre 0,5 bit (très faible diversité) et 4,5 bit ou 5 bit (communautés les plus diversifiées) (Frontier & Pichod-Viale, 1998). Mais selon Mary & Archaimbault (2011), cet intervalle de valeurs peut être débordé à défaut comme à excès. En effet, la diversité est minimale lorsque H' tend vers 0, et est maximale quand H' tend vers l'infini.

L'indice de diversité de Shannon est minimal quand l'échantillon est dominé par une seule espèce. Une valeur faible de H' traduit des conditions de vie difficiles qui permettent à peu d'espèces de s'établir. A l'inverse, cet indice H' est maximal (théoriquement infini) lorsque toutes les espèces sont équitablement représentées dans l'échantillon (Le Bris, 1988 ; Annani, 2013). En effet, une valeur élevée de l'indice correspond habituellement à des conditions de milieu favorables permettant la survie de nombreuses espèces ; chacune étant présente en faible densité (Mary & Archaimbault, 2011). La diversité maximale correspond à $\text{Log}_2(N)$.

Selon Ramade (2003), cet indice, exprimé en bits, est calculé selon la formule suivante :

$$H' = - \sum_{i=1}^S \left(\frac{n_i}{N} \right) \log_2 \left(\frac{n_i}{N} \right) \quad (3)$$

où : n_i = le nombre d'individus de l'espèce (i) dans l'échantillon ; N = nombre total d'individus de toutes les espèces dans l'échantillon ; S = nombre total des espèces ; $\log_2$ = logarithme à base 2.

b. Equitabilité de Piélou

La régularité ou l'équitabilité E de Piélou est définie à partir de l'indice de diversité de Shannon. Cet indice est calculé comme le rapport de la diversité spécifique réelle à la diversité maximale. L'équitabilité a permis d'étudier la régularité de la distribution des espèces et de comparer les diversités de deux peuplements ayant des nombres d'espèces différents (Dajoz, 2000).

$$E = \frac{H'}{\log_2(S)} \quad (4)$$

où H' est l'indice de diversité de Shannon pour un échantillon, et S sa richesse spécifique. L'équitabilité varie entre 0 et 1. Elle tend vers 0 quand la quasi-totalité des effectifs est concentrée sur une espèce. Elle est proche de 1 lorsque toutes les espèces tendent à avoir une même abondance dans un milieu naturel non perturbé (Barbault, 1995). Une valeur d'équitabilité supérieure à 0,80 est considérée comme l'indice d'un peuplement équilibré (Daget, 1976).

c. Indice de Jaccard

La similarité taxonomique entre les sites d'échantillonnage a été mise en évidence par l'indice de similarité de Jaccard (J). Cet indice a été utilisé pour évaluer la similarité des organismes zooplanctoniques entre deux sites. L'indice de similarité de Jaccard se calcule de la façon suivante :

$$J = \frac{S_{a-b}}{S_a + S_b - S_{a-b}} \times 100 \quad (5)$$

Dans cette formule de calcul, S_a est le nombre total de taxons au site **a**, S_b le nombre total de taxons au site **b** et S_{a-b} le nombre de taxons communs aux sites **a** et **b**. L'indice de similarité de Jaccard (J) varie de 0 (quand il n'y a pas de taxons communs) à 100 % (lorsque les mêmes taxons existent dans les deux sites) (Hynes, 1957). De façon pratique, les sites sont taxonomiquement similaires lorsque la valeur de l'indice de similarité de Jaccard (J) est supérieure à 50 %.

2-2-3-3. Analyses statistiques des données

Afin d'apprécier les variations des paramètres abiotiques et biotiques, un certain nombre de méthodes statistiques ont été utilisées : des analyses univariées pour mesurer la variabilité spatio-temporelle des données collectées et des analyses bivariées et multivariées pour évaluer les corrélations entre les différents paramètres.

2-2-3-3-1. Analyses univariées

Le test de la normalité de Shapiro-Wilk a permis de tester la normalité des différentes données. Dans ce test, la valeur de la *p-value* a été utilisée pour analyser les résultats. En effet,

lorsque la valeur de p est supérieure à 0,05, la distribution des variables suit une loi normale. Dans le cas contraire, elle ne suit pas une loi normale.

Les tests non paramétriques tels que le test de Kruskal-Wallis (comparaison de plusieurs éléments ensemble) et le test de Mann-Whitney (comparaison de deux éléments) ont permis de faire les comparaisons inter et intra éléments lorsque les distributions ne suivaient pas une loi normale. Le test de Kruskal-Wallis a été employé pour comparer les différents paramètres mesurés entre différents sites d'échantillonnage. Le test de Mann-Whitney a, par la suite, été utilisé pour identifier des différences spécifiques entre les groupes pris deux à deux. En effet, la valeur de la « signification asymptotique » indique qu'il n'y a pas de différences significatives entre les variables quand elle est supérieure à 0,05, et inversement lorsque celle-ci est inférieure à 0,05. Ces différences entre les valeurs médianes des éléments à comparer ont été matérialisées par des lettres (**a**, **b**, **c** ...). Les valeurs médianes ayant les mêmes lettres ne sont pas statistiquement différentes.

Par ailleurs, le test G de proportion a été employé pour comparer les proportions des sites selon les différentes distributions spatiales des organismes zooplanctoniques. Les données recueillies ont été traitées à l'aide du logiciel statistique STATISTICA 7.2 sous Excel (Microsoft Office 2013).

2-2-3-3-2. Analyses multivariées

Alors que les méthodes statistiques élémentaires ne traitent qu'une ou deux variables à la fois, les méthodes d'analyses multidimensionnelles s'intéressent à l'ensemble des observations. Quel que soit le domaine d'application, les techniques d'analyses multidimensionnelles ont un objectif commun qui consiste à extraire les tendances les plus marquantes d'une base de données et à éliminer les effets marginaux ou ponctuels qui perturbent la perception globale des faits (Trouilhé, 2006). Ces méthodes d'analyses multidimensionnelles concernent les méthodes d'analyses factorielles et les méthodes de regroupement (Ouro-Boya, 2004).

a. Méthodes d'analyses factorielles

Les méthodes d'analyses factorielles ont pour but de décrire des données consignées dans un tableau croisant des individus (« n » lignes) et des caractères ou variables (« p » colonnes) qui sont mesurés sur ces individus. Ces méthodes placent les individus dans un espace à deux dimensions (ou axes) dans lequel chaque dimension correspond à une variable ou à une combinaison linéaire de plusieurs variables. La sélection des axes les plus pertinents permet d'avoir une représentation optimale, dans un espace réduit, de l'essentiel de l'information

contenue dans le fichier de données. Il existe de nombreuses méthodes factorielles. Dans cette étude, les analyses factorielles utilisées sont :

- l'Analyse en Composantes Principales (ACP) qui est applicable à des données quantitatives ou continues ;
- l'Analyse de Redondance (RDA)

a1. Analyse en Composantes Principales (ACP)

L'Analyse en Composantes Principales (ACP) a été réalisée avec le logiciel Xlstat version 2018 (sous Excel de Microsoft Office 2013). L'ACP est couramment utilisée dans les études prenant en compte à la fois des paramètres physico-chimiques et les stations d'échantillonnage afin de les corrélérer (Reinhold-Dudok & den Besten, 1999 ; Kampa *et al.*, 2000 ; Lazaridou-Dimitriadou *et al.*, 2000). L'ACP a permis de caractériser les différents sites d'échantillonnage à partir de l'ensemble des valeurs des paramètres physico-chimiques (Température, pH, Oxygène dissous, Conductivité et Turbidité) obtenues durant l'étude. C'est une méthode statistique factorielle descriptive dont l'objectif est de présenter sous forme graphique le maximum de l'information contenue dans un tableau de données de taille importante (Philippeau, 1992). Les données à traiter par l'ACP sont stockées dans un tableau rectangulaire ou matrice. Les lignes de cette matrice représentent les individus « n » sur lesquels sont mesurés des variables quantitatives « p » disposées en colonnes.

a2. Analyse de Redondance (RDA)

L'Analyse de Redondance (Redundancy Analysis, RDA) a permis d'étudier la relation entre les paramètres physico-chimiques (Température, pH, Oxygène dissous, Conductivité et Turbidité) et les abondances des taxons appartenant à la famille des Brachionidae (Rotifera), à celle des Daphniidae (Cladocera) et le stade nauplien des Copepoda. Selon Piasecki *et al.* (2004), ces taxons zooplanctoniques seraient beaucoup prisés par les poissons. Le logiciel CANOCO 4.5 (Canonical Community Ordination, version 4.5) a été utilisé à cet effet. Pour la réalisation de cette analyse, deux matrices de données « organismes zooplanctoniques / stations » et « paramètres physico-chimiques / stations » ont été constituées. Cette analyse met en évidence les préférences environnementales des peuplements (Ter Braak & Smilauer, 2002). Le résultat est un graphe dans lequel les organismes zooplanctoniques et les paramètres physico-chimiques sont représentés par des flèches. Les longueurs des flèches des taxons sont fonction de leurs importances et le rapprochement de ceux-ci aux paramètres met en évidence leurs préférences environnementales.

b. Méthodes de regroupement

Dans cette étude, la méthode de Classification Hiérarchique Ascendante (CHA) a été utilisée afin de regrouper les sites d'échantillonnage projetés par l'ACP à partir de l'ensemble des valeurs médianes des paramètres physico-chimiques (Trouilhé, 2006). Cette méthode a été réalisée à l'aide du logiciel Xlstat version 2018 (sous Excel de Microsoft Office 2013).

2-2-4. Production d'organismes zooplanctoniques à partir de déjections d'animaux d'élevage à Daloa**2-2-4-1. Culture des organismes zooplanctoniques**

La production de zooplancton a concerné les trois principaux groupes zooplanctoniques que sont les Rotifera, les Copepoda et les Cladocera. En effet, selon Legendre *et al.* (1992), ces groupes taxonomiques constituent des ressources trophiques de base et sans équivalent pour les besoins nutritionnels des larves et juvéniles de poissons. Cette production zooplanctonique a été appuyée sur l'étude expérimentale d'Akodogbo *et al.* (2014) et la synthèse bibliographique d'Akodogbo *et al.* (2015). Cependant, les fertilisants marqués par une disponibilité et un accès faciles, et pouvant être manipulés par les pisciculteurs de Daloa, ont été utilisés. Ainsi, la bouse de bœuf et la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ont été les deux types de fertilisants (substrats) utilisés pour la production planctonique.

Cette production du zooplancton a été réalisée au Centre de l'Innovation Agricole TIDOU Abiba Sanogo de l'UJLoG de Daloa et a duré 33 jours (à compter du jour de la mise en culture des organismes zooplanctoniques), du 18 décembre 2021 au 19 janvier 2022. Ces organismes zooplanctoniques ont été produits dans quatre bacs en plastique d'une capacité de 45 l chacun, avec deux répliques. Ce qui fait un total de 12 bacs. Dans chaque bac, 30 l d'eau de forage et 10 l d'eau d'étang (cette quantité d'eau d'étang a été filtrée sur une soie de 20 μm pour la débarrasser des Rotifera, Copepoda et Cladocera) ont été renversés. Ensuite, les milieux ont été fertilisés différemment avec les substrats. Trois milieux ont été fertilisés, chacun, avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz à raison de 600 g / m³. Trois autres ont été fertilisés, chacun, avec de la bouse de bœuf séchée à raison de 25 g / m³. Encore trois autres ont été fertilisés, chacun, avec le mélange des deux types de fertilisants (600 g / m³ de fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz + 25 g / m³ de bouse de bœuf) à raison de 300 g / m³. Les trois derniers bacs ont servi de témoins (bacs non fertilisés). Les fertilisants ont été préalablement rendus aseptiques par traitement thermique.

Puis, quatre jours après la fertilisation, les milieux ont étéensemencés avec du phytoplancton récolté dans un étang piscicole d'eau bien verte (cet étang ne servait plus de site de pisciculture). Ce plancton végétal a été obtenu en filtrant 20 l d'eau de cet étang, successivement à l'aide du filet à plancton de 50 µm puis d'un autre de 20 µm. Le retenu du filet a été concentré à 200 ml dans une boîte, puis réparti par volume de 15 ml dans chacun des 12 bacs. Enfin, trois jours plus tard, du zooplancton a été récolté dans le même étang piscicole en filtrant 20 l d'eau de ce milieu à l'aide du filet à plancton de 50 µm. Le retenu du filet a été concentré à 200 ml. Chacun des 12 milieux a été ensuiteensemencé avec 15 ml de ce concentré, puis un autre sous-échantillon de 15 ml a été fixé, dans un pilulier, par ajout d'une solution éthylique dosant 70 % d'alcool. Ce sous-échantillon a été observé au microscope photonique pour identifier et compter les principaux groupes de zooplancton. Ainsi, chaque milieu de culture a étéensemencé avec, en moyenne, 76 ind / l de Rotifera, 68 ind / l de Copepoda et 152 ind / l de Cladocera ; ce qui correspond à un total de 296 ind / l d'organismes zooplanctoniques par milieu.

2-2-4-2. Caractérisation environnementale des milieux de production des organismes zooplanctoniques

2-2-4-2-1. Caractérisation mésologique

La caractérisation mésologique des différents milieux de culture des organismes zooplanctoniques a consisté à relever l'évolution de la couleur de l'eau ainsi que son apparence, par observation. Cette activité a été effectuée en début, au milieu et vers la fin de la culture.

2-2-4-2-2. Caractérisation physico-chimique

A partir du jour de l'ensemencement des milieux avec du zooplancton, les paramètres physico-chimiques de l'eau tels que la température, le pH, la conductivité et la turbidité ont été quotidiennement relevés, entre 10 heures et 12 heures. La température et le pH ont été mesurés à l'aide d'un pH-mètre, et la conductivité et la turbidité avec un conductimètre numérique (Testeur EC / TDS étanche). A chaque milieu, les mesures de la conductivité et de la turbidité ont été faites avant celles de la température et du pH (ceci pour éviter de biaiser les mesures de la turbidité). Après avoir mis l'appareil sous tension, sa sonde a été plongée dans l'eau des milieux de culture et maintenue jusqu'à stabilisation des valeurs. Cette action a été répétée deux fois (soit un total de trois mesures) dans chaque milieu.

2-2-4-3. Evaluation de la densité d'organismes zooplanctoniques produits

L'évaluation de la densité des organismes zooplanctoniques produits a été possible grâce aux données collectées suite aux récoltes du zooplancton dans les milieux de culture. Ces récoltes ont été faites dès le 7^{ème} jour de l'ensemencement. En effet, la production de zooplancton est maximale entre le 6^{ème} et le 12^{ème} jour de son ensemencement (Agadjihouèdé *et al.*, 2011). Chaque jour, une quantité d'eau de 10 l est prélevée dans les milieux de culture préalablement bien homogénéisés. Ce prélèvement quotidien a été fait jusqu'à disparition totale du substrat. L'eau prélevée est d'abord filtrée sur un tamis de 250 µm de vide de maille pour éliminer le substrat contenu dans l'eau. Le substrat retenu par le tamis est immédiatement remis dans le milieu de culture. L'eau débarrassée de substrat est ensuite filtrée à l'aide du filet à plancton de 50 µm de vide de maille qui retient les organismes zooplanctoniques. L'eau débarrassée du zooplancton après filtration est remise dans le milieu de culture. Cependant, dans le but de maintenir la culture à long terme dans les mêmes milieux de culture, un volume de 10 l d'eau des milieux de culture a été remplacée par son équivalent en eau de forage, tous les cinq jours (Das *et al.*, 2012). Les organismes zooplanctoniques retenus par le filet sont concentrés à 100 ml dans des piluliers et fixés par ajout d'une solution éthylique dosant 70 % d'alcool. Le culot de chaque sous-échantillon de 10 ml de chaque concentré est observé, peu à peu, au microscope optique photonique au grossissement 10, et les organismes zooplanctoniques sont systématiquement comptés. C'est à partir de ces comptages que la densité des populations a été déterminée (Agadjihouèdé *et al.*, 2011).

2-2-5. Evaluation de l'impact de l'utilisation des proies zooplanctoniques sur la production d'*Oreochromis niloticus* en milieu d'élevage à Daloa

2-2-5-1. Présentation du site d'élevage

L'étude de l'impact de l'utilisation des proies zooplanctoniques sur la production d'*Oreochromis niloticus* a été réalisée à la ferme OUATTARA N'Golo dénommée « Ecloserie de production d'alevins de la souche améliorée de tilapia ». Cette ferme piscicole est située au sud de la ville de Daloa, au quartier Orly-plateau extension, entre 06°50'5589" et 06°50'3126" de latitude Nord et entre 006°27'7168" et 006°50'9819" de longitude Ouest. La ferme s'étend sur une superficie de 3,5 ha environ. La ferme OUATTARA N'Golo bénéficie d'un air pur, rendu possible grâce aux plantations d'hévéa et de Teck qui la bordent. La présence de cocotiers en perpétuelle production sur la ferme fait de celle-ci, un endroit très reposant pour tous ses habitants. La ferme OUATTARA N'Golo abrite, en fait, des logements pour les ouvriers, les visiteurs et les stagiaires. Concernant le dispositif aquacole, la ferme

enregistre l'installation de huit bassins en béton et 20 étangs dont cinq, plus grands (appelés étangs-barrages), constituent les sources d'alimentation externe en eau des autres étangs. Les 15 petits étangs et les bassins en béton sont les deux types de milieux de production d'*Oreochromis niloticus*. Les étangs-barrages, bien qu'étant les sources d'eau principales des autres étangs, hébergent, eux aussi, des poissons mais de différentes espèces. La production d'*Oreochromis niloticus* sur la ferme OUATTARA N'Golo se limite à l'obtention d'alevins, comme l'indique le nom de la ferme. Après éclosion des larves dans des appâts déposés dans l'eau des petits étangs, ces minuscules poissons sont récupérés, puis transférés dans les bassins en béton contenant de l'eau de forage. Ces larves y sont nourries, matin, midi et soir, pendant 21 jours, avec un aliment farineux mélangé dans une solution d'hormone d'inversion sexuelle (susceptible de masculiniser toutes les larves). A la fin de cette période, les larves, devenues toutes des mâles (probablement), sont transférées dans les petits étangs pour poursuivre leur croissance. Dans ces milieux de vie, ces larves sont nourries, aux mêmes moments de nourrissage, avec de la farine basse de riz pendant 30 à 40 jours. Après cet autre temps de nourrissage, les larves, devenues alevins, sont aptes à quitter la ferme pour d'autres fermes piscicoles.

La ferme OUATTARA N'Golo bénéficie aussi d'un laboratoire dans lequel est stocké du matériel de pêche et d'oxygénation pour le transfert des poissons hors de la ferme. Ce laboratoire est aussi muni de bacs d'expérimentation en matière plastique, de forme variable, mais d'une capacité de 1000 l chacun, connectés à un fut de 2000 l en hauteur contenant de l'eau de forage. Cette eau de forage est aussi utilisée pour conduire les expériences dans ces bacs. Et, c'est dans ces derniers que la présente expérimentation a été effectuée (Figure 23).



Figure 23 : Ferme piscicole OUATTARA N'Golo de Daloa

2-2-5-2. Choix de l'espèce de poissons et conduite de l'expérimentation

2-2-5-2-1. Choix de l'espèce de poissons

L'espèce de poissons choisie dans le cadre de cette étude expérimentale est le tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*, Linnaeus 1758). Sur le plan alimentaire, les caractéristiques organoleptiques de cette espèce font d'elle un poisson beaucoup prisé. *Oreochromis niloticus* est l'espèce de poissons la plus élevée en Côte d'Ivoire (Toily, 2009). En effet, le tilapia du Nil est une espèce à croissance rapide (Dibala *et al.*, 2018), pouvant s'adapter facilement aux conditions de vie difficiles de son milieu tant au niveau écologique qu'au niveau trophique (Lauzanne, 1988 ; Thabet, 2017 ; Dibala *et al.*, 2018). Et même ses besoins en protéines, acides gras polyinsaturés, phospholipides, acides aminés essentiels, vitamines peuvent être bien satisfaits à travers son nourrissage avec du zooplancton (Awaïss & Kestemont, 1997). Ces incroyables caractéristiques que porte cette espèce ichthyologique font de ce poisson, un choix potentiel en aquaculture.

2-2-5-2-2. Conduite de l'expérimentation

a. Nourrissage des poissons

L'élevage de ce poisson de choix a nécessité des larves de 21 jours, c'est-à-dire des larves ayant achevé leur masculinisation. Au laboratoire, ces larves, de poids moyen de $0,03 \pm 0,01$ g et de taille moyenne de $1,7 \pm 0,01$ cm chacune, ont été réparties dans trois bacs (FRU, ZFR et ZOE) avec deux réplicas, à la densité de 800 larves / m³ d'eau comme Brol *et al.* (2017) l'ont suggérée. Selon ces auteurs, cette densité de peuplement améliore les performances techniques pour la larviculture du tilapia. Ainsi dans chaque bac, contenant 500 l d'eau de forage, ont été ajoutées 400 larves pour culture. Ces poissons ont subi différents traitements alimentaires dans les bacs pendant 10 semaines, temps qu'a duré cet élevage. Ces larves de poisson ont été nourries, trois fois par jour, avec une ration journalière équivalant à 10 % de leur poids (Yi *et al.*, 2002). Dans le but de réduire considérablement la quantité de farine basse de riz dans leur production, les poissons des bacs FRU ont été nourris uniquement avec de la farine basse de riz. Ceux des bacs ZFR ont eu droit à deux repas de proies zooplanctoniques et un repas de farine basse de riz. Les poissons des bacs ZOE ont été nourris avec des proies zooplanctoniques. Cependant, un repas de farine basse de riz (en complément de deux repas de zooplancton vivant) était distribué à ces derniers deux fois dans la semaine. La quantité d'organismes zooplanctoniques distribués aux poissons pendant chaque repas a été déterminée. A cet effet, pour chaque repas zooplanctonique, un volume d'eau de 15 l

(pour les poissons des bacs ZFR) ou de 20 l (pour les poissons des bacs ZOE), prélevé dans le milieu de production de proies zooplanctoniques (ce milieu a été fertilisé avec de la bouse de bœuf séchée), était filtré, puis concentré à 100 ml. Suivant la densité moyenne des organismes zooplanctoniques dans les milieux de production de proies zooplanctoniques fertilisés avec de la bouse de bœuf, le nombre d'organismes zooplanctoniques contenu dans un volume d'eau de 20 l prélevé quotidiennement pourrait être suffisant pour conduire les larves de tilapia jusqu'à l'âge d'un mois et plus (Girin, 1975). Une aliquote (un sous-échantillon) de 5 ml, issue du volume d'eau de 100 ml, était fixée dans des piluliers, par ajout d'une solution éthylique dosant 70 % d'alcool, et les 95 ml restants (non fixés) étaient renversés dans un bac de poissons devant se nourrir de zooplancton. A chaque moment de repas où les poissons devront être nourris avec du zooplancton, 20 l d'eau d'un milieu de production de zooplancton étaient filtrés, et ce pour chacun des bacs où les poissons devaient recevoir du zooplancton. Le sous-échantillon de 5 ml fixé était observé au microscope optique pour compter les Rotifera, les Copepoda et les Cladocera afin de savoir le nombre d'individus de chacun de ces groupes zooplanctoniques, contenus dans les 95 ml de concentré restants, qui avaient été donnés, pendant chaque repas, à chaque groupe de poissons.

Aussi, à défaut de sacrifier les poissons pour vérifier l'ingestion des organismes zooplanctoniques qui leur ont été apportés, tous les matins, un échantillon de 20 l d'eau était prélevé dans les milieux d'élevage des poissons ayant eu droit à des repas de zooplancton, puis filtré. Le contenu du filet était concentré à 100 ml et fixé dans des piluliers pour être observé au microscope optique pour rechercher les organismes zooplanctoniques et soustraire leur nombre du nombre de proies apportées afin de connaître le nombre définitif de proies ingérées par les poissons chaque jour. Les quantités de proies zooplanctoniques ainsi obtenues et de farine basse de riz distribuées aux poissons pendant six jours dans chaque semaine, le septième jour ayant été consacré à la pêche de contrôle de leur croissance en taille et en poids, sont présentées dans le tableau II.

b. Renouvellement de l'eau des bacs

Le renouvellement de l'eau des bacs d'élevage consistait à épurer les bacs. Par conséquent, c'est tout le volume d'eau d'élevage qui était remplacé par son équivalent en eau de forage. Ce renouvellement d'eau intervenait à chaque fois qu'une pollution s'annonçait. Cette dernière était perçue par l'apparition d'une odeur inhabituelle (rappelant celle d'une pourriture) de l'eau d'élevage.

Tableau II : Fréquence quotidienne de nourrissage des poissons

MILIEUX	JOURS	TYPES D'ALIMENTS		QUANTITES	HEURES		
Bac FRU	Six jours dans la semaine		Farine basse de riz	0,5 g	entre 8 h et 9 h		
		Aliment inerte	Farine basse de riz	0,5 g	entre 12 h et 13 h		
			Farine basse de riz	0,5 g	entre 16 h et 17 h		
Bac ZFR	Six jours dans la semaine	Zooplancton vivant	Rotifera	16171 ± 4096 ind	entre 8 h et 9 h		
			Copepoda	6165 ± 1144 ind			
			Cladocera	4290 ± 800 ind			
		Aliment inerte	Farine basse de riz	0,5 g	entre 12 h et 13 h		
		Zooplancton vivant	Rotifera	16171 ± 4096 ind	entre 16 h et 17 h		
			Copepoda	6165 ± 1144 ind			
Cladocera	4290 ± 800 ind						
Bac ZOE	Quatre jours dans la semaine	Zooplancton vivant	Rotifera	19407 ± 4915 ind	entre 8 h et 9 h		
			Copepoda	5161± 686 ind			
			Cladocera	3757 ± 480 ind			
			Rotifera	19407 ± 4915 ind	entre 12 h et 13 h		
			Copepoda	5161± 686 ind			
			Cladocera	3757 ± 480 ind			
			Rotifera	19407 ± 4915 ind	entre 16 h et 17 h		
			Copepoda	5161± 686 ind			
			Cladocera	3757 ± 480 ind			
			Deux jours dans la semaine	Zooplancton vivant	Rotifera	19407 ± 4915 ind	entre 8 h et 9 h
					Copepoda	5161± 686 ind	
					Cladocera	3757 ± 480 ind	
Aliment inerte	Farine basse de riz	0,5 g		entre 12 h et 13 h			
Zooplancton vivant	Rotifera	19407 ± 4915 ind		entre 16 h et 17 h			
	Copepoda	5161± 686 ind					
	Cladocera	3757 ± 480 ind					

FRU = Milieux de culture des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz ; **ZFR** = Milieux de culture des poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant ; **ZOE** = Milieux de culture des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant.

c. Détermination des paramètres

Les paramètres physico-chimiques (température et pH) de l'eau d'élevage et la taille et le poids des poissons ont été déterminés.

c1. Paramètres physico-chimiques

La température et le pH de l'eau des milieux d'élevage des poissons ont été quotidiennement mesurés, matin, midi et soir avant chaque repas. Selon Thabet (2017), ces deux paramètres abiotiques, ainsi que la quantité d'aliment apporté aux larves du tilapia du Nil, contrôlent significativement la croissance de ces dernières. Ces mesures de température et de pH ont été faites à l'aide d'un pH-mètre de marque APERA. Après avoir mis l'appareil sous tension et sélectionné l'unité de température voulue, sa sonde a été plongée dans l'eau des milieux

d'élevage et maintenue jusqu'à stabilisation des valeurs de pH et de température. Cette action a été répétée deux fois (soit un total de trois mesures) dans chaque milieu.

c2. Taille et poids des poissons produits

La taille et le poids des poissons ont été mesurés une fois dans la semaine durant les 10 semaines d'expérimentation. La taille a été mesurée en déterminant la longueur totale (de l'extrémité de la cavité buccale jusqu'à l'extrémité de la nageoire caudale) des poissons placés sur leur flanc sur un papier millimétré plastifié (Figure 24 a). La somme des longueurs totales des poissons mesurés a été divisée par le nombre de poissons mesurés pour avoir la taille moyenne des poissons de chaque milieu d'élevage.

Le poids, quant à lui, a été mesuré à l'aide d'une balance électronique de précision 0,001 g (Figure 24 b). Les poissons à peser sont d'abord comptés, puis pesés ensemble compte tenu de leur faible poids (la pesée individuelle n'affichant aucune valeur sur l'écran de la balance électronique ; un grand nombre de poissons a été utilisé pour avoir une valeur supérieure à 0). La valeur obtenue a été divisée par le nombre de poissons pesés pour trouver le poids moyen des poissons de chacun des milieux d'élevage. Ces mesures de la taille et du poids des poissons ont été réalisées sur des échantillons représentant 30 % du nombre de poissons dans chaque milieu de culture, durant l'expérimentation.

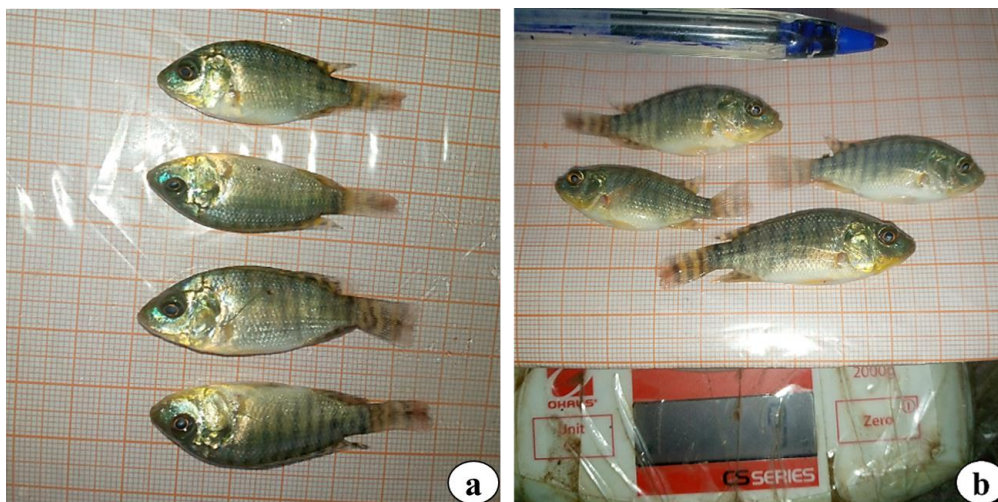


Figure 24 : Mesure de la taille (a) et du poids (b) des poissons en élevage

c3. Relation Longueur-poids

Pour caractériser d'une part l'embonpoint des poissons soumis aux différents traitements alimentaires, et d'autre part le type ou mode de croissance qui caractérise les poissons soumis aux différents traitements alimentaires, une relation entre la taille et le poids de ces poissons a été établie selon Le Cren (1951). Cette relation est donnée par l'équation suivante :

$$\boxed{W = a L^b} \quad (6)$$

avec **W** le poids des poissons en grammes ; **L** la longueur du poisson (longueur totale dans la présente étude) en centimètres ; **a** la constante correspondante au poids d'un individu de longueur égale à l'unité ; **b** le coefficient d'allométrie définie comme étant le coefficient de croissance relative en poids.

Les constantes **a** et **b** sont déduites après linéarisation de la relation par transformation logarithmique sous la forme : $\text{Log}W = \log(a) + b\text{Log}L$ (Lévêque, 2006). Il en résulte une courbe dite de régression qui met en lumière les valeurs de **R²** (coefficient de corrélation entre le poids et la taille, pour caractériser l'embonpoint) et **b** (pour caractériser le type de croissance). La valeur de **R²** est comprise entre 0 et 1. Lorsque cette valeur est proche de 1, une forte corrélation entre le poids et la taille du poisson est établie ; ce qui signifie que le poisson a une bonne croissance. En ce qui concerne le type de croissance, trois cas peuvent être distingués selon la valeur de **b** (Kuriakose, 2017) :

- ✓ si $b = 3$, il y a isométrie entre la taille et le poids du poisson, c'est-à-dire que celui-ci grandit autant qu'il ne grossit ;
- ✓ si $b < 3$, il y a une allométrie minorante, c'est-à-dire que le poisson grandit plus vite qu'il ne grossit ;
- ✓ si $b > b$ théorique, l'allométrie est majorante, c'est-à-dire que le poisson grossit plus vite qu'il ne grandit.

2-2-5-3. Analyse des performances zootechniques des poissons

Pour analyser les performances zootechniques des poissons, les indices tels que le taux de survie, le gain de poids absolu, le gain de poids quotidien et le taux de croissance spécifique ont été déterminés (Cruz-Suarez *et al.*, 2007). Ces indices ont été calculés suivant les travaux de Ricker (1980), Thabet (2017) et Dibala *et al.* (2018).

2-2-5-3-1. Taux de survie

Le taux de survie (**TS**) correspond au pourcentage de poissons obtenus à la fin de l'élevage. Ce taux est calculé selon la formule suivante :

$$\boxed{TS = (n_f / n_i) \times 100} \quad (7)$$

où **n_f** est le nombre de poissons à la fin de l'élevage, et **n_i** celui en début d'élevage.

2-2-5-3-2. Gain de poids absolu

Le gain de poids absolu (**GPA**) permet d'évaluer la croissance pondérale acquise par le poisson dans un intervalle de temps donné. Exprimé en gramme (g), cet indice est calculé selon la formule suivante :

$$\text{GPA} = P_f - P_i \quad (8)$$

où **P_f** correspond au poids acquis par le poisson à la fin de l'expérience, et **P_i** celui acquis au début de l'expérience.

2-2-5-3-3. Gain de poids quotidien

Le gain de poids quotidien (**GPQ**) permet d'évaluer la croissance pondérale acquise par le poisson dans un intervalle de temps donné. Exprimé en gramme par jour (g/j), le gain de poids quotidien est calculé selon la formule suivante :

$$\text{GPQ} = \frac{P_f - P_i}{\Delta t} \quad (9)$$

où **P_f** correspond au poids acquis par le poisson à la fin de l'expérience, **P_i** celui acquis au début de l'expérience, et **Δt** la durée de l'expérience.

2-2-5-3-4. Taux de croissance spécifique

Le taux de croissance spécifique (**TCS**) permet d'évaluer le poids acquis par le poisson durant l'expérimentation, en pourcentage de son poids vif. Cet indice s'exprime en pourcentage par jour (% / j), et se calcule selon la formule suivante :

$$\text{TCS} = \frac{(\ln P_f) - (\ln P_i)}{\Delta t} \times 100 \quad (10)$$

où **ln P_f** est le logarithme du poids acquis par le poisson à la fin de l'expérimentation, **ln P_i** le logarithme du poids au début de l'expérimentation, et **Δt** la durée de l'expérimentation.

2-2-5-4. Analyse économique de la production des poissons

L'analyse économique de la production de poissons consiste à évaluer les coûts inhérents à cette production et le gain après la vente de ces poissons. Dans le cadre de la présente étude, ces coûts de production ont concerné la fourniture en eau de forage et l'acquisition des aliments distribués aux poissons. Les différents calculs relatifs à la détermination de ces coûts de production des poissons ainsi qu'au gain après la vente de ces derniers sont faits suivant les travaux de Thabet (2017) et de Dibala *et al.* (2018).

2-2-5-4-1. Coût de l'alimentation en eau de forage des bacs d'élevage

Dans la présente étude, l'alimentation en eau de forage (CEF) des milieux de culture a nécessité du carburant (essence). Le coût de cette alimentation en eau de forage était fonction de la quantité d'essence utilisée pour avoir 500 l de cette eau dans chaque bac à chaque renouvellement d'eau. Ce coût, exprimé en FCFA, a été calculé selon la formule suivante :

$$\text{CEF} = (n + 1) \times Q_e \times P_e \quad (11)$$

où n correspond au nombre de renouvellement de l'eau durant toute l'expérimentation, Q_e à la quantité d'essence utilisée et P_e au prix du litre de l'essence à la pompe.

Ce coût sera d'autant plus élevé pour un milieu de culture si le délai de renouvellement d'eau de celui-ci est court.

2-2-5-4-2. Coût des aliments distribués

Les coûts des aliments distribués (CAD) aux poissons se résument au coût de farine basse de riz, le zooplancton étant produit gratuitement. Le coût de cet aliment farineux est l'équivalent, en FCFA, de sa quantité totale utilisée pendant l'expérimentation. Le CAD a été calculé comme suit :

$$\text{CAD} = \frac{Q_a \times P_s}{120} \quad (12)$$

où Q_a correspond à la quantité de farine basse distribuée durant toute l'expérimentation, P_s au prix du sac de 120 kg de ce produit agricole.

Ce coût de farine basse de riz sera d'autant plus élevé pour les poissons d'un milieu de culture si le traitement alimentaire apporté à ces poissons implique plus de ce dérivé de riz.

2-2-5-4-3. Gain après vente des alevins produits

Le gain après vente des alevins produits (GAP) correspond à la différence entre le prix de vente et le coût des dépenses liées à l'acquisition et à la production de ces poissons. Exprimé en FCFA, ce gain a été calculé selon la formule suivante :

$$\text{GAP} = n_v \times P_v - (n_a \times P_a + D_p) \quad (13)$$

avec n_v le nombre d'alevins produits à la vente, P_v le prix de vente d'un alevin, n_a le nombre de larves acquises, P_a le prix d'achat ou d'acquisition d'une larve, et D_p le coût des dépenses liées à la production des alevins.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

Des parties de ce chapitre ont fait l'objet de deux publications dans des revues indexées à Impact Factor (voir Annexes).

N'Do B.B.V., Allouko J-R., Koué J-M.B. and Bony K.Y. (2023). Spatial and nycthemeral variations of zooplankton in urban aquatic ecosystems of Daloa (west-central of Côte d'Ivoire). *International Journal of Advanced Research*, 11(2) : 333-342.

N'Do B.B.V., Allouko J-R., Kéïta G., Bony K.Y. and 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 Research and Reviews*, 23(1) : 402-409.

3-1. RESULTATS

3-1-1. Caractéristiques abiotiques des milieux aquatiques de Daloa

3-1-1-1. Variations des paramètres physico-chimiques

3-1-1-1-1. Variations saisonnières des paramètres physico-chimiques

a. Température

L'analyse de la variation saisonnière de la température des eaux de l'ensemble des sites d'échantillonnage du zooplancton a révélé des eaux relativement plus chaudes en saison sèche (médiane = 27,8 °C) qu'en saison des pluies (médiane = 27,1 °C). Pendant la saison des pluies, la température a oscillé entre 26,04 °C et 28,7 °C. Par contre, durant la saison sèche, cette variable abiotique a varié de 26,2 °C à 28,87 °C (Figure 25). L'analyse statistique de la variation de la température a montré l'existence d'une différence significative entre les deux saisons (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

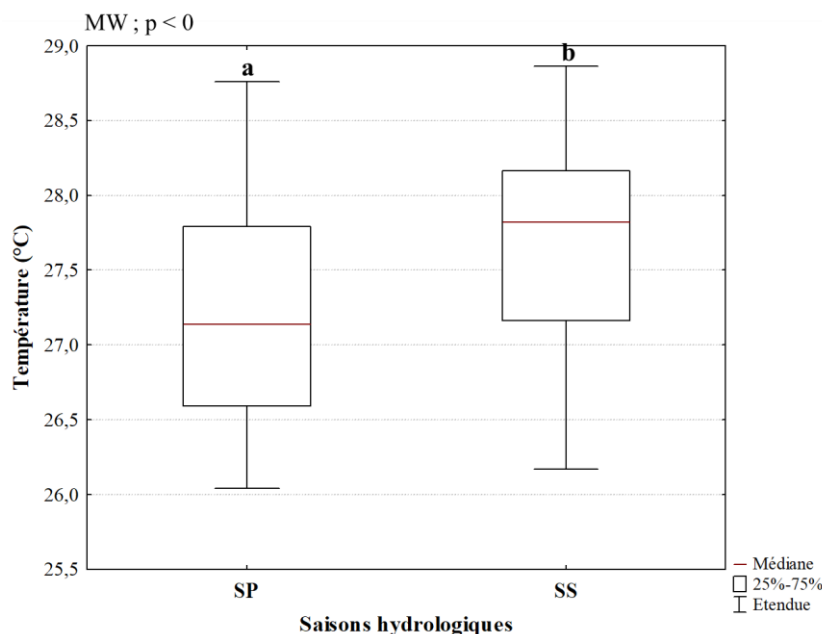


Figure 25 : Variation saisonnière de la température dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

SP = Saison des pluies ; **SS** = Saison sèche. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b. pH

Suivant la variation saisonnière du pH des eaux de l'ensemble des sites d'échantillonnage, les valeurs obtenues ont été légèrement basiques (médiane = 7,7) en saison des pluies, alors qu'en saison sèche, des valeurs peu acides (médiane = 6,58) ont été observées. Au cours de la saison

des pluies, la plus petite valeur de pH enregistrée est de 6,15 et la plus grande valeur de 8,75. Pour ce qui est de la saison sèche, le pH a varié entre 6,1 et 7,78 (Figure 26). Les valeurs de pH ont significativement varié d'une saison hydrologique à l'autre (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

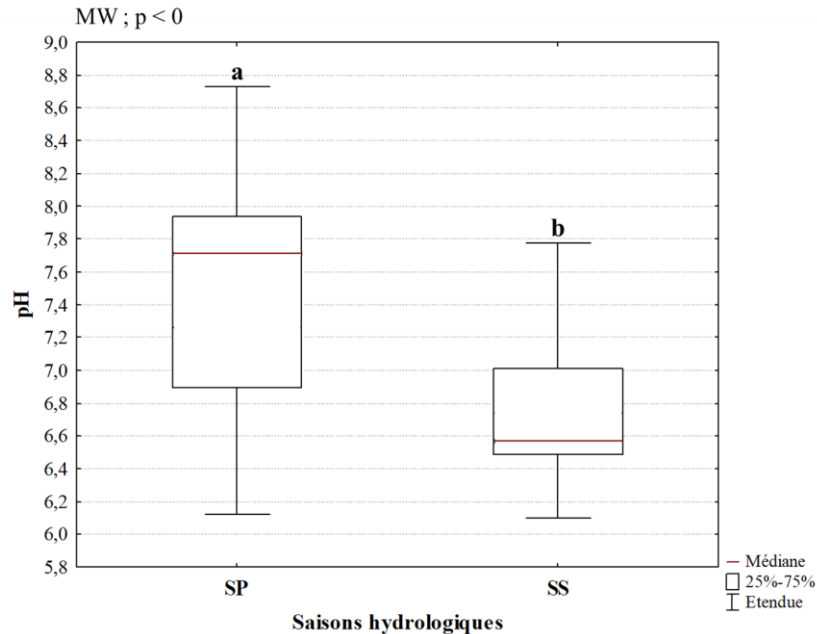


Figure 26 : Variation saisonnière du pH dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

SP = Saison des pluies ; SS = Saison sèche. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

c. Oxygène dissous

La figure 27 illustre la variation saisonnière de l'oxygène dissous dans l'ensemble des sites d'échantillonnage du zooplancton. L'analyse de cette variation saisonnière a révélé que les eaux de ces milieux aquatiques sont relativement plus oxygénées en saison des pluies (médiane = 4,1 mg / l) qu'en saison sèche (médiane = 3,7 mg / l). En saison des pluies, le taux d'oxygène dissous a varié de 3,17 mg / l à 6,36 mg / l. Par contre, en saison sèche, le taux de ce paramètre abiotique a oscillé entre 3,18 mg / l et 4,3 mg / l. L'analyse statistique de la variation saisonnière de l'oxygène dissous a indiqué une différence significative entre la saison des pluies et la saison sèche (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

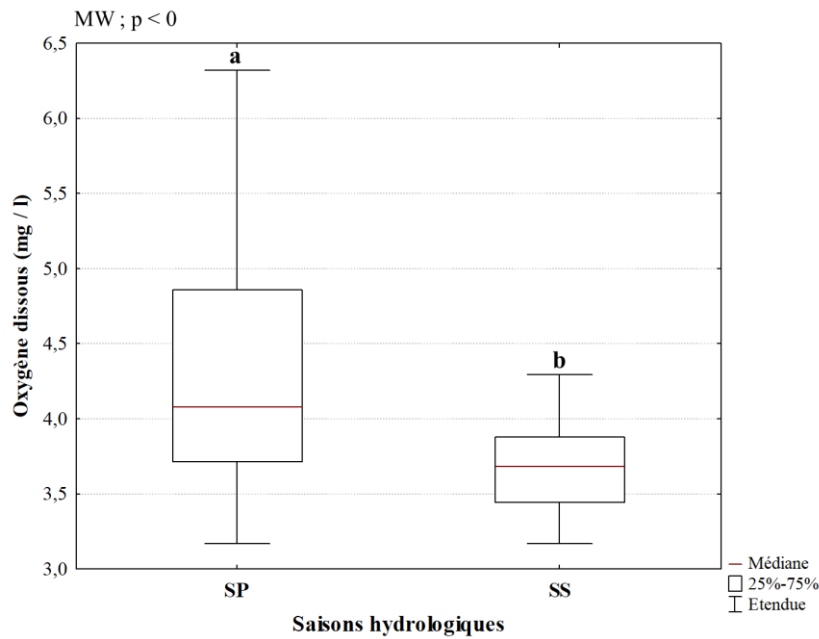


Figure 27 : Variation saisonnière de l'oxygène dissous dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

SP = Saison des pluies ; **SS** = Saison sèche. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

d. Conductivité

La comparaison des valeurs de la conductivité des eaux de l'ensemble des sites d'échantillonnage du zooplancton enregistrées pendant la saison des pluies à celles obtenues au cours de la saison sèche a montré que la vitesse de minéralisation dans ces eaux est plus importante en saison sèche (médiane = 143 $\mu\text{S} / \text{cm}$) qu'en saison des pluies (médiane = 125 $\mu\text{S} / \text{cm}$). Lors de la saison des pluies, cette vitesse de minéralisation a varié de 66,5 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 188 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Pendant la saison sèche, cette conductivité a oscillé entre 50 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et 236 $\mu\text{S} / \text{cm}$ (Figure 28). L'analyse statistique de la variation de la conductivité a révélé l'absence d'une différence significative entre la saison des pluies et la saison sèche (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

e. Turbidité

Les eaux de l'ensemble des sites d'échantillonnage du zooplancton sont plus troubles en saison des pluies (médiane = 68 ppm) qu'en saison sèche (médiane = 62 ppm). Pendant la saison des pluies, la turbidité a oscillé entre 32 ppm et 94 ppm. Par contre, durant la saison sèche, cette variable abiotique a varié de 25 ppm à 119 ppm (Figure 29). L'analyse statistique de la variation de la turbidité n'a indiqué aucune différence significative entre la saison des pluies et la saison sèche (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

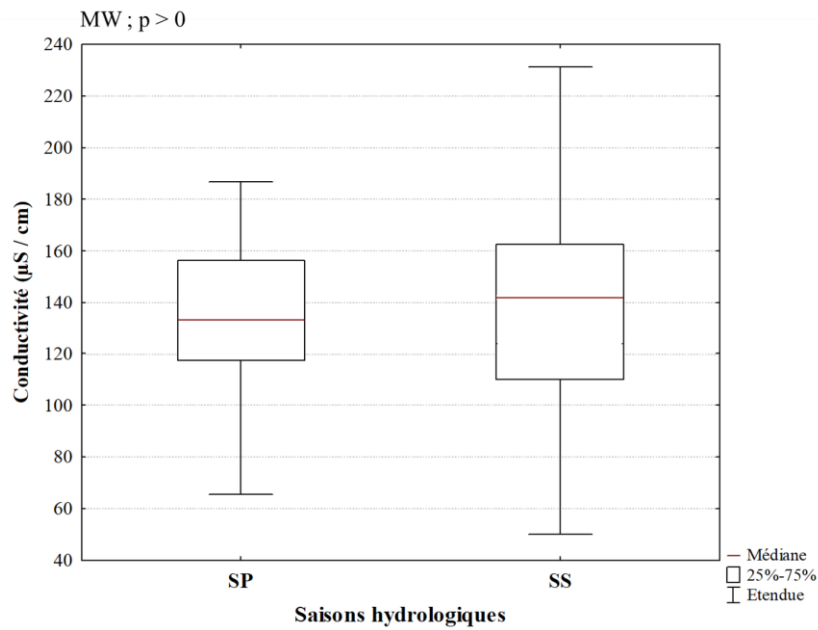


Figure 28 : Variation saisonnière de la conductivité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

SP = Saison des pluies ; **SS** = Saison sèche. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

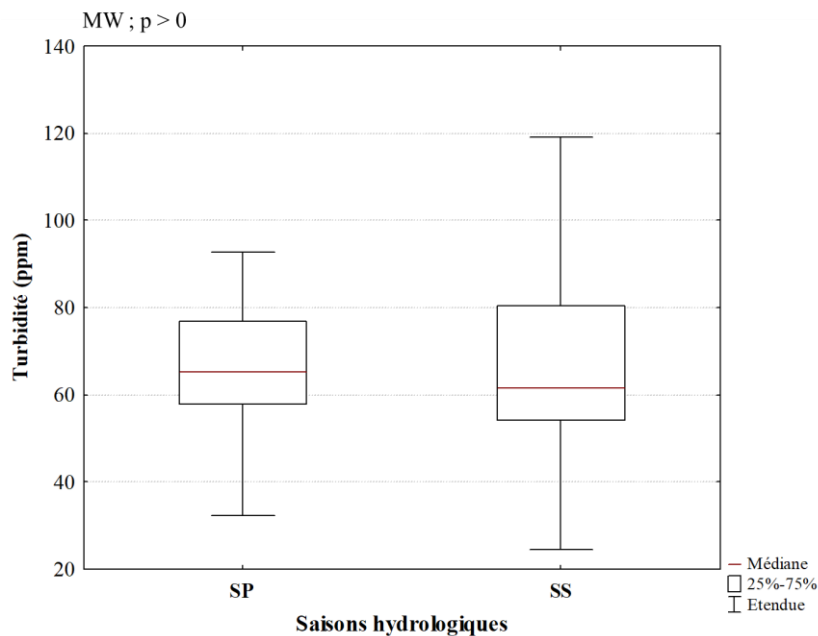


Figure 29 : Variation saisonnière de la turbidité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

SP = Saison des pluies ; **SS** = Saison sèche. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-1-2. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques en saison des pluies**a. Température**

L'analyse de la variation spatiale de la température des eaux dans les différents sites d'échantillonnage du zooplancton, au cours de la saison des pluies, a révélé des eaux relativement chaudes dans tous les sites visités. La plus forte valeur médiane de température a été observée les lacs LABD et LACG (médiane = 28,23 °C) et la plus faible valeur dans l'étang piscicole ETOS et la mare MARU (médiane = 26,37 °C).

Au cours de cette saison pluvieuse, les valeurs de la température des eaux des lacs (LABD, LABU, LACG) ont oscillé entre 26,97 °C et 28,78 °C. Dans les ruisseaux (RUBC, RUGO, RUMA), la température a varié de 26,18 °C et 28,25 °C et de 26,05 °C à 27,9 °C dans les étangs piscicoles (ETOS, ETPA et ETPT). Dans la mare MARU, la plus petite valeur de température relevée a été de 26,05 °C, la plus grande valeur ayant été de 27,25 °C (Figure 30). L'analyse statistique des variations spatiales de la température au cours de la saison pluvieuse a décelé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, cette différence n'est pas significative entre les lacs, entre les étangs piscicoles ETPA et ETPT et les ruisseaux RUBC et RUGO, et entre l'étang piscicole ETOS et la mare MARU (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

b. pH

Les eaux des étangs piscicoles ETOS et ETPA et du ruisseau RUBC ont été relativement basiques, avec des valeurs médianes respectives de 8,05, 9,14 et 8. Les autres sites ont présenté des eaux relativement neutres (valeurs médianes comprises entre 7,5 et 6,82) avec une plus faible valeur dans la mare MARU. Les valeurs pH des eaux des étangs piscicoles ETOS et ETPA et du ruisseau RUBC ont varié de 7 à 8,7. Dans l'étang piscicole ETPT et les lacs LABD et LABU, le pH a oscillé entre 6,47 et 8,75. Les valeurs de ce paramètre physico-chimique ont varié de 6,1 à 8,68 dans les eaux du lac LACG, de la mare MARU et des ruisseaux RUGO et RUMA (Figure 31). L'analyse statistique de la variation spatiale du pH au cours de la saison pluvieuse a mis en évidence l'existence d'une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, cette différence n'a pas été significative entre les étangs piscicoles ETOS et ETPA et le ruisseau RUBC. Cette absence de différence significative a été également observée entre l'étang piscicole ETPT et les lacs LABD et LABU d'une part, et d'autre part entre le lac LACG, la mare MARU et les ruisseaux RUGO et RUMA (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

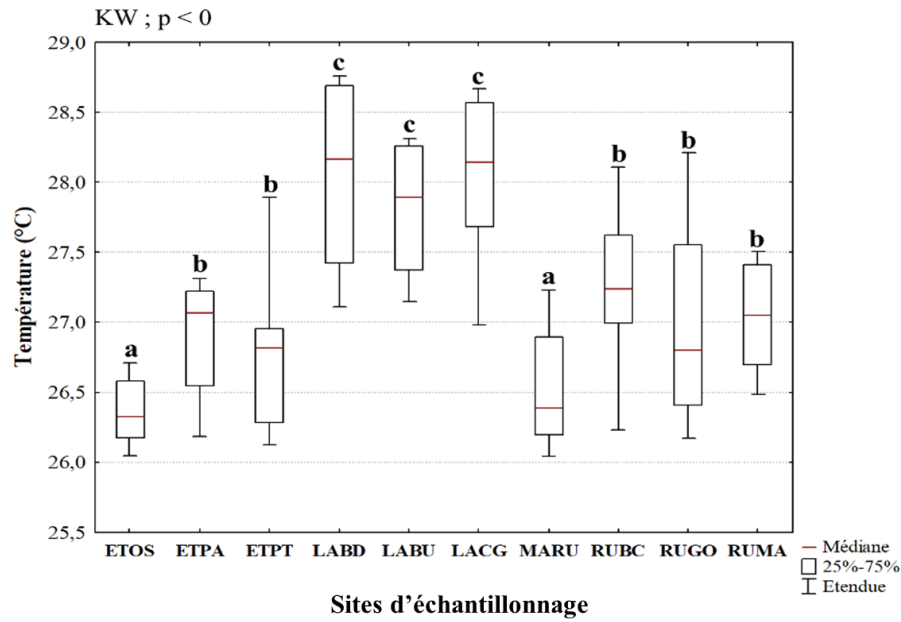


Figure 30 : Variation spatiale de la température de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

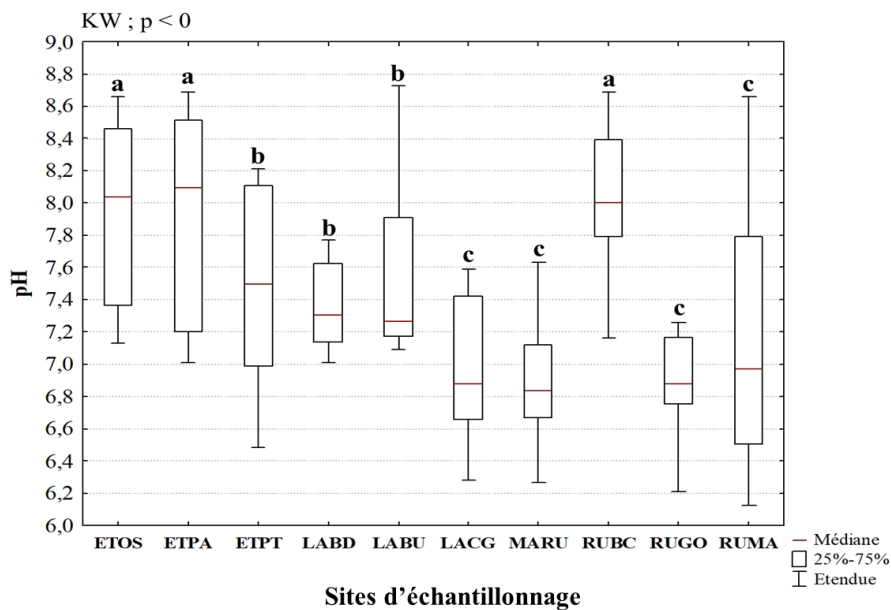


Figure 31 : Variation spatiale du pH de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

c. Oxygène dissous

L'analyse de la variation spatiale de l'oxygène dissous dans les différents sites d'échantillonnage a indiqué des eaux relativement oxygénées dans ces milieux aquatiques. La plus forte valeur d'oxygène dissous a été notée dans le ruisseau RUBC (médiane = 6,2 mg / l) et la plus faible valeur dans le ruisseau RUMA (médiane = 3,4 mg / l).

Au cours de cette saison pluvieuse, le taux d'oxygène dissous a varié de 4,35 mg / l à 6,9 mg / l dans le ruisseau RUBC, et de 4,35 mg / l à 6,25 mg / l dans l'étang piscicole ETOS. Dans les étangs piscicoles ETPA et ETPT, le taux d'oxygène dissous oscillait entre 3,9 mg / l et 5,75 mg / l, pendant que ce taux s'était situé entre 3,25 mg / l et 4,2 mg / l dans les lacs LABU et LABD. Dans les eaux du lac LACG et du ruisseau RUGO, la plus petite valeur du taux d'oxygène dissous a été de 3,53 mg / l et la plus grande valeur de 4,75 mg / l. Dans la mare MARU et le ruisseau RUMA, ce taux d'oxygène a varié de 3,2 mg / l à 4,27 mg / l (Figure 32). L'analyse statistique de la variation spatiale de l'oxygène dissous au cours de la saison pluvieuse a décélé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles ETPA et ETPT, entre les lacs LABD et LABU, entre le lac LACG et le ruisseau RUBC, et entre la mare MARU et le ruisseau RUMA a été enregistrée (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

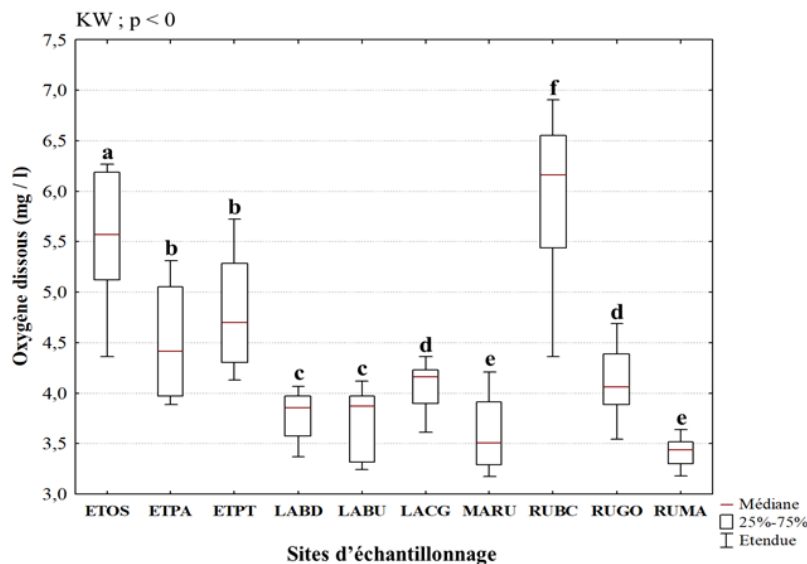


Figure 32 : Variation spatiale de l'oxygène dissous de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

d. Conductivité

Les valeurs de la conductivité analysées, au cours de la saison pluvieuse, dans les eaux des différents sites ont indiqué une forte vitesse de minéralisation dans l'eau du ruisseau RUBC (médiane = 245 $\mu\text{S} / \text{cm}$) par rapport aux eaux des étangs piscicoles, du lac LABU et du ruisseau RUMA (médiane = 142 $\mu\text{S} / \text{cm}$). La plus faible vitesse de minéralisation a été observée dans l'eau du lac LACG (médiane = 73 $\mu\text{S} / \text{cm}$).

Les valeurs de la conductivité de l'eau du ruisseau RUBC ont varié de 230 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 265 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Dans les étangs piscicoles, le lac LABU et le ruisseau RUMA, la conductivité a varié de 110 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 188 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Les valeurs de conductivité ont oscillé entre 112 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et 146 $\mu\text{S} / \text{cm}$ dans le lac LABD et le ruisseau RUGO. Dans la mare MARU et dans le lac LACG, la conductivité a varié respectivement de 90 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 130 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et de 65 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 90 $\mu\text{S} / \text{cm}$ (Figure 33). Les variations de la conductivité au cours de la saison pluvieuse ont été significativement différentes entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles, entre les étangs piscicoles ETPA et ETPT, le lac LABU et le ruisseau RUMA n'a été notée. Des résultats similaires ont été observés entre le ruisseau RUGO, le lac LABD et l'étang piscicole ETPA (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

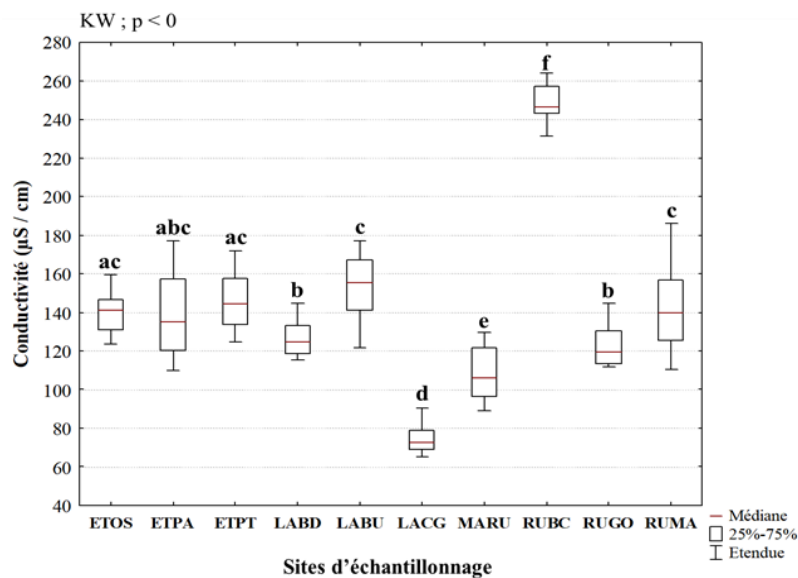


Figure 33 : Variation spatiale de la conductivité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

e. Turbidité

L'eau du ruisseau RUBC a été la plus trouble (médiane = 122 ppm), suivie des eaux du lac LABU (médiane = 75 ppm) et des étangs piscicoles ETOS et ETPT et du ruisseau RUMA (médiane = 70 ppm). L'eau du lac LACG (médiane = 37 ppm) a été la moins trouble.

Les valeurs de la turbidité de l'eau du ruisseau RUBC ont varié de 112 ppm à 136 ppm. Dans les étangs piscicoles, le lac LABU et le ruisseau RUMA, la turbidité a varié de 56 ppm à 96 ppm. Les valeurs de ce paramètre physico-chimique ont oscillé entre 67 ppm et 74 ppm dans le lac LABD et le ruisseau RUGO. La turbidité a varié de 46 ppm à 66 ppm dans la mare MARU et de 33 ppm à 45 ppm dans le lac LACG (Figure 34). L'analyse statistique des variations spatiales de la turbidité au cours de la saison pluvieuse a décélé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles, entre l'étang piscicole ETPA, le lac LABD et le ruisseau RUGO, entre le ruisseau RUMA, le lac LABU et l'étang piscicole ETPT n'a été enregistrée (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

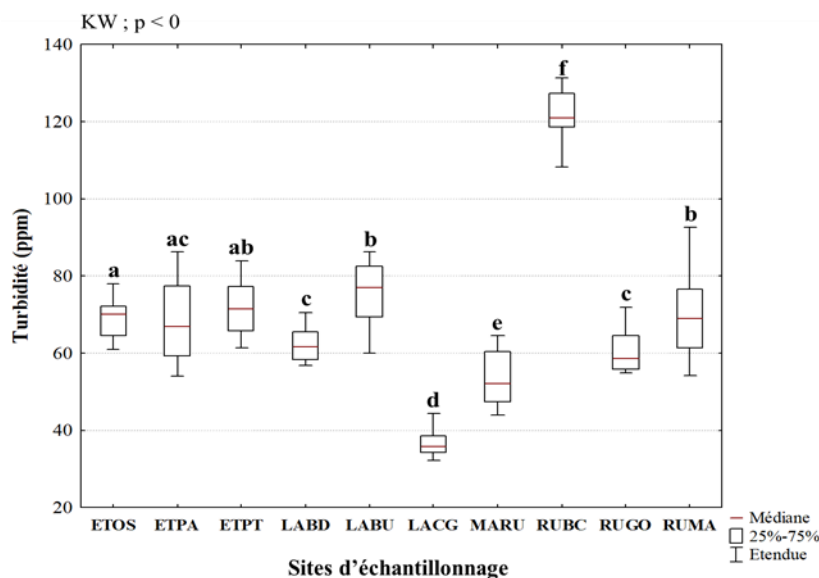


Figure 34 : Variation spatiale de la turbidité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison des pluies

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc.

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-1-3. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques durant la saison sèche

a. Température

L'analyse de la variation spatiale de la température des eaux des différents sites d'échantillonnage durant la saison sèche a révélé des eaux relativement chaudes dans ces différents milieux aquatiques. L'eau du lac LACG, avec une médiane de 28,36 °C, a été la plus chaude. La plus faible valeur de température a été notée dans l'eau du ruisseau RUGO (26,75 °C).

Au cours de cette saison hydrologique, les valeurs de la température des eaux des lacs et de la mare ont oscillé entre 27,5 °C et 28,8 °C. Dans RUBC et RUMA et les étangs piscicoles, la température a varié de 26,23 °C et 28,23 °C. Dans RUGO, la plus petite valeur de température enregistrée a été de 26,25 °C, la plus grande valeur ayant été de 27,18 °C (Figure 35). L'analyse statistique de la variation spatiale de la température au cours de la saison sèche a décélé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles et les ruisseaux RUBC et RUMA, et entre les lacs et la mare MARU n'a été observée (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

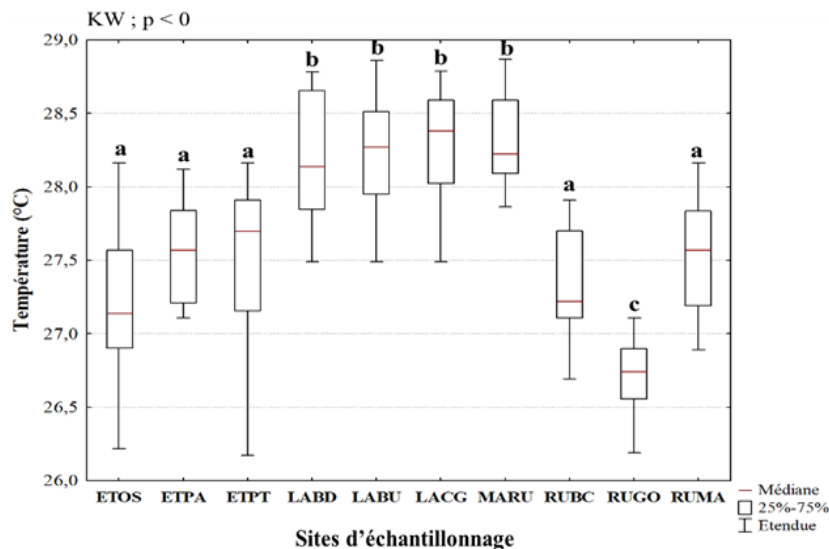


Figure 35 : Variation spatiale de la température de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche

ETOS = Etang piscicole Silué ; ETPA = Etang piscicole Amidou ; ETPT = Etang piscicole Traoré ; LABU = Lac Bra Kanon 1 ; LABD = Lac Bra Kanon 2 ; LACG = Lac Gbédji ; MARU = Mare UJLoG ; RUBC = Ruisseau Belle Côte ; RUGO = Ruisseau Gbokora ; RUMA = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b. pH

Les eaux des étangs piscicoles ETOS et ETPT (médiane = 7) et ETPA (médiane = 7,1) et du lac LABD (médiane = 6,9) ont été relativement neutres. En revanche, une acidité relative des eaux des lacs LABU et LACG et des ruisseaux RUGO et RUMA (médiane comprise entre 6,5 et 6,6), de la mare MARU (médiane = 6,7) et du ruisseau RUBC (médiane = 6,3) a été mesurée. Les valeurs de pH des eaux des étangs piscicoles et du lac LABD ont varié de 6,3 à 8,15. Dans lacs LABU et LACG et les ruisseaux RUGO et RUMA, le pH oscille entre 6,28 et 7,28. Les valeurs du pH ont varié de 6,39 à 7,21 dans la mare MARU et de 6,1 à 6,76 dans le ruisseau RUBC (Figure 36).

L'analyse statistique de la variation spatiale du pH au cours de la saison sèche a montré l'existence d'une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative n'a été observée entre les étangs piscicoles et LABD, entre LABU et LACG et les ruisseaux RUGO et RUMA, et entre le lac LABU, la mare MARU et le ruisseau RUMA (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

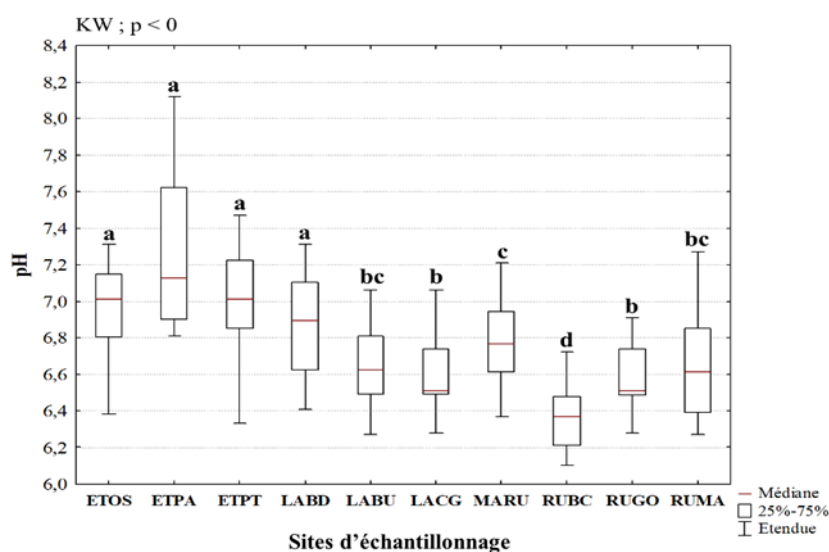


Figure 36 : Variation spatiale du pH de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

c. Oxygène dissous

Les valeurs de l'oxygène dissous enregistrées au cours de la saison sèche ont varié d'un site d'échantillonnage du zooplancton à un autre. L'analyse de cette variation spatiale a montré

des eaux relativement oxygénées dans ces sites. L'eau du ruisseau RUBC a été la mieux oxygénée avec une valeur médiane de 3,9 mg / l. Le plus faible taux d'oxygène dissous a été noté dans l'eau de la mare MARU (médiane = 3,44 mg / l).

Durant cette saison sèche, le taux d'oxygène dissous a varié de 3,19 mg / l à 4,68 mg / l dans les étangs piscicoles (ETOS, ETPA, ETPT) et le ruisseau RUBC. Dans les autres sites d'échantillonnage, le taux d'oxygène dissous a oscillé entre 3,18 mg / l à 4,15 mg / l (Figure 37). L'analyse statistique de la variation spatiale de l'oxygène dissous au cours de la saison sèche a décelé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). En revanche, aucune différence significative entre les étangs piscicoles et le ruisseau RUBC d'une part, et entre les lacs, la mare MARU et les ruisseaux RUGO et RUMA n'a été notée (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

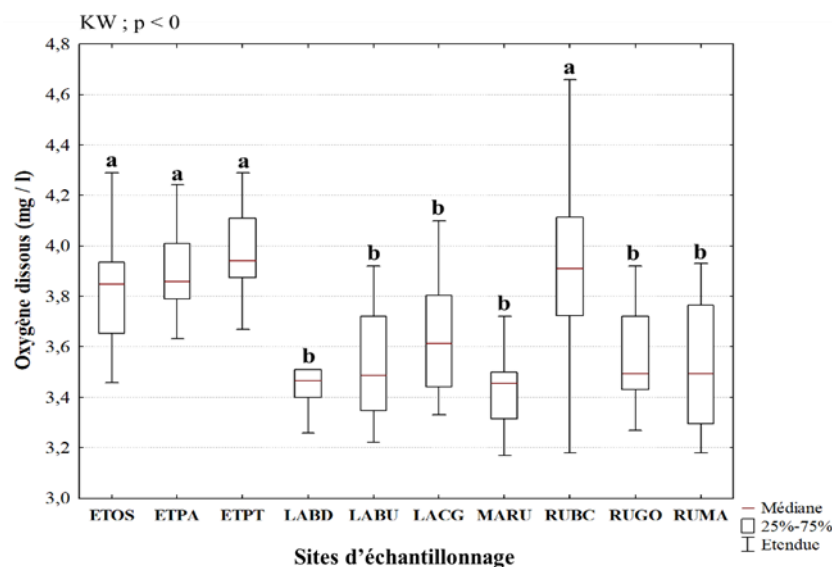


Figure 37 : Variation spatiale de l'oxygène dissous de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

d. Conductivité

L'analyse de la variation spatiale de la conductivité des eaux des cours et plans d'eau visités, au cours de la saison sèche, a indiqué une forte conductivité de l'eau dans le ruisseau RUBC (médiane = 288 $\mu\text{S} / \text{cm}$) et une faible valeur dans le lac LACG (60 $\mu\text{S} / \text{cm}$).

Les valeurs de la conductivité de l'eau du ruisseau RUBC ont varié de 220 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 309 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Dans le ruisseau RUMA, la plus petite valeur de conductivité a été de 211 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et la

plus grande de 261 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Au niveau de la mare MARU et du ruisseau RUGO, la conductivité a varié 109 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 186 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Dans les étangs piscicoles et les lacs LABD et LABU, la conductivité varie de 99 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 150 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Les valeurs de conductivité ont oscillé entre 50 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et 70 $\mu\text{S} / \text{cm}$ dans le lac LACG (Figure 38). Les variations de la conductivité au cours de la saison pluvieuse ont été significativement différentes entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles et les lacs LABD et LACG, et entre le ruisseau RUGO et la mare MARU n'a été enregistrée (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

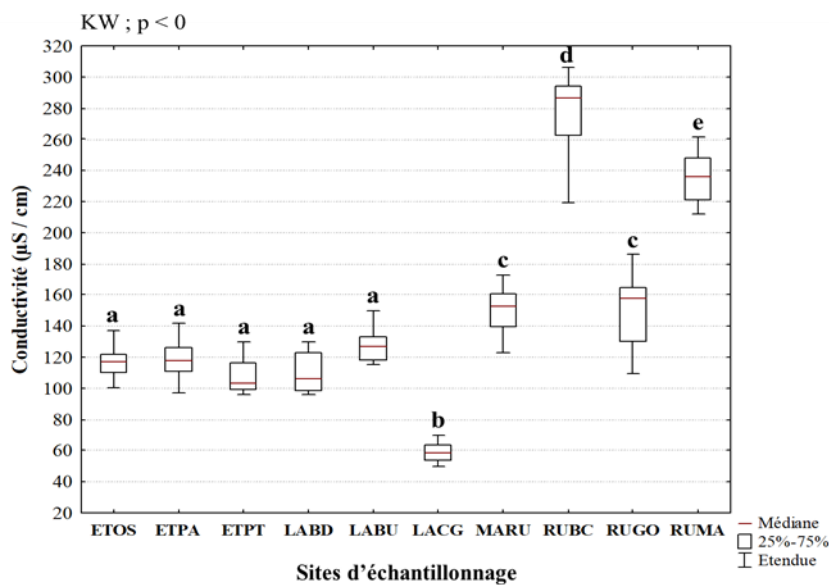


Figure 38 : Variation spatiale de la conductivité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

e. Turbidité

La turbidité des eaux a connu une variation d'un site d'échantillonnage à un autre, au cours de la saison sèche. Dans les différents sites, l'eau du ruisseau RUBC a enregistré la plus forte valeur de turbidité (médiane = 142 ppm). Le lac LACG est le site dont l'eau a été la moins trouble (médiane = 30 ppm).

Les valeurs de la turbidité de l'eau du ruisseau RUBC ont varié de 108 ppm à 154 ppm. Dans le ruisseau RUMA, la plus petite valeur de conductivité a été de 105 ppm et la plus grande de 130 ppm. Dans la mare MARU et le ruisseau RUGO, les valeurs de turbidité ont varié de 53 ppm à 92 ppm. Dans le lac LABU, la turbidité a oscillé entre 55 ppm et 72 ppm. Au niveau

des étangs piscicoles ETOS et ETPA, les valeurs de turbidité ont varié de 50 ppm à 70 ppm. Dans l'étang piscicole ETPT et le lac LABD, la turbidité a oscillé entre 49 ppm et 65 ppm. Dans le lac LACG, la plus petite valeur de turbidité a été de 25 ppm, la plus grande étant de 33 ppm (Figure 39). Les variations de la turbidité au cours de la saison sèche ont été significativement différentes entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, cette différence n'a pas été significative entre les étangs piscicoles ETOS et ETPA d'une part, et entre l'étang piscicole ETPT et le lac LABD. Des résultats similaires ont été observés entre le ruisseau RUGO et la mare MARU (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

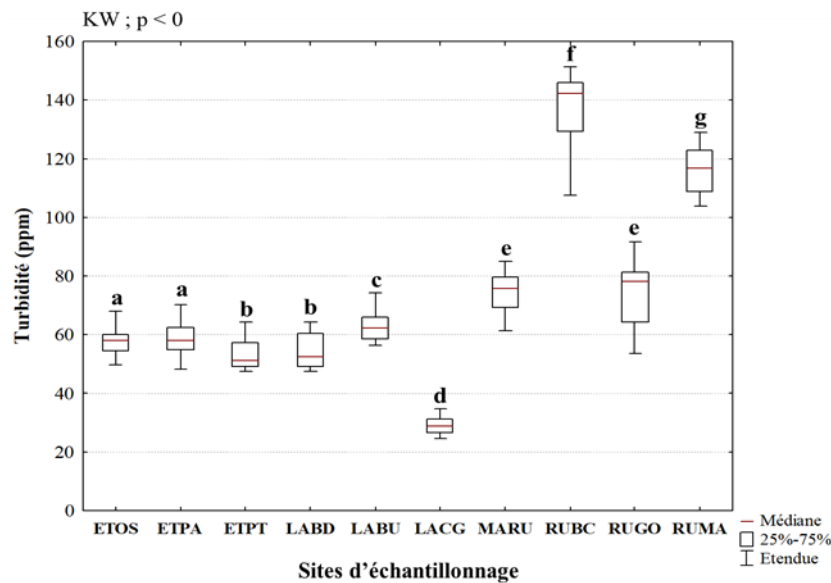


Figure 39 : Variation spatiale de la turbidité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa en saison sèche

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-1-1-4. Variations nyctémérales des paramètres physico-chimiques

a. Température

L'analyse de la variation nyctémérale de la température des eaux de l'ensemble des sites d'échantillonnage du zooplancton a mis en évidence des eaux relativement plus chaudes le jour (médiane = 27,8 °C) que la nuit (médiane = 27,2 °C). Pendant le jour, la température a oscillé entre 26,17 °C et 28,8 °C. Par contre, durant la nuit, les valeurs de la température ont varié de 26,08 °C à 28,5 °C (Figure 40). L'analyse statistique de la variation de la température

a montré l'existence d'une différence significative entre le jour et la nuit (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

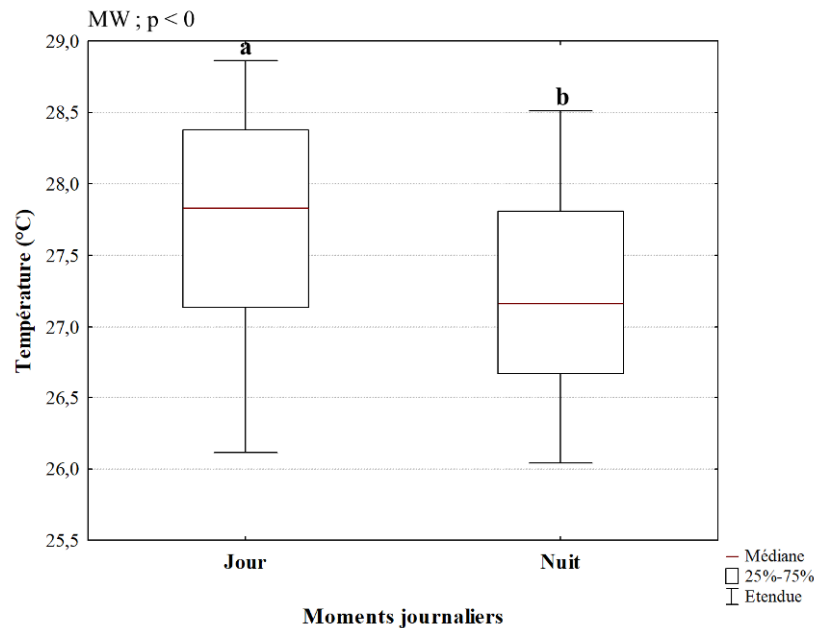


Figure 40 : Variation nyctémérale de la température dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b. pH

Les eaux de l'ensemble des sites ont été quasiment neutres (médiane = 7,18) durant la journée, alors que pendant la nuit elles ont été légèrement acides (médiane = 6,9). Au cours de la journée, la plus petite valeur de pH enregistrée est de 6,2 et la plus grande valeur de 8,73. Pendant la nuit, le pH a oscillé entre 6,1 et 8,14 (Figure 41). La variation du pH au cours de la journée a été significativement différente de celle de la nuit (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

c. Oxygène dissous

Les valeurs de l'oxygène dissous enregistrées dans l'ensemble des sites d'échantillonnage ont varié durant un cycle nyctéméral. L'analyse de cette variation nyctémérale a révélé que les eaux de ces milieux aquatiques sont relativement plus oxygénées le jour (médiane = 3,9 mg / l) que la nuit (médiane = 3,67 mg / l). Les valeurs diurnes de l'oxygène dissous ont varié de 3,26 mg / l à 5,2 mg / l. Les valeurs nocturnes se sont situées entre 3,19 mg / l et 4,7 mg / l (Figure 42). L'analyse statistique de la variation nyctémérale de l'oxygène dissous a indiqué une différence significative entre le jour et la nuit (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

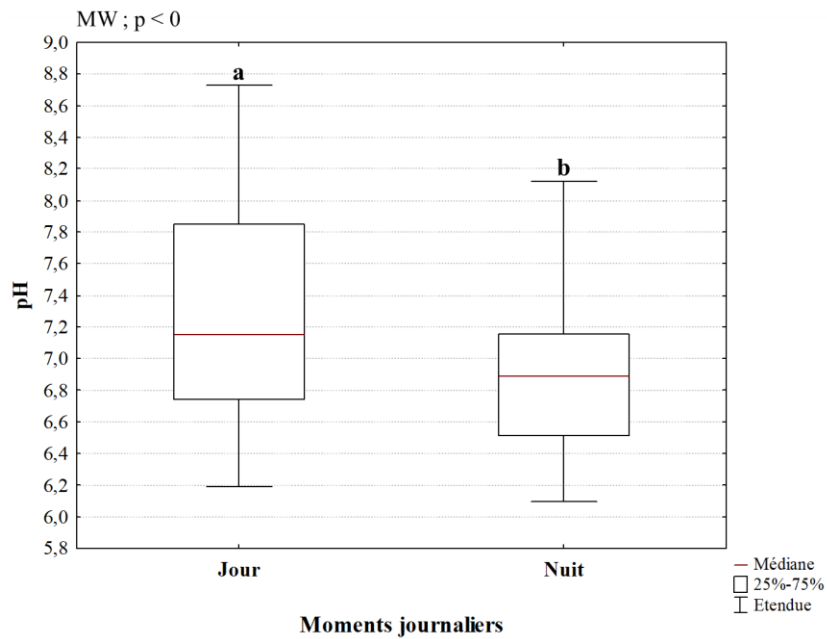


Figure 41 : Variation nycthémerale du pH dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

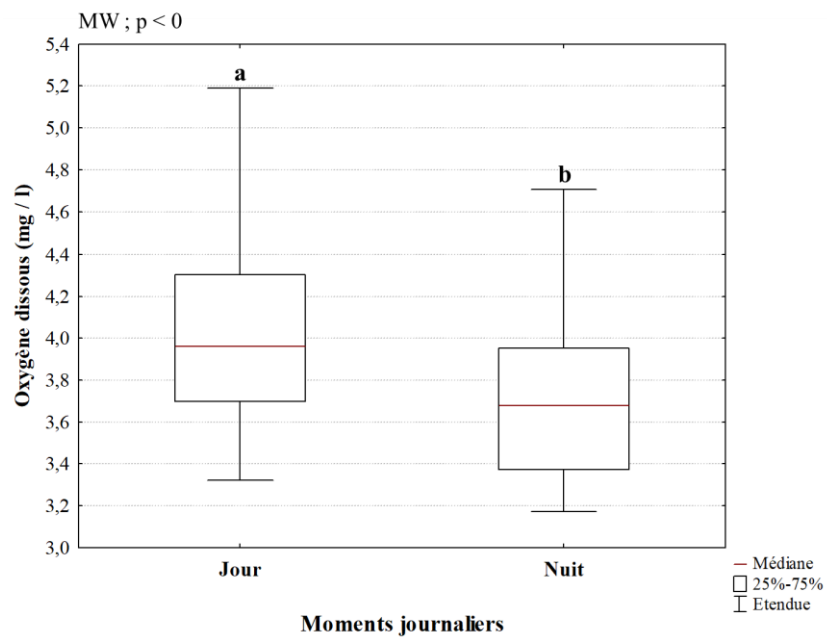


Figure 42 : Variation nycthémerale de l'oxygène dissous dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

d. Conductivité

La vitesse de minéralisation dans les eaux de l'ensemble des sites visités a été plus importante pendant la journée (médiane = 139 $\mu\text{S} / \text{cm}$) qu'au cours de la nuit (médiane = 122 $\mu\text{S} / \text{cm}$). Durant la journée, cette vitesse de minéralisation a varié de 50 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 232 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Pendant la nuit, cette conductivité a oscillé entre 60 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et 188 $\mu\text{S} / \text{cm}$ (Figure 43). L'analyse statistique de la variation de la conductivité a révélé l'existence d'une différence significative entre le jour et la nuit (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

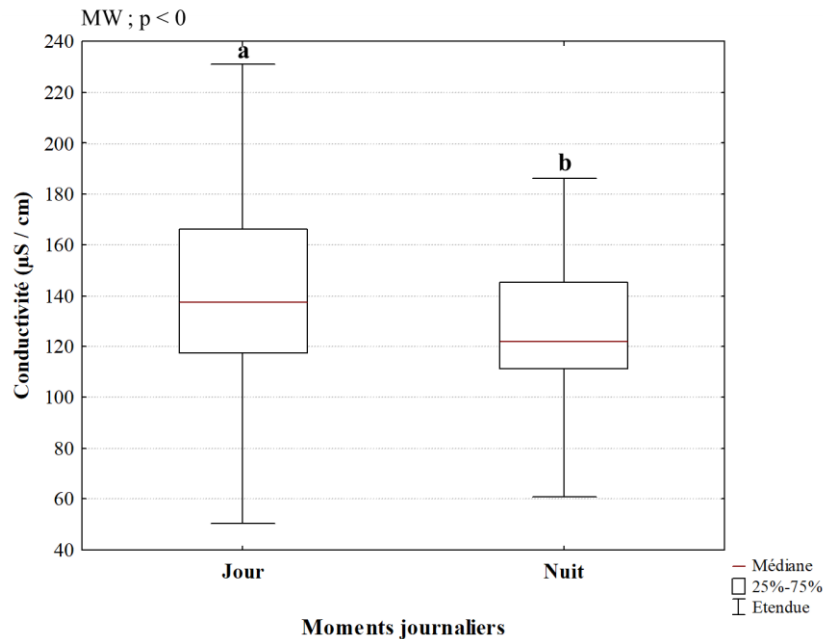


Figure 43 : Variation nyctémérale de la conductivité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

e. Turbidité

L'analyse de la variation nyctémérale de la turbidité des eaux de l'ensemble des sites a révélé que les eaux de ces milieux aquatiques sont plus troubles la journée (médiane = 66 ppm) que la nuit (médiane = 60 ppm). Pendant la journée, la turbidité a oscillé entre 25 ppm à 116 ppm. Par contre, durant la nuit, la turbidité a varié de 25 ppm à 92 ppm (Figure 44). L'analyse statistique de la variation de la turbidité n'a révélé l'existence de différence significative entre la saison des pluies et la saison sèche (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

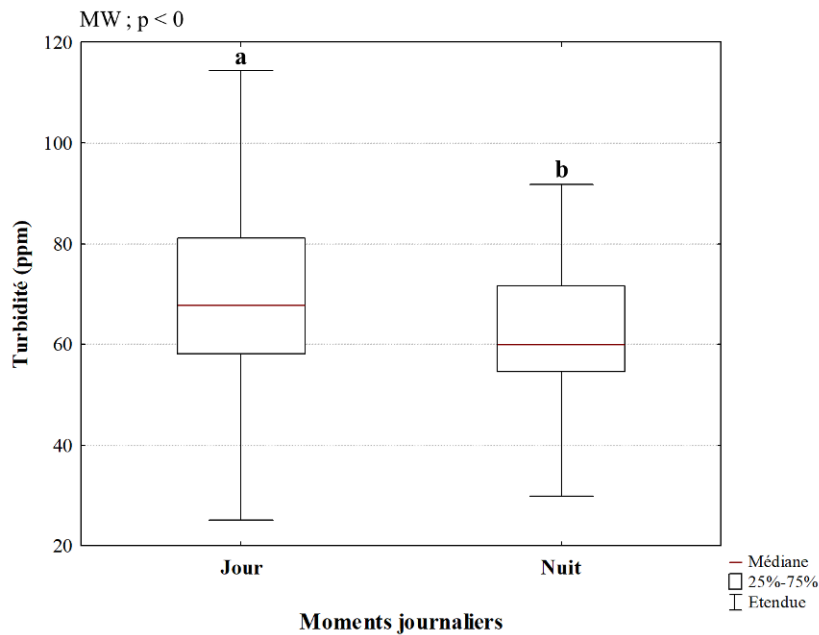


Figure 44 : Variation nyctémérale de la turbidité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-1-5. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques pendant le jour

a. Température

La comparaison des valeurs de température notées dans les différents sites, au cours de la journée, a indiqué des eaux relativement chaudes dans chacun des milieux aquatiques. L'eau du lac LABD a été la plus chaude avec une valeur médiane de 28,74 °C et l'eau de l'étang piscicole ETOS (médiane = 26,68 °C) la moins chaude.

Pendant la journée, les valeurs de la température des eaux des lacs ont oscillé entre 27,9 °C et 28,86 °C. Dans les étangs piscicoles ETPA et ETPT, la mare MARU et les ruisseaux RUBC et RUMA, la température a varié de 26,27 °C à 28,91 °C. Au niveau de l'étang piscicole ETOS et du ruisseau RUGO, la plus petite valeur de température enregistrée a été de 26,18 °C et la plus grande valeur de 28,29 °C (Figure 45). L'analyse statistique de la variation spatiale de la température au cours de la journée a révélé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles ETPA et ETPT, la mare MARU et les ruisseaux RUBC et RUMA n'a été notée. Aussi entre les lacs d'une part, et l'étang piscicole ETOS et le ruisseau RUGO d'autre part, aucune différence significative n'a été enregistrée (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

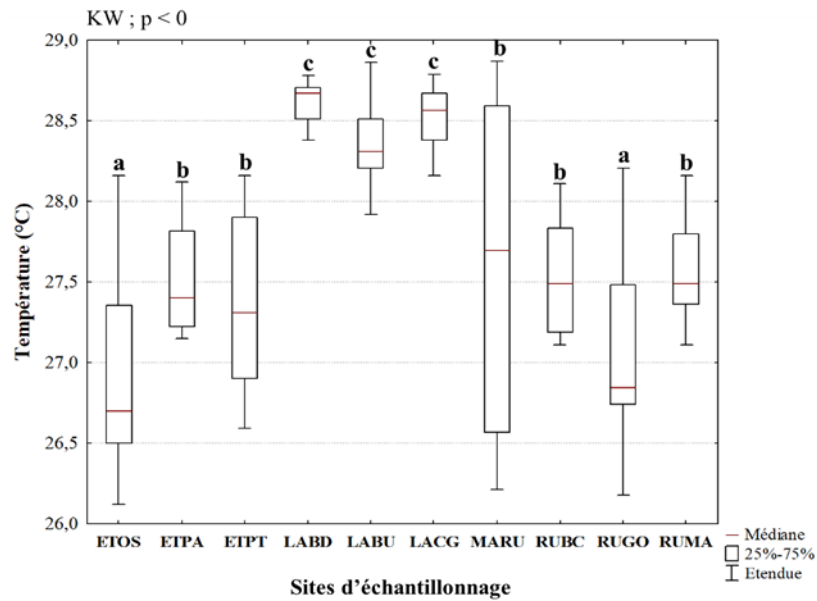


Figure 45 : Variation spatiale de la température de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b. pH

Suivant la variation des valeurs du pH mesurées dans les différents sites au cours de la journée, les eaux des étangs piscicoles (ETOS, ETPA, ETPT) ont été basiques. Les lacs (LABD, LABU) et le ruisseau RUBC ont été caractérisés par des eaux neutres. Une acidité relative a été observée dans les eaux du lac LACG, de la mare (MARU) et des ruisseaux RUGO et RUMA. Les valeurs médianes maximale et minimale de pH ont été notées respectivement dans l'étang piscicole ETPA (médiane = 8,14) et dans le ruisseau RUMA (médiane = 6,8).

Les valeurs de pH des eaux de l'étang piscicole ETPA ont varié de 6,9 à 8,7. Dans les étangs piscicoles ETOS et ETPT, le pH a varié de 6,4 à 8,68. Dans les lacs LABD et LABU et le ruisseau RUBC, le pH a oscillé entre 6,2 et 8,73. Les valeurs de pH ont varié de 6,2 à 8,68 dans les eaux du lac LACG, de la mare MARU et des ruisseaux RUGO et RUMA (Figure 46). L'analyse statistique de la variation spatiale du pH au cours de la journée a mis en évidence l'existence d'une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). En revanche, aucune différence significative entre les étangs piscicoles ETOS et ETPT, entre les lacs LABD et LABU et le ruisseau RUBC n'a été

enregistrée. Cette absence de différence significative a été notée entre le lac LACG, la mare MARU et les ruisseaux RUGO et RUMA (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

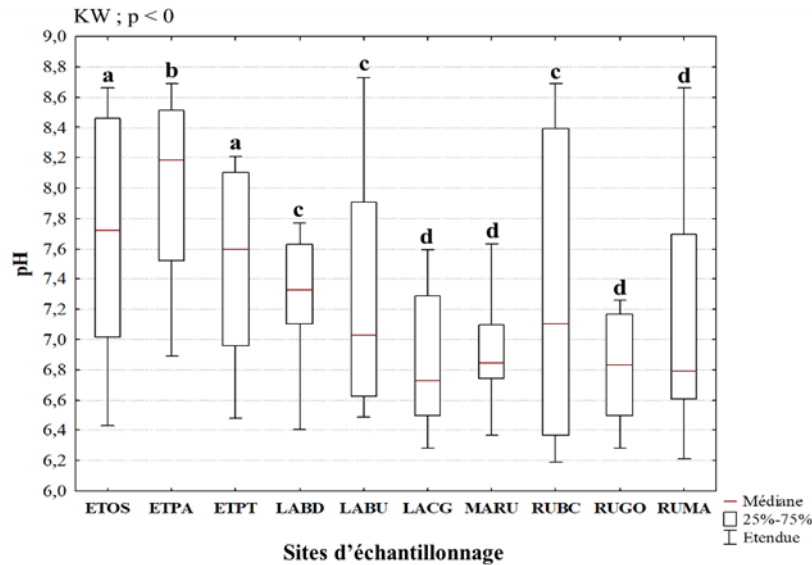


Figure 46 : Variation spatiale du pH de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

c. Oxygène dissous

L'analyse de la variation de l'oxygène dissous, durant la journée, dans les différents sites d'échantillonnage a mis en évidence une oxygénation relative des eaux du ruisseau RUBC (médiane = 5,2 mg / l) et des étangs piscicoles ETOS (médiane = 4,7 mg / l), ETPA et ETPT (médiane = 4,5 mg / l). Les eaux de la mare MARU et du ruisseau RUMA, avec une médiane de 3,5 mg / l, ont été relativement les moins oxygénées.

Au cours de ce moment journalier, le taux d'oxygène dissous a varié de 3,86 mg / l à 6,9 mg / l dans le ruisseau RUBC, et de 3,5 mg / l à 6,25 mg / l dans les étangs piscicoles. Dans les lacs et le ruisseau RUGO, la plus petite valeur du taux d'oxygène dissous a été de 3,46 mg / l et la plus grande valeur de 4,75 mg / l. Dans la mare et le ruisseau RUMA, ce taux d'oxygène a varié de 3,3 mg / l à 3,9 mg / l (Figure 47). L'analyse statistique de la variation spatiale de l'oxygène dissous au cours de la journée a décelé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, une absence de différence significative entre les étangs piscicoles, entre les lacs et entre la mare MARU et le ruisseau RUMA a été notée (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

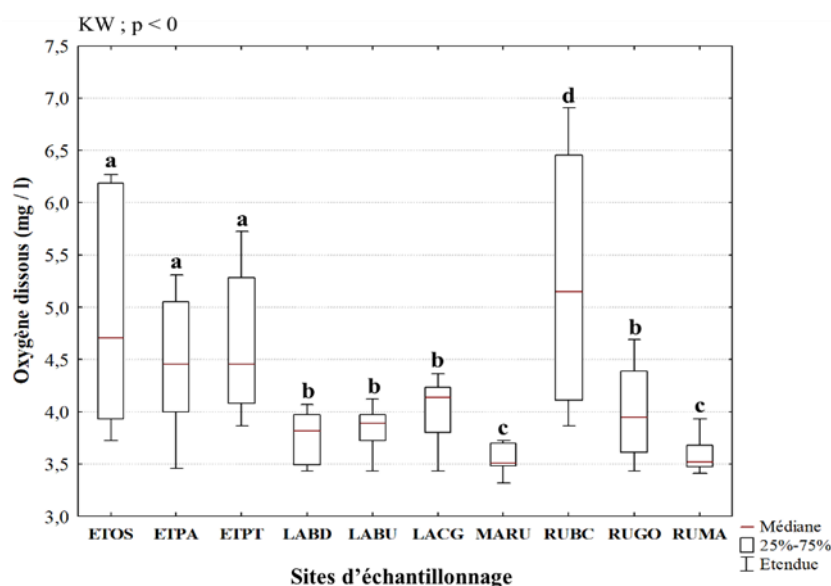


Figure 47 : Variation spatiale de l'oxygène dissous de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

d. Conductivité

Les eaux des différents sites d'échantillonnage ont été caractérisées par des valeurs variables de conductivité. L'eau du ruisseau RUBC a enregistré la plus forte conductivité (médiane = 270 $\mu\text{S} / \text{cm}$) durant la journée. En revanche, une plus faible valeur de conductivité a été notée dans l'eau du lac LACG (médiane = 75 $\mu\text{S} / \text{cm}$).

Les valeurs de la conductivité de l'eau du ruisseau RUBC ont varié de 240 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 305 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Dans le ruisseau RUMA, les valeurs ont été comprises entre 130 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et 260 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Dans les étangs piscicoles, les lacs LABD et LABU, la mare et le ruisseau RUGO, la conductivité oscille entre 90 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et 182 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Dans le lac LACG, la plus petite valeur de cette variable a été de 50 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et sa plus grande valeur de 92 $\mu\text{S} / \text{cm}$ (Figure 48). Les variations de la conductivité au cours de la journée ont été significativement différentes entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, une absence de différence significative a été notée entre les étangs piscicoles, le lac LABD, la mare MARU et le ruisseau RUGO d'une part, et entre les étangs piscicoles, le lac LABU, la mare MARU et le ruisseau RUGO d'autre part (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

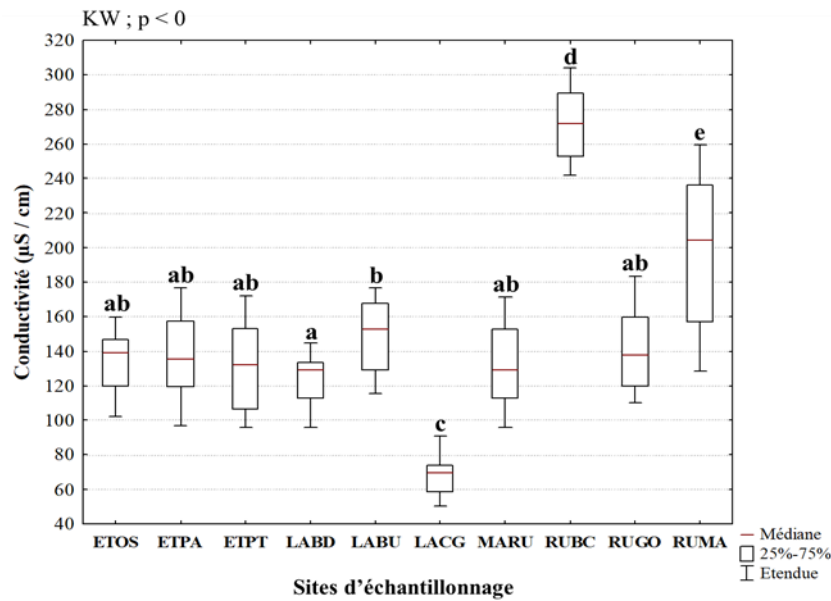


Figure 48 : Variation spatiale de la conductivité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

e. Turbidité

L'analyse de la variation diurne de la turbidité observée dans les différents sites a mis en évidence des eaux plus troubles dans le ruisseau RUBC (médiane = 133 ppm) et moins troubles dans le lac LACG (médiane = 37 ppm).

Les valeurs de la turbidité de l'eau du ruisseau RUBC ont varié de 119 ppm à 152 ppm. Dans le ruisseau RUMA, ces valeurs ont varié de 62 ppm à 130 ppm. Dans les étangs piscicoles, les lacs LABD et LABU, la mare et le ruisseau RUGO, la turbidité a oscillé entre 45 ppm et 90 ppm. Dans le lac LACG, la plus petite valeur de turbidité a été de 25 ppm et sa plus grande valeur de 46 ppm (Figure 49). L'analyse statistique de la variation spatiale de la turbidité au cours de la journée a décelé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative n'a été enregistrée entre les étangs piscicoles, le lac LABD, la mare MARU et le ruisseau RUGO d'une part, et entre les étangs piscicoles, le lac LABU, la mare MARU et le ruisseau RUGO d'autre part (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

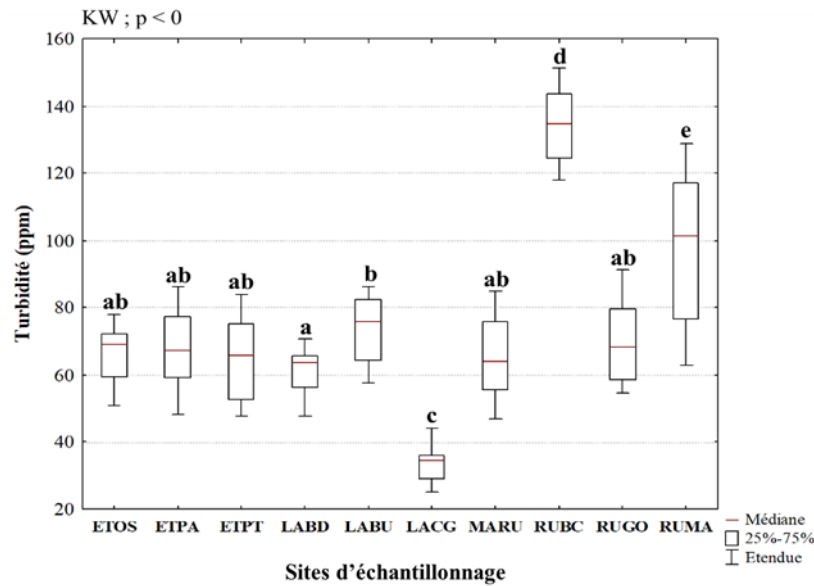


Figure 49 : Variation spatiale de la turbidité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant le jour

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-1-6. Variations spatiales des paramètres physico-chimiques pendant la nuit

a. Température

Les eaux des différents sites d'échantillonnage ont été relativement chaudes. Les lacs (LABD, LABU, LACG) ont été caractérisés par la plus forte valeur de température (médiane = 27,8 °C). La plus faible valeur de température (médiane = 26,3 °C) a été observée dans l'eau de l'étang piscicole ETOS.

Pendant la nuit, les valeurs de la température des eaux des lacs (LABD, LABU, LACG) ont oscillé entre 26,97 °C et 28,56 °C. Dans les étangs piscicoles ETPA et ETPT, la mare et les ruisseaux RUBC et RUMA, la température a varié de 26,05 °C à 28,35 °C. Dans l'étang piscicole ETOS et ruisseau RUGO, la plus petite valeur de température relevée a été de 26,06 °C, la plus grande valeur ayant été de 27,98 °C (Figure 50). Une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles ETPA et ETPT, la mare MARU et les ruisseaux RUBC et RUMA n'a été notée. Aussi entre les lacs d'une part, et entre l'étang piscicole ETOS et le ruisseau RUGO d'autre part, une absence de différence significative a été (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

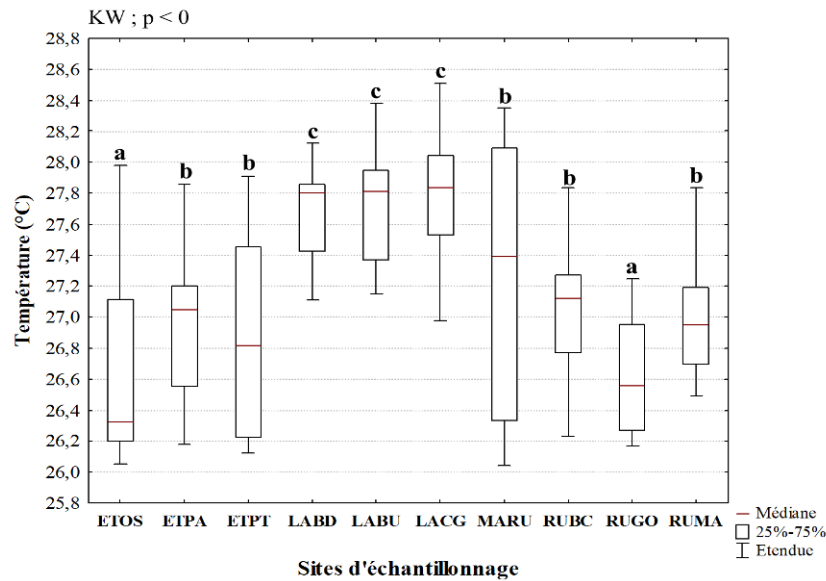


Figure 50 : Variation spatiale de la température de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b. pH

Les eaux des étangs piscicoles ETOS, ETPA, ETPT), des lacs LABD et LABU et du ruisseau RUBC ont été quasiment neutres. Une acidité relative des autres sites d'échantillonnage a été enregistrée. Les valeurs maximale et minimale de pH ont été notées respectivement dans les étangs piscicoles ETOS et ETPA (médiane = 7,1) et dans le ruisseau RUMA (médiane = 6,5). Dans les étangs piscicoles, les lacs LABD et LABU et le ruisseau RUBC, les valeurs du pH ont varié de 6,1 à 8,15. Dans les autres sites, les valeurs du pH ont oscillé entre 6,12 et 7,5 (Figure 51). L'analyse statistique de la variation spatiale du pH au cours de la nuit a montré l'existence d'une différence significative entre les sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative n'a été enregistrée entre les étangs piscicoles, les lacs LABD et LABU et le ruisseau RUBC d'une part, et entre le lac LACG, la mare MARU et les ruisseaux (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

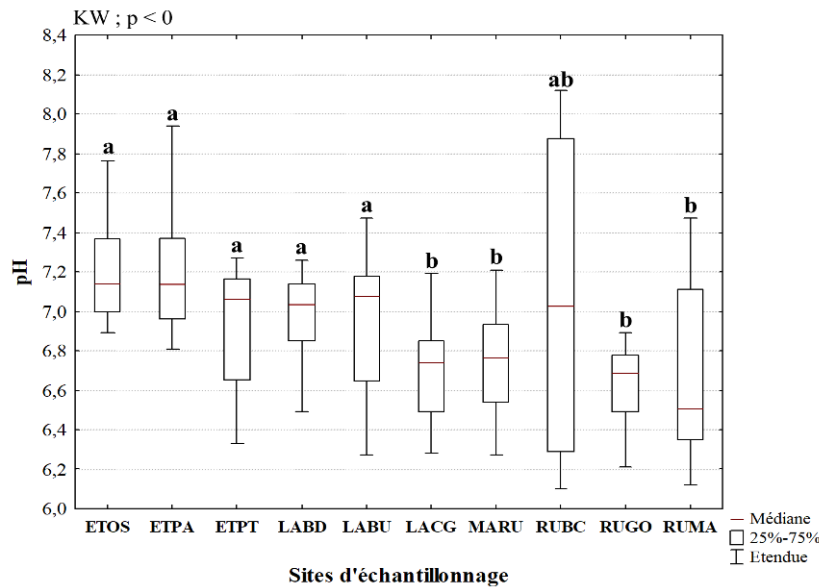


Figure 51 : Variation spatiale du pH de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

c. Oxygène dissous

L'analyse de la variation spatiale de l'oxygène dissous dans les différents sites d'échantillonnage du zooplancton a montré une oxygénation relative des eaux de ces milieux aquatiques. Les eaux des étangs piscicoles ETOS et ETPT, avec une valeur médiane de 4,23 mg / l, ont été les plus oxygénées. Le plus faible taux d'oxygène dissous a été noté dans les eaux du lac LABU, de la mare MARU et du ruisseau RUMA (médiane = 3,27 mg / l).

Le taux d'oxygène dissous a varié de 3,2 mg / l à 6,38 mg / l dans les étangs piscicoles et le ruisseau RUBC, et de 3,26 mg / l à 4,2 mg / l dans le lac LACG et le ruisseau RUGO. Dans les lacs LABD et LABU, la mare et le ruisseau RUMA la plus petite valeur du taux d'oxygène dissous a été de 3,2 mg / l et la plus grande valeur de 4,1 mg / l (Figure 52). L'analyse statistique de la variation spatiale de l'oxygène dissous au cours de la nuit a décelé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles et le ruisseau RUBC, entre les lacs LABD et LABU, la mare MARU et le ruisseau RUMA, et entre le lac LACG et le ruisseau RUGO n'a été observée (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

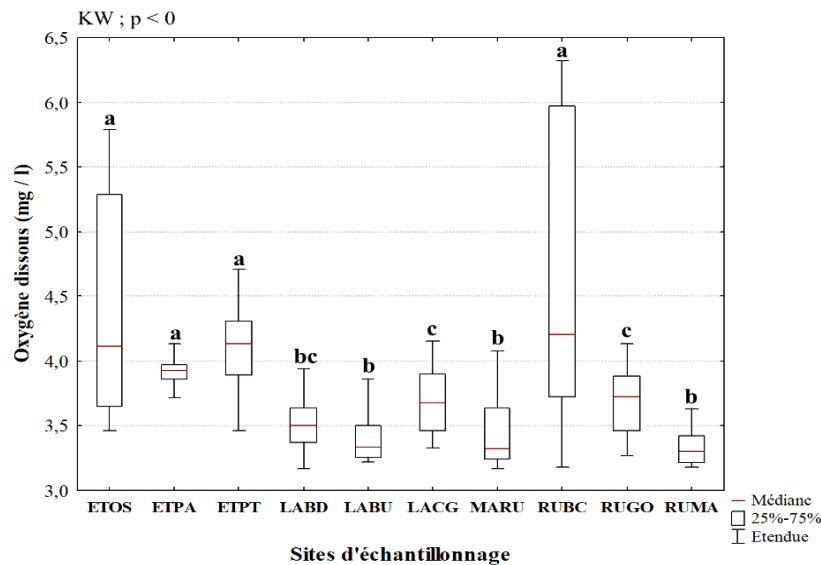


Figure 52 : Variation spatiale de l'oxygène dissous de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

d. Conductivité

L'eau du ruisseau RUBC a été caractérisée par une plus forte conductivité (médiane = 245 $\mu\text{S} / \text{cm}$) par rapport aux eaux des autres sites d'échantillonnage durant la nuit. C'est dans le lac LACG que la plus petite valeur de conductivité (médiane = 66 $\mu\text{S} / \text{cm}$) a été notée.

Les valeurs de la conductivité de l'eau du ruisseau RUBC ont varié de 220 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 309 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Dans le ruisseau RUMA, la plus petite valeur de conductivité a été de 110 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et la plus grande valeur de 260 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Dans les étangs piscicoles (ETOS, ETPA, ETPT), les lacs LABD et LABU, la mare (MARU) et le ruisseau RUGO, les valeurs de conductivité ont oscillé entre 90 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et 188 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Dans le lac LACG, la conductivité a varié de 50 $\mu\text{S} / \text{cm}$ à 79 $\mu\text{S} / \text{cm}$ (Figure 53). Les valeurs de la conductivité obtenues au cours de la nuit ont été significativement différentes entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative n'a été enregistrée entre les étangs piscicoles, le lac LABD, la mare MARU et le ruisseau RUGO d'une part, et entre les étangs piscicoles ETOS et ETPT, le lac LABU, la mare MARU et le ruisseau RUGO d'autre part (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

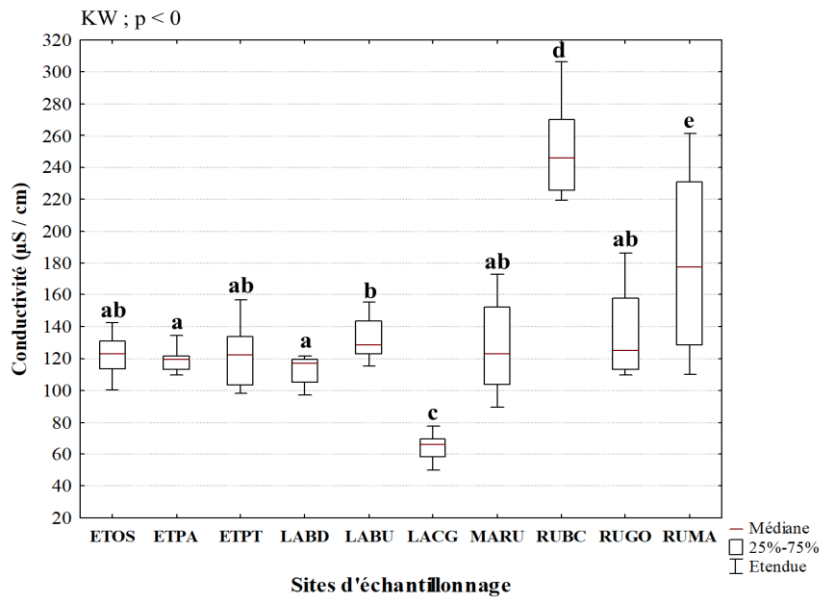


Figure 53 : Variation spatiale de la conductivité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

e. Turbidité

L'analyse des valeurs de turbidité enregistrées dans les eaux des différents sites d'échantillonnage a indiqué des eaux relativement plus troubles dans le ruisseau RUBC (médiane = 120 ppm) et moins trouble dans le lac LACG (médiane = 33 ppm).

Les valeurs de la turbidité des eaux du ruisseau RUBC ont varié de 112 ppm à 156 ppm. Dans le ruisseau RUMA, la turbidité a varié de 56 ppm à 130 ppm. Les valeurs de turbidité ont oscillé entre 45 ppm et 92 ppm dans les étangs piscicoles, les lacs LABD et LABU, la mare et le ruisseau RUGO. Dans le lac LACG, la turbidité a oscillé entre 25 ppm à 39 ppm (Figure 54). L'analyse statistique de la variation spatiale de la turbidité au cours de la nuit a décelé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles, le lac LABD, la mare MARU et le ruisseau RUGO n'a été notée. Les étangs piscicoles ETOS et ETPT, le lac LABU, la mare MARU et le ruisseau RUGO n'ont présenté aucune différence significative (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

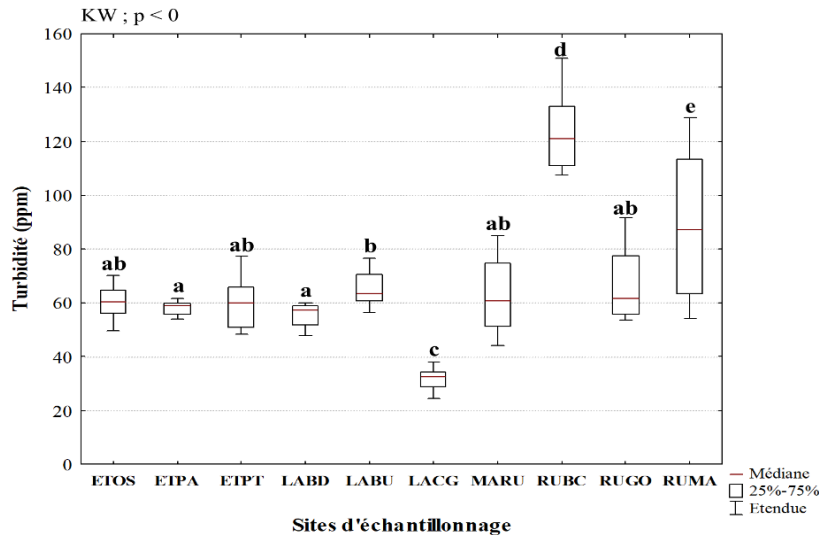


Figure 54 : Variation spatiale de la turbidité de l'eau dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la nuit

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-1-2. Typologie des habitats

Les sites d'échantillonnage du zooplancton sont répartis en trois groupes distincts, groupe I (GI), groupe II (GII) et groupe III (GIII) (Figure 55). Le groupe I est constitué de la mare MARU. Le groupe II est composé des ruisseaux RUMA et RUGO, des étangs piscicoles ETPT et ETPA, et des lacs LABU et LABD. Le groupe III est constitué du ruisseau RUBC, du lac LACG et de l'étang piscicole ETOS.

Ces groupes ont été associés différemment aux deux premiers axes factoriels (F1 et F2) de l'ACP. L'axe I (F1), avec une valeur propre de 2,324, a représenté 46,48 % de l'information. L'axe II (F2), quant à lui, a représenté 40,44 % de l'information, avec une valeur propre de 2,022. Le cumul des pourcentages de ces deux axes est 86,92 % (Figure 56 A).

L'axe I est fortement corrélé négativement à l'oxygène dissous et au pH. L'axe II, quant à lui, est fortement corrélé positivement à la turbidité et à la conductivité (Figure 56 B ; Tableau III).

La carte factorielle (Figure 56 C) a montré le regroupement de ces sites d'échantillonnage selon leurs caractéristiques physico-chimiques. Sur l'axe I, alors que les sites du groupe II (RUMA, RUGO, ETPT, ETPA, LABU, LABD) ont été caractérisés par des valeurs élevées

du pH et de l'oxygène dissous, les sites du groupe III (RUBC, LACG, ETOS) ont été plutôt caractérisés par des valeurs faibles de ces paramètres.

Sur l'axe II, les sites du groupe II (RUMA, RUGO, ETPT, ETPA, LABU, LABD) ont été caractérisés par des valeurs élevées de la turbidité et de la conductivité. Le site du groupe I (MARU) a été marqué par les valeurs élevées de la température. Toutefois, ce site s'oppose aux valeurs élevées de la turbidité et de la conductivité.

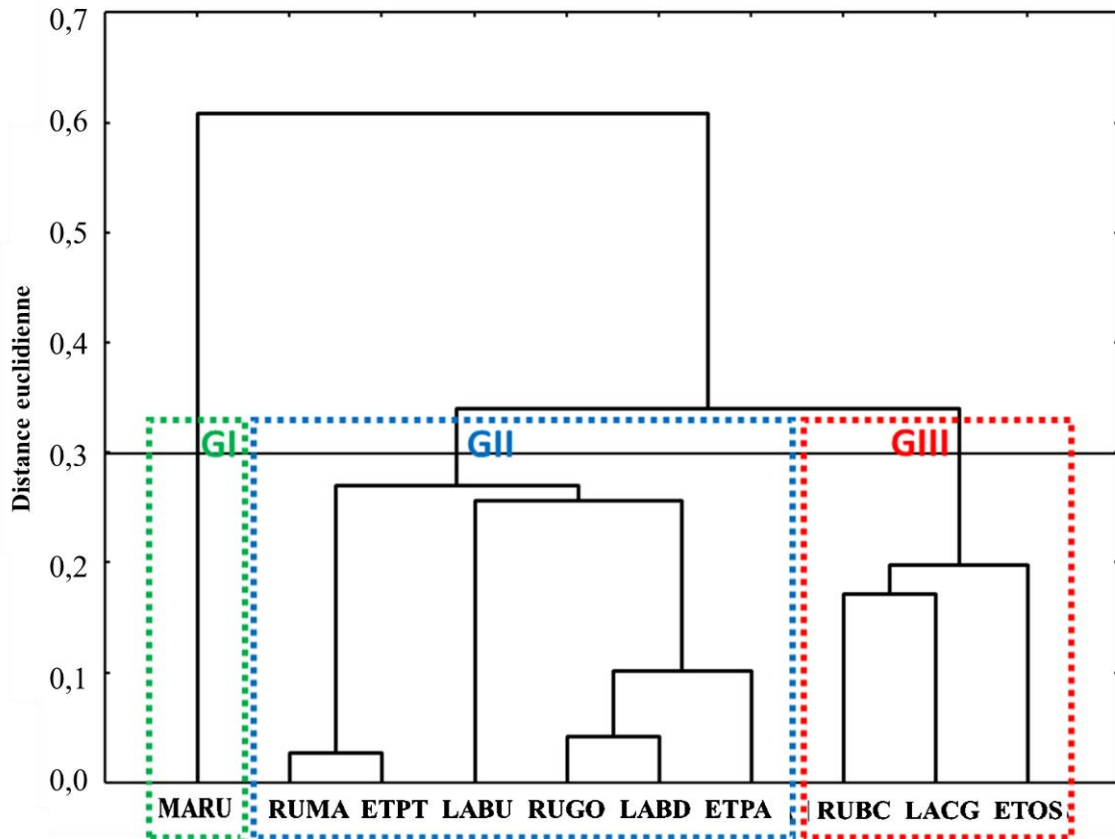


Figure 55 : Classification hiérarchique des différents sites d'échantillonnage à Daloa à partir des valeurs médianes des paramètres physico-chimiques

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc

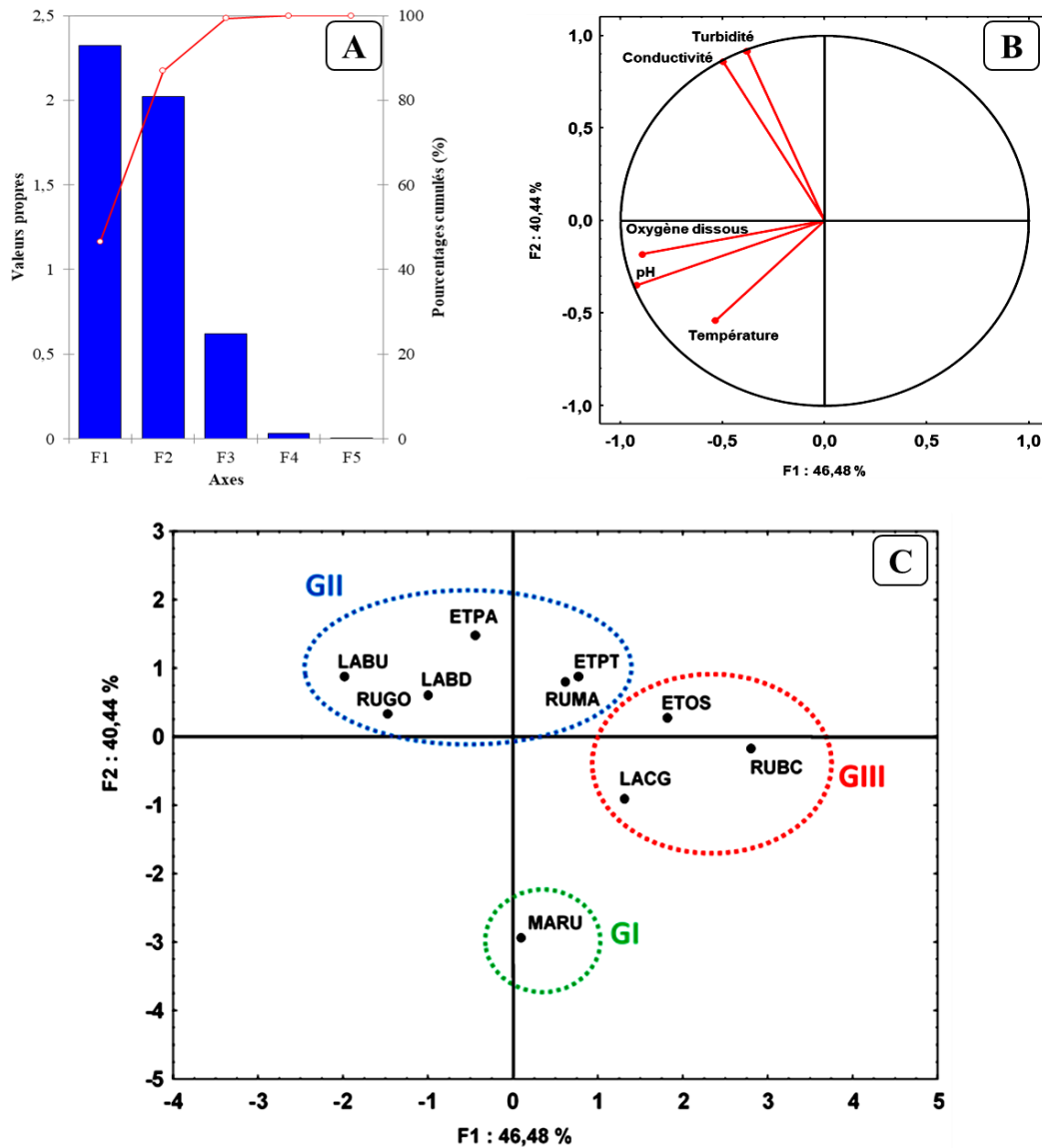


Figure 56 : Ordination des paramètres physico-chimiques des sites d'échantillonnage à partir d'une Analyse en Composantes Principales

A = histogramme des valeurs propres ; B = cercle de corrélation ; C = carte factorielle

ETOS = Etang piscicole Silué ; ETPA = Etang piscicole Amidou ; ETPT = Etang piscicole Traoré ; LABU = Lac Bra Kanon 1 ; LABD = Lac Bra Kanon 2 ; LACG = Lac Gbédji ; MARU = Mare UJLoG ; RUBC = Ruisseau Belle Côte ; RUGO = Ruisseau Gbokora ; RUMA = Ruisseau Manioc

Tableau III : Poids factoriels des paramètres physico-chimiques sur les deux premiers axes (F1 et F2) de l'ACP

Paramètres physico-chimiques	Axes factoriels	
	F1	F2
Température (°C)	-0,5353	-0,5424
pH	-0,9189	-0,3499
Oxygène dissous (mg/l)	-0,895	-0,1814
Conductivité (µS/cm)	-0,4967	0,8588
Turbidité (ppm)	-0,3807	0,9136

3-1-2. Structure des communautés zooplanctoniques

3-1-2-1. Analyse qualitative des communautés zooplanctoniques

3-1-2-1-1. Composition et représentativité taxonomiques globales

Au total, 85 taxons de zooplancton ont été inventoriés dans l'ensemble des sites d'échantillonnage. Ces taxons appartiennent à 26 familles réparties dans cinq groupes à savoir les Cladocera, Copepoda, Ostracoda, Rhizopoda et Rotifera. Les Rotifera ont été très diversifiés (52 taxons). Ils ont été suivis par les Copepoda avec 16 taxons et par les Cladocera avec 12 taxons. Les Rhizopoda et les Ostracoda ont été les moins diversifiés avec respectivement trois et deux taxons.

Au niveau des Rotifera, la famille des Brachionidae a été la plus diversifiée avec 18 taxons, suivie par celle des Lecanidae (huit taxons). Au sein de la famille des Brachionidae, le genre *Brachionus* a été le plus rencontré avec neuf taxons. Les huit taxons répertoriés dans la famille des Lecanidae appartiennent, tous, au genre *Lecane*.

Chez les Copepoda, ce sont les familles des Cyclopidae et des Diaptomidae qui ont été les mieux représentées en termes de diversité. La famille des Cyclopidae a enregistré 11 taxons répartis dans huit genres. Les Diaptomidae ont renfermé trois taxons concentrés dans deux genres.

La famille des Chydoridae est la mieux diversifiée au sein des Cladocera. Cette famille a concentré sept taxons dont quatre appartiennent au genre *Alona* (Tableau IV).

Les Rotifera ont représenté 61 % de cette richesse de 85 taxons. Ils ont été suivis, de loin, par les Copepoda (19 %), puis par les Cladocera (14 %). Les Rhizopoda et les Ostracoda ont représenté respectivement 4 % et 2 % de cette richesse taxonomique (Figure 57).

Tableau IV : Composition et occurrences des taxons zooplanctoniques échantillonnés dans les différents milieux aquatiques à Daloa

Groupes	Familles	Taxons	Codes	SITES D'ECHANTILLONNAGE									
				ETOS	ETPA	ETPT	LABD	LABU	LACG	MARU	RUBC	RUGO	RUMA
Cladocera	Chydoridae	<i>Alona guttata guttata</i>	Algu		***					*			
		<i>Alona intermedia</i>	Alin						**	***		***	
		<i>Alona</i> sp.	Alos		*		***						
		<i>Alona sphagnophila</i>	Alsp										*
		<i>Camptocercus uncinatus</i>	Caun								*		
		<i>Ephemeroporus barroisi barroisi</i>	Epba										*
		<i>Pleuroxus laevis</i>	Pela	****									
	Daphniidae	<i>Daphnia pulex</i>	Dapu				***						
		<i>Simocephalus serrulatus</i>	Sise			***							
	Ilyocryptidae	<i>Ilyocryptus spinifer</i>	Ispi		*				*			*	*
	Macrothricidae	<i>Macrothrix spinosa</i>	Masp				***						
	Sididae	<i>Diaphanosoma excisum</i>	Diex		*	**	**	***					
	Cletodidae	<i>Afrocamptus uncinatus</i>	Afun					***					
Copepoda	Cyclopidae	<i>Acanthocyclops vernalis</i>	Aver	***	*					***			
		<i>Afrocylops gibsoni</i>	Afgi				***	***					
		<i>Cyclops prealpnu</i>	Cypr		***	**		**			*		
		<i>Diacyclops bicuspidatus</i>	Dibi	***									
		<i>Ectocyclops hirsutus</i>	Echi					***	***				
		<i>Ectocyclops phaleralus</i>	Ecph					**					
		<i>Mesocyclops leuckarti leuckarti</i>	Mele	***		***					*		
		<i>Mesocyclops</i> sp.	Mesp	***			**	***	***	*		**	
		<i>Thermocyclops crassus</i>	Tecr										**
		<i>Tropocyclops extensus</i>	Trex			***	***						
		<i>Tropocyclops prasinus</i>	Trpr	***		***							
	Diaptomidae	<i>Allodiaptomus mieni</i>	Almi			***							
		<i>Tropodiaptomus incognitus</i>	Trin				**						
		<i>Tropodiaptomus lateralis</i>	Trla	**		***	**		***	*	*	*	
	Indéterminée	Nauplius de Copepoda	Naco	*	*	**	**	**	**	*	**		*

* = taxons accidentels ; ** = taxons accessoires ; *** = taxons constants

Tableau IV (suite)

				SITES D'ECHANTILLONNAGE									
Groupes	Familles	Taxons	Codes	ETOS	ETPA	ETPT	LABD	LABU	LACG	MARU	RUBC	RUGO	RUMA
Ostracoda	Cyprididae	<i>Hemicypris anomala</i>	Hean	***	**				**				*
		<i>Stenocypris major major</i>	Stma									**	
Rhizopoda	Centropyxidae	<i>Centropyxis aculeata</i>	Cena							*	*		*
	Difflogiidae	<i>Difflogia acuminata</i>	Diac							*			
		<i>Difflogia lebes</i>	Dile		*			*			*		
Rotifera	Adinetidae	<i>Adineta vaga vaga</i>	Aiva						*		*		*
		<i>Adineta tuberculosa</i>	Aitu			*							*
	Asplanchnidae	<i>Asplanchna priodonta</i>	Apri	**	***			**			**		*
		<i>Asplanchna sieboldi</i>	Assi		***	**			*	*	*		***
	Brachionidae	<i>Anuraeopsis fissa</i>	Anfi		**	**					**		**
		<i>Anuraeopsis navicula</i>	Anav		**	**			*		*		
		<i>Brachionus angularis</i>	Bran	*	***	**		*	*	*			
		<i>Brachionus calyciflorus</i>	Bral	*	**	*	*	**					*
		<i>Brachionus caudatus</i>	Brac	*	***	**		**		*			
		<i>Brachionus dichotomus</i>	Brad			*							
		<i>Brachionus falcatus</i>	Braf	*	***	**		**	*	*			
		<i>Brachionus forficula</i>	Brfo		**								
		<i>Brachionus quadridentatus quadridentatus</i>	Brqu	**	*	*							***
		<i>Brachionus rubens</i>	Brru					*					*
		<i>Brachionus urceolaris</i>	Brur	**	***			**	***			**	*
		<i>Keratella cochlearis</i>	Keco		*	*							
		<i>Keratella cruciformis</i>	Kecr		**								
		<i>Keratella lenzi</i>	Kele		*			*	**				
		<i>Keratella quadrata</i>	Kequ	*	*								**
		<i>Keratella tropica</i>	Ketr						**				
		<i>Plationus patulus patulus</i>	Plpa				**				*		
		<i>Platylabus quadricornis quadricornis</i>	Plqu				*						*

* = taxons accidentels ; ** = taxons accessoires ; *** = taxons constants

Tableau IV (suite et fin)

Groupes	Familles	Taxons	Codes	SITES D'ECHANTILLONNAGE								
				ETOS	ETPA	ETPT	LABD	LABU	LACG	MARU	RUBC	RUGORUMA
	Collothecidae	<i>Collothea</i> sp.	Cosp	*			*			*	*	*
	Colurellidae	<i>Colurella adriatica</i>	Cola	*	*	*					*	
		<i>Colurella</i> sp.	Cols					**	*	*		*
	Conochilidae	<i>Conochilus hippocrepsis</i>	Cohi			**					**	
	Euchlanidae	<i>Dipleuchlanis propatula</i>	Dipr							*		*
		<i>Euchlanis dilatata</i>	Eudi						*	*		
		<i>Euchlanis incisa</i>	Euin									*
	Lecanidae	<i>Lecane aculeata</i>	Leac		****							
		<i>Lecane bulla</i>	Lebu	**	****	****	****	**	**	*	**	*
		<i>Lecane hastata</i>	Leha					**				*
		<i>Lecane leontina</i>	Lele		*		*	**		*		*
		<i>Lecane lunaris</i>	Lelu							****		
		<i>Lecane papuana</i>	Lepa	**			**			*		
		<i>Lecane</i> sp.	Lesp	**			**			*		*
		<i>Lecane unguolata</i>	Leun		*							**
	Synchaetidae	<i>Gastropus hyptopus</i>	Gahy								*	
		<i>Ploesoma lenticulare</i>	Plen									*
	Trichocercidae	<i>Trichocerca capucina</i>	Trca		*			****				
		<i>Trichocerca chattoni</i>	Trch		*	*						
		<i>Trichocerca elongata</i>	Trel	*		*			**			
		<i>Trichocerca longiseta</i>	Trlo		****	*			*	****		
		<i>Trichocerca pusilla</i>	Trpu				*	**			*	*
		<i>Trichocerca tigris</i>	Trti	**	*	**			**	*	**	*
	Trochosphaeridae	<i>Filinia longiseta</i>	Filo	*	**							*
		<i>Filinia opoliensis</i>	Fiop		*				*			
		<i>Filinia terminalis</i>	Fite	**		**			**	*	**	
5	26	85		26	35	29	19	25	23	25	22	6 32

* = taxons accidentels ; ** = taxons accessoires ; **** = taxons constants

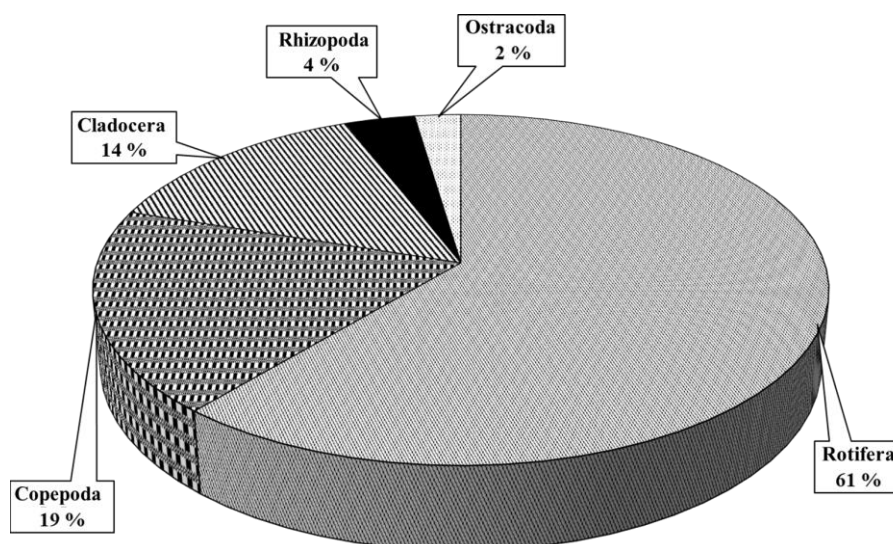


Figure 57 : Représentativité des différents groupes zooplanctoniques dans la richesse taxonomique globale

3-1-2-1-2. Occurrences des taxons aux différents sites d'échantillonnage

Suivant la base de leur fréquence d'apparition dans les récoltes, les taxons zooplanctoniques dans la présente étude sont regroupés en trois catégories à savoir les taxons constants, les taxons accessoires et les taxons accidentels. Les occurrences des taxons zooplanctoniques des milieux aquatiques de Daloa sont présentées dans le tableau IV. L'étang piscicole ETPA a enregistré le plus grand nombre de taxons constants (11 taxons), le plus petit nombre de cette catégorie de taxons (un taxon) ayant été noté dans le ruisseau RUGO. L'étang piscicole ETOS a enregistré sept taxons constants. Les lacs LABD et LABU ont été caractérisés, chacun, par six taxons constants. Quatre taxons constants ont été notés dans le lac LACG et dans la mare MARU. Dans l'étang piscicole ETPT, ce sont sept taxons qui sont apparus constants. Au niveau du ruisseau RUMA, deux taxons constants ont été observés. Cependant, la présence d'aucun taxon constant n'a été notée dans le ruisseau RUBC (Tableau IV).

L'analyse des occurrences a montré que deux taxons (*Lecane bulla* et le Nauplius de Copepoda) sont communs à tous les sites d'échantillonnage sauf le ruisseau RUGO où leur absence a été constatée. Le taxon *Lecane bulla* est constant dans les étangs piscicoles ETPA et ETPT et dans le lac LABD, accessoire dans l'étang piscicole ETOS, dans les lacs LABU et LACG et dans le ruisseau RUBC, puis accidentel dans la mare MARU et dans le ruisseau RUMA. Le Nauplius de Copepoda, quant à lui, est apparu comme taxon accessoire dans l'étang piscicole ETPT, dans les lacs (LABD, LABU et LACG) et dans le ruisseau RUBC alors qu'il a été signalé comme accidentel aux étangs piscicoles ETOS et ETPA, à la mare MARU et au ruisseau RUMA (Tableau IV).

Par ailleurs, de façon générale, les taxons accidentels ont été les plus nombreux dans les sites d'échantillonnage visités. Ces taxons ont été majoritaires aux sites d'échantillonnage ETOS (50 %), LACG (56 %), MARU (80 %), RUBC (61,9 %) et RUMA (78,13 %). La plus faible proportion des taxons accidentels a été comptabilisée dans le lac LABU (23,08 %). S'agissant des taxons accessoires, la plus forte proportion a été enregistrée dans le ruisseau RUGO alors que la plus faible valeur a été notée dans la mare MARU. Concernant les taxons constants, leur présence a été plus marquée dans le lac LABD (40 %). Ces taxons constants ont été moins rencontrés dans le ruisseau RUMA (6,25 %) (Tableau V).

Tableau V : Proportions (en %) des catégories de taxons (constants, accessoires et accidentels) définies sur la base de l'occurrence des taxons zooplanctoniques

	Sites d'échantillonnage									
	ETOS	ETPA	ETPT	LABD	LABU	LACG	MARU	RUBC	RUGO	RUMA
Taxons constants	21,43	24,32	23,33	40	30,77	12	16		16,67	6,25
Taxons accessoires	28,57	27,03	36,67	30	46,15	32	4	38,1	50	15,63
Taxons accidentels	50	48,65	40	30	23,08	56	80	61,9	33,33	78,13

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc.

3-1-2-1-3. Variations de la richesse taxonomique

a. Variation saisonnière

L'analyse de la variation saisonnière de la richesse taxonomique de l'ensemble des sites d'échantillonnage du zooplancton a révélé une richesse plus élevée en saison sèche (médiane = 14 taxons) qu'en saison des pluies (médiane = six taxons). Pendant la saison sèche, cette richesse taxonomique a varié de 3 à 25 taxons. Par contre, durant la saison des pluies, le nombre de taxons a oscillé entre 1 et 14 (Figure 58). L'analyse statistique de la variation saisonnière de la richesse taxonomique a montré l'existence d'une différence significative entre la saison des pluies et la saison sèche (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

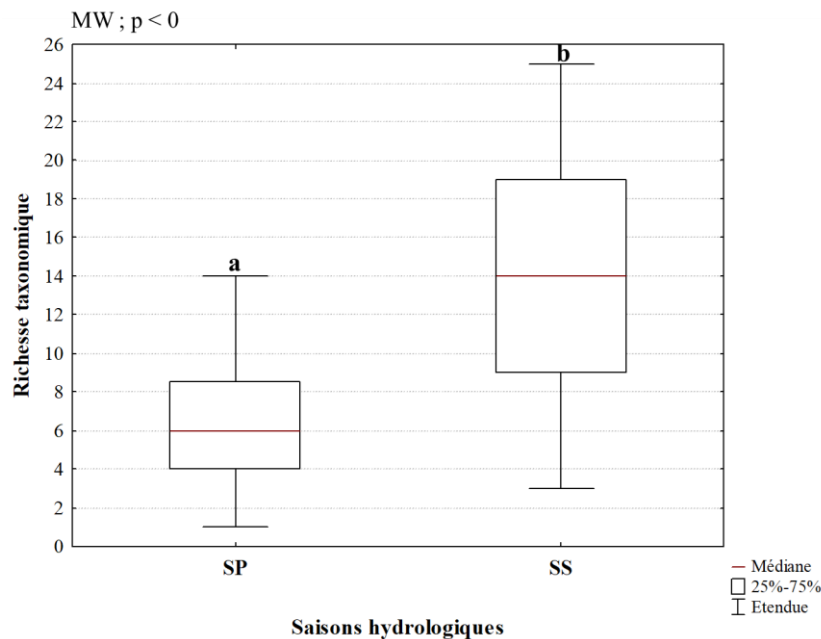


Figure 58 : Variation saisonnière de la richesse taxonomique dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

SP = Saison des pluies ; **SS** = Saison sèche. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b. Variation spatiale durant la saison des pluies

L'étang piscicole ETPA a été le site le plus riche en taxons (médiane = 12 taxons) pendant la saison des pluies. Il a été suivi par l'étang piscicole ETPT (médiane = neuf taxons) et par les lacs LABD et LABU et l'étang piscicole ETOS, avec une médiane de sept taxons. C'est dans le ruisseau RUGO qu'une très faible richesse taxonomique (médiane = un taxon) a été observée.

Au cours de cette saison pluvieuse, la richesse taxonomique dans l'étang piscicole ETPA a varié de neuf à 14 taxons. Dans les étangs piscicoles ETOS et ETPT et les lacs LABD et LABU, le nombre de taxons se situait entre cinq et 10. Dans le lac LACG, la mare et des ruisseaux RUBC et RUMA, la richesse taxonomique a oscillé entre trois et huit taxons. Dans le ruisseau RUGO, le plus petit nombre de taxons a été d'un et le plus grand nombre de trois taxons (Figure 59). L'analyse statistique de la variation spatiale de la richesse taxonomique au cours de la saison pluvieuse a décelé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative n'a été notée entre les étangs piscicoles ETOS et ETPT, les lacs LABD et LABU d'une part, et entre le lac LACG, la mare MARU et les ruisseaux RUBC et RUMA d'autre part (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

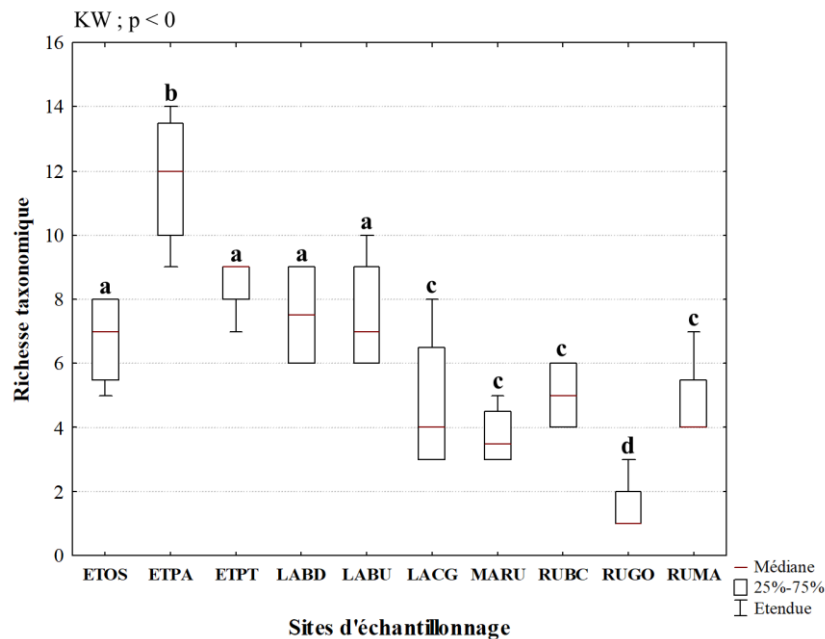


Figure 59 : Variation spatiale de la richesse taxonomique dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison des pluies

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc). Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

c. Variation spatiale durant la saison sèche

L'analyse de la variation de la richesse taxonomique enregistrée dans les différents sites d'échantillonnage du zooplancton au cours de la saison sèche a montré une plus forte richesse dans les étangs piscicoles (ETOS, ETPA, ETPT) et le lac LABU. Ces plans d'eau ont hébergé, chacun, un nombre médian de 19 taxons. Ces sites d'échantillonnage ont été suivis par les lacs LABD et LACG, la mare (MARU) et le ruisseau RUMA, avec une médiane d'environ 14 taxons. Ce nombre de taxons a été plus petit dans le ruisseau RUGO (médiane = trois taxons).

Durant cette saison sèche, la richesse taxonomique, dans les étangs piscicoles et le lac LABU, a varié de 13 à 25 taxons. Dans les lacs LABD et LACG, la mare et le ruisseau RUMA, la plus petite valeur de la richesse taxonomique enregistrée a été de six taxons et la plus grande valeur de 23 taxons. Dans les ruisseaux RUBC et RUGO, le nombre de taxons s'est situé respectivement entre sept et 10, et entre trois et quatre (Figure 60). L'analyse statistique de la variation spatiale de la richesse taxonomique au cours de la saison sèche a indiqué une différence significative entre les sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$).

Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles et le lac LABU n'a été notée. Aucune différence significative n'a été aussi enregistrée entre les lacs LABD et LACG et le ruisseau RUMA (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

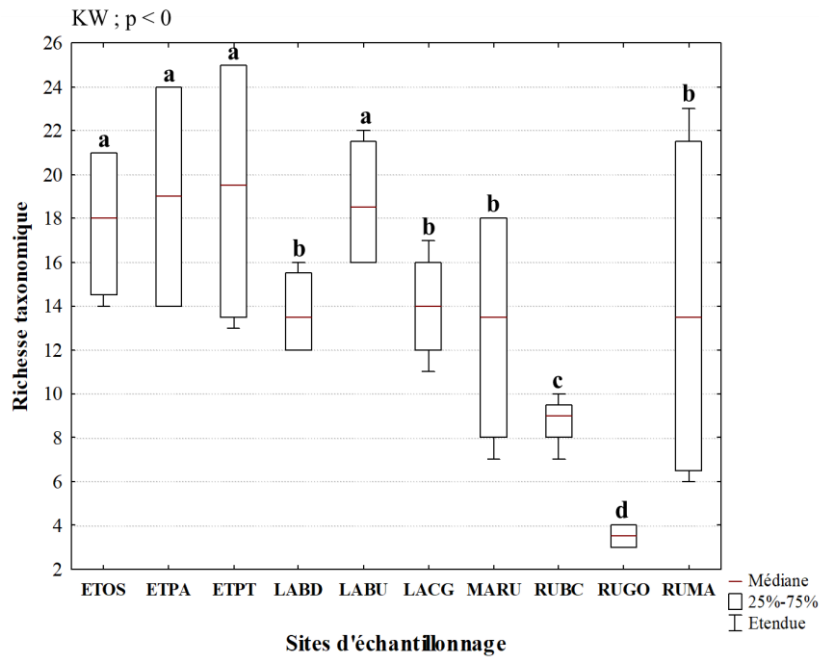


Figure 60 : Variation spatiale de la richesse taxonomique dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison sèche

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

d. Variation nycthémerale

Les eaux des milieux aquatiques ont renfermé autant de taxons pendant le jour que la nuit (médiane = 9 taxons). De jour comme de nuit, cette richesse taxonomique a oscillé entre un et 26 taxons (Figure 61). L'analyse statistique de la variation nycthémerale de la richesse taxonomique a montré l'absence d'une différence significative entre le jour et la nuit (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

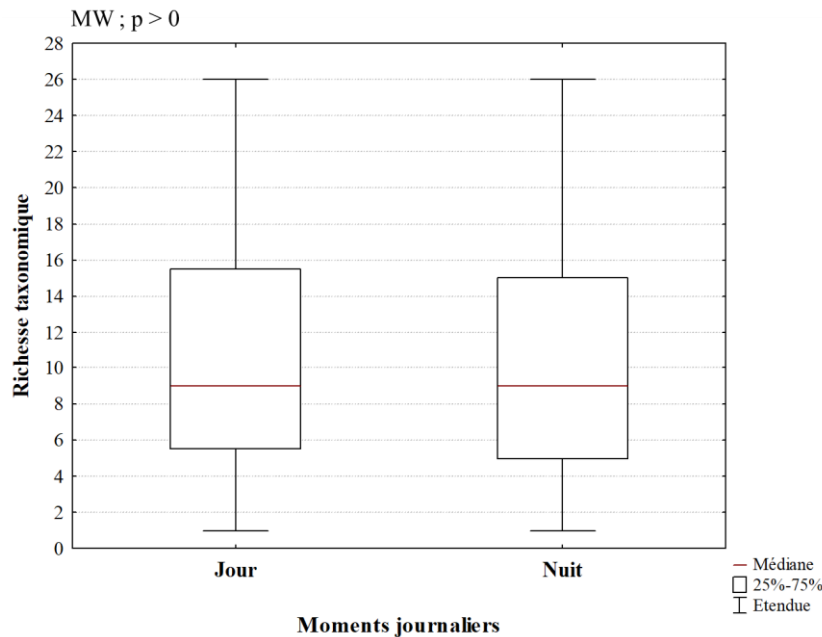


Figure 61 : Variation nycthémérale de la richesse taxonomique dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

MW = Test de Mann-Whitney au seuil de signification de 0,05

e. Variation spatiale

De tous les sites d'échantillonnage du zooplancton, c'est l'étang piscicole ETPA qui a été le plus riche en taxons (médiane = 15 taxons). Il a été suivi par le lac LABU et l'étang piscicole ETPT avec des médianes respectives de 13 et 12 taxons. La plus faible richesse taxonomique a été observée dans le ruisseau RUGO (médiane = trois taxons).

La richesse taxonomique dans l'étang piscicole ETPA a varié de 10 à 16 taxons. Dans les étangs piscicoles ETOS et ETPT, les lacs, la mare et les ruisseaux RUBC et RUMA, la richesse taxonomique a oscillé entre trois et 26 taxons. Dans le ruisseau RUGO, les valeurs de la richesse taxonomique ont été comprises entre un et quatre taxons (Figure 62). L'analyse statistique de la variation spatiale de la richesse taxonomique a décelé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les étangs piscicoles, les lacs LABD et la mare MARU n'a été notée. Egalement, aucune différence significative n'a été observée entre les ruisseaux RUBC et RUMA d'une part, et entre ces deux cours d'eau et les autres milieux d'échantillonnage excepté l'étang piscicole ETPA et le ruisseau RUGO (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

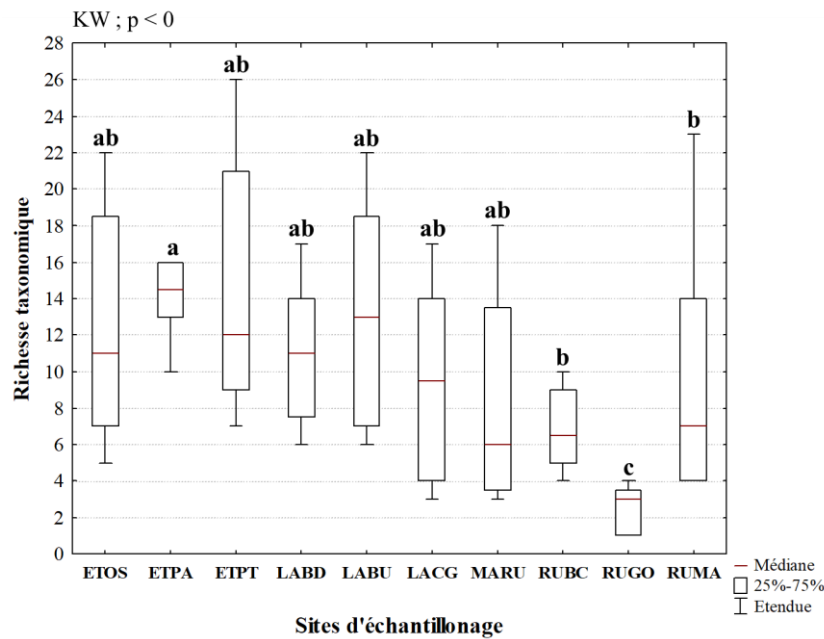


Figure 62 : Variation spatiale de la richesse taxonomique dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-2-1-4. Similarité taxonomique de Jaccard entre les sites d'échantillonnage

Pour l'ensemble des stations, les valeurs de l'indice de similarité de Jaccard ont varié de 22,5 % à 54,04 %. L'étang piscicole ETOS a présenté des similarités taxonomiques respectives de 50,35 % avec l'étang piscicole ETPA et de 54,04 % avec l'étang piscicole ETPT. Les taxons zooplanctoniques de l'étang piscicole ETPA ont été similaires à 53,33 % à ceux récoltés dans l'étang piscicole ETPT d'une part, et d'autre part à 53,96 % à ceux rencontrés dans le lac LABU. De même, les taxons récoltés dans le lac LACG et dans la mare MARU ont été similaires à 52,56 %. En revanche, le lac LABD et les ruisseaux RUBC, RUGO et RUMA ont tous présenté des valeurs de similarité inférieures à 50 % avec les autres sites d'échantillonnage (Tableau VI).

Tableau VI : Valeurs de l'indice de similarité taxonomique de Jacard (en pourcentage) entre les sites d'échantillonnage à Daloa

Sites	ETOS	ETPA	ETPT	LABD	LABU	LACG	MARU	RUBC	RUGO	RUMA
ETOS										
ETPA	50,35									
ETPT	54,04	53,33								
LABD	37,77	37,86	34,28							
LABU	43,4	53,96	39,61	44,39						
LACG	40,41	44,14	41,57	30,64	41,27					
MARU	48,89	42,41	44,49	44,39	41,74	52,56				
RUBC	39,15	38,96	48,26	33,95	34,89	39,56	40			
RUGO	28,57	26,25	22,5	30,71	29,09	43,33	32,5	23,03		
RUMA	40,34	45,37	35,62	40,75	43,21	36,66	43,21	41,81	26,52	

Les valeurs de similarité taxonomique entre les stations supérieures ou égales à 50 % sont en gras.

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc.

3-1-2-2. Analyse quantitative des communautés zooplanctoniques de Daloa

3-1-2-2-1. Densité absolue des groupes zooplanctoniques

Au total, 5506,66 ind / l d'organismes zooplanctoniques ont été récoltés lors des quatre campagnes d'échantillonnage du zooplancton, dans l'ensemble des 10 sites d'étude. Cette densité est largement dominée par le groupe des Rotifera (3211,11 ind / l) avec 58,31 % de la densité absolue. Les Rotifera ont été suivis par les Copepoda qui ont concentré 1882,22 ind / l. Ces microcrustacés ont représenté 34,91 % de la totalité des individus échantillonnés. Les Cladocera, classés après les Copepoda, n'ont comptabilisé que 298,88 ind / l, soit 5,43 % de la densité absolue. Les Ostracoda, avec une densité de 84,44 ind / l, et les Rhizopoda, avec une densité de 30 ind / l, ont été les moins abondants dans les captures. Ces deux groupes ont représenté respectivement 1,53 % et 0,54 % de la densité totale (Figure 63).

Sur 52 taxons identifiés dans les Rotifera, 14 taxons ont contribué, par leur densité élevée (2327,77 ind / l, soit 69,27 %), à la dominance de ces organismes dans l'ensemble des captures. Pour ce qui concerne les Copepoda, comptabilisant 16 taxons, seulement deux taxons ont été dominants avec 1094,44 ind / l, soit 58,15 %. S'agissant des Cladocera, cinq taxons, avec une densité de 214,44 ind / l, soit 71,74 %, ont contribué à leur abondance dans les milieux aquatiques visités (Tableau VII).

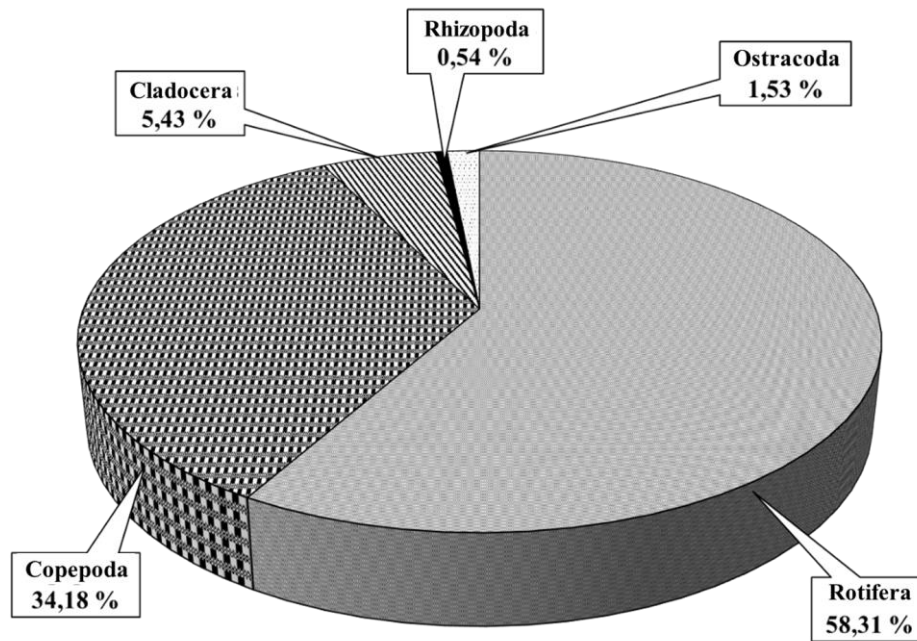


Figure 63 : Proportions des différents groupes zooplanctoniques dans la densité taxonomique absolue

Tableau VII : Taxons dominants dans les différents groupes zooplanctoniques

Groupes zooplanctoniques	Taxons dominants	Nombre	Contribution (%)
Rotifera	<i>Anuraeopsis navicula</i> ; <i>Asplanchna priodonta</i> ; <i>Asplanchna sieboldi</i> ; <i>Brachionus angularis</i> ; <i>Brachionus calyciflorus</i> ; <i>Brachionus caudatus</i> ; <i>Brachionus falcatus</i> ; <i>Brachionus quadridentatus</i> ; <i>Brachionus urceolaris</i> ; <i>Filinia opoliensis</i> ; <i>Filinia terminalis</i> ; <i>Lecane bulla</i> ; <i>Trichocerca longiseta</i> ; <i>Trichocerca tigris</i>	14	69,27
Copepoda	<i>Mesocyclops</i> sp. ; Nauplius de Copepoda	2	58,15
Cladocera	<i>Alona guttata</i> ; <i>Alona intermedia</i> ; <i>Alona</i> sp. ; <i>Diaphanosoma excisum</i> ; <i>Simocephalus serrulatus</i>	5	71,74

a. Variation saisonnière de la densité absolue du zooplancton

L'analyse de la variation saisonnière de la densité totale des organismes zooplanctoniques capturés dans l'ensemble des 10 sites visités a montré une plus forte densité de ces organismes en saison sèche (4201,11 ind / l) qu'en saison des pluies (1305,55 ind / l) (Figure 64). L'analyse statistique de la variation saisonnière de la densité absolue du zooplancton a

décélè une différence significative entre la saison des pluies et la saison sèche (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

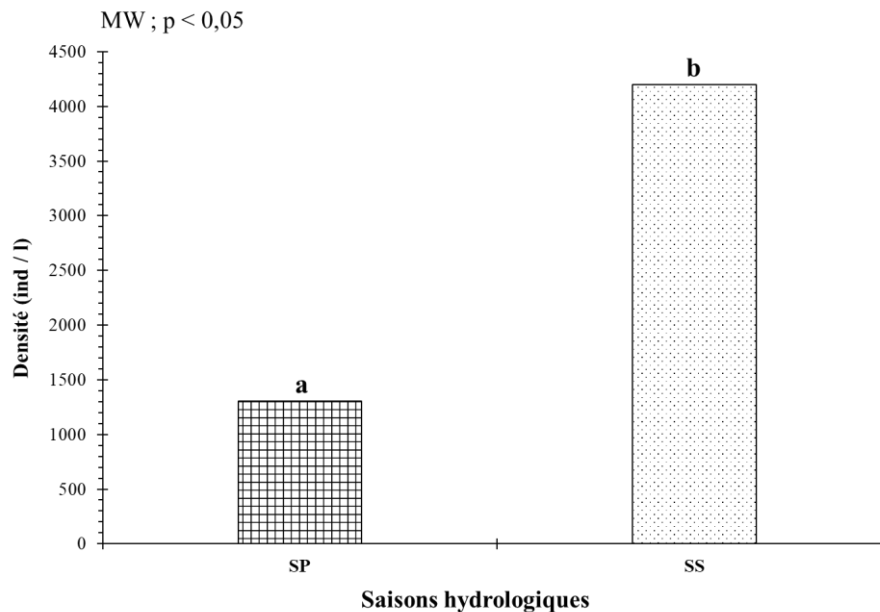


Figure 64 : Variation saisonnière de la densité absolue du zooplancton de l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

SP = Saison des pluies ; SS = Saison sèche. Les valeurs affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b. Variation spatiale de la densité des groupes de zooplancton pendant la saison des pluies

Parmi les sites d'échantillonnage du zooplancton visités pendant la saison des pluies, l'étang piscicole ETPA a concentré plus d'individus zooplanctoniques (421,11 ind / l). Les lacs LABD et LABU et les autres étangs piscicoles (ETOS et ETPT) ont enregistré chacun environ 150 ind / l d'individus zooplanctoniques. La densité de zooplancton a été moins importante dans le ruisseau RUGO (9 ind / l).

Les communautés zooplanctoniques échantillonnées ont été essentiellement constituées de Rotifera dans l'étang piscicole ETPA et les ruisseaux RUBC et RUMA, avec des densités respectives de 400 ind / l, de 61,11 ind / l et de 64,44 ind / l. Cette tendance a été inversée dans les autres sites d'échantillonnage, les Copepoda ayant été les plus dominants. La densité de ces microcrustacés a été de 126,66 ind / l dans l'étang piscicole ETOS. Dans les lacs LABD et LABU et l'étang piscicole ETPT, les Copepoda ont surplante les autres groupes zooplanctoniques, avec une densité de 75 ind / l environ. Dans le lac LACG, le nombre de ces animalcules rapporté au litre d'eau filtré a avoisiné 34 individus, pendant que dans la mare

(MARU), ce nombre était de 24,44 individus. Les captures faites dans le ruisseau RUGO ont été essentiellement constituées de ces Copepoda à hauteur de 6,66 ind / l. Ces deux groupes (Rotifera et Copepoda) ont été représentatifs dans quasiment tous les sites. Cependant, dans l'étang piscicole ETPA les Cladocera, avec une densité de 11,11 ind / l, ont été plus abondants que les Copepoda (6,67 ind / l).

Les Ostracoda et les Rhizopoda, en plus d'être absents dans les captures dans plusieurs sites, ont été les groupes les moins denses. Dans l'étang piscicole, le seul site où les Ostracoda sont apparus, la densité de ce groupe zooplanctonique a été de 6,66 ind / l. Concernant les Rhizopoda, leur densité a été de 3,33 ind / l dans l'étang piscicole ETPA, de 2,22 ind / l dans le lac LABU et de 7,77 ind / l dans le ruisseau RUBC (Figure 65).

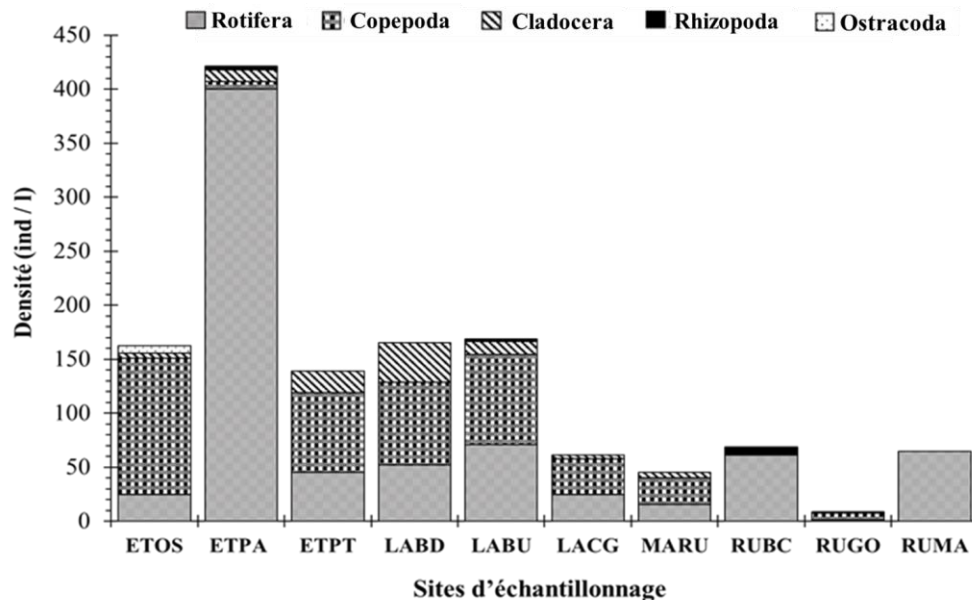


Figure 65 : Variation spatiale de la densité du zooplancton dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison des pluies

ETOS = Etang piscicole Silué ; ETPA = Etang piscicole Amidou ; ETPT = Etang piscicole Traoré ; LABU = Lac Bra Kanon 1 ; LABD = Lac Bra Kanon 2 ; LACG = Lac Gbédji ; MARU = Mare UJLoG ; RUBC = Ruisseau Belle Côte ; RUGO = Ruisseau Gbokora ; RUMA = Ruisseau Manioc

c. Variation spatiale de la densité des groupes de zooplancton pendant la saison sèche

L'étang piscicole ETPA et le lac LABU ont renfermé plus d'individus zooplanctoniques pendant la saison sèche avec 700 ind / l chacun. L'étang piscicole ETOS, les lacs LABD et LACG et la mare (MARU) ont suivi avec une densité de 400 ind / l chacun. Très peu d'individus ont été capturés dans le ruisseau RUGO (74,43 ind / l).

Excepté les sites ETPT et LABD dans lesquels les Copepoda ont constitué l'essentiel des organismes zooplanctoniques, et RUGO caractérisé par une dominance des Cladocera, tous les sites d'échantillonnage ont été caractérisés par une dominance des Rotifera sur les autres groupes de zooplancton échantillonnés. Dans les étangs piscicoles ETOS et ETPA, la densité de ces Rotifera a été respectivement de 301,11 ind / l et de 548,88 ind / l. Cette densité de Rotifera a été de 396,66 ind / l dans le lac LABU, de 236,66 ind / l dans le lac LACG et de 265,55 ind / l dans la mare (MARU). Dans les ruisseaux RUBC et RUMA, la densité de Rotifera a été respectivement de 104,44 ind / l et de 167,78 ind / l. Inversement, dans l'étang piscicole ETPT et le lac LABD, les Copepoda ont été plus abondants avec des densités respectives de 208,89 ind / l et de 248,88 ind / l. Dans le ruisseau RUGO, ce sont les Cladocera qui ont été les plus représentés avec une densité de 22,22 ind / l (Figure 66).

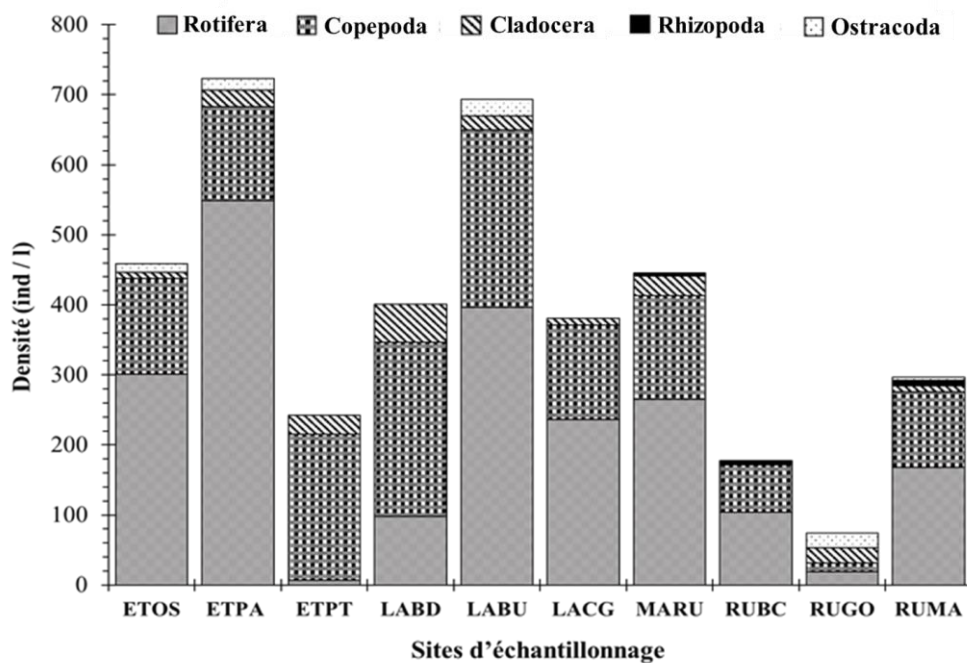


Figure 66 : Variation spatiale de la densité du zooplancton dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison sèche

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc

d. Variation nyctémérale de la densité absolue du zooplancton

L'analyse de la variation nyctémérale de la densité de l'ensemble des cinq groupes zooplanctoniques échantillonnés dans l'ensemble des 10 sites visités a révélé une abondance de zooplancton le jour (3081,11 ind / l) par rapport à la nuit (2425,55 ind / l) (Figure 67).

L'analyse statistique de la variation nycthémérale de la densité absolue du zooplancton n'a montré aucune différence significative entre le jour et la nuit (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

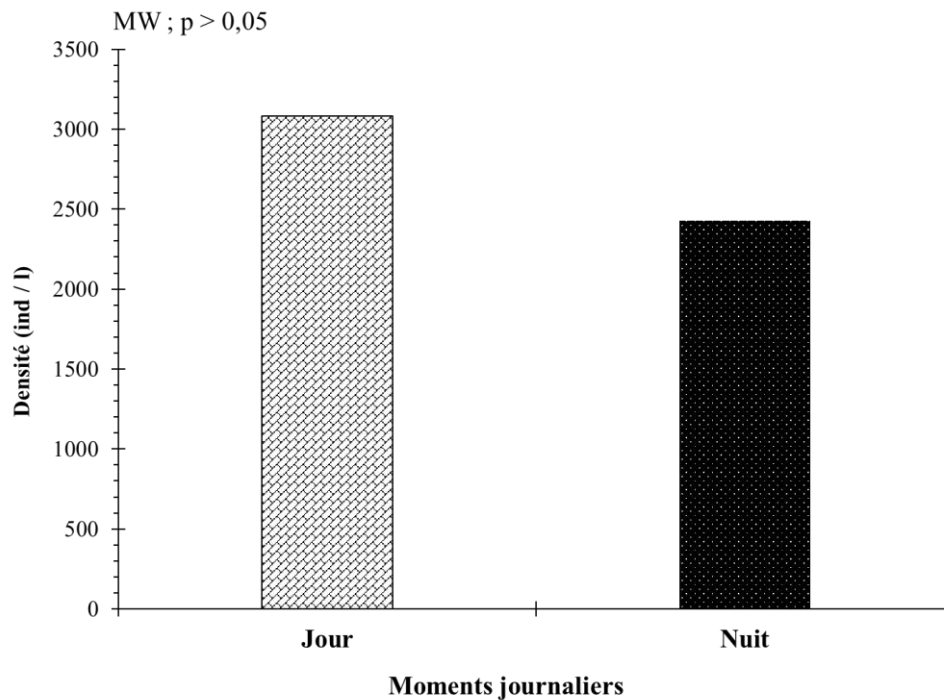


Figure 67 : Variation nycthémérale de la densité absolue du zooplancton de l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

MW = test de Mann-Whitney appliqué au seuil de signification de 0,05

e. Variation spatio-journalière de la densité des groupes de zooplancton

Les plus fortes densités d'organismes zooplanctoniques ont été enregistrées dans l'étang piscicole ETPA (572,42 ind / l) et le lac LABU (462,06 ind / l). En revanche, la plus faible densité a été notée dans le ruisseau RUGO (42,02 ind / l).

Les communautés zooplanctoniques échantillonnées ont été dominées par les Rotifera dans tous les sites sauf dans le lac LABD et le ruisseau RUGO dans lesquels les Copepoda et les Cladocera ont été les plus abondants. Dans le lac LABD la densité de Copepoda a été de 166,66 ind / l. Dans le ruisseau RUGO, la densité de Cladocera a été de 12,23 ind / l. Dans les autres sites d'échantillonnage, dans lesquels les Rotifera ont été plus abondants, la densité de ces organismes a varié de 474,45 ind / l (ETPA) à 90 ind / l (RUBC) (Figure 68).

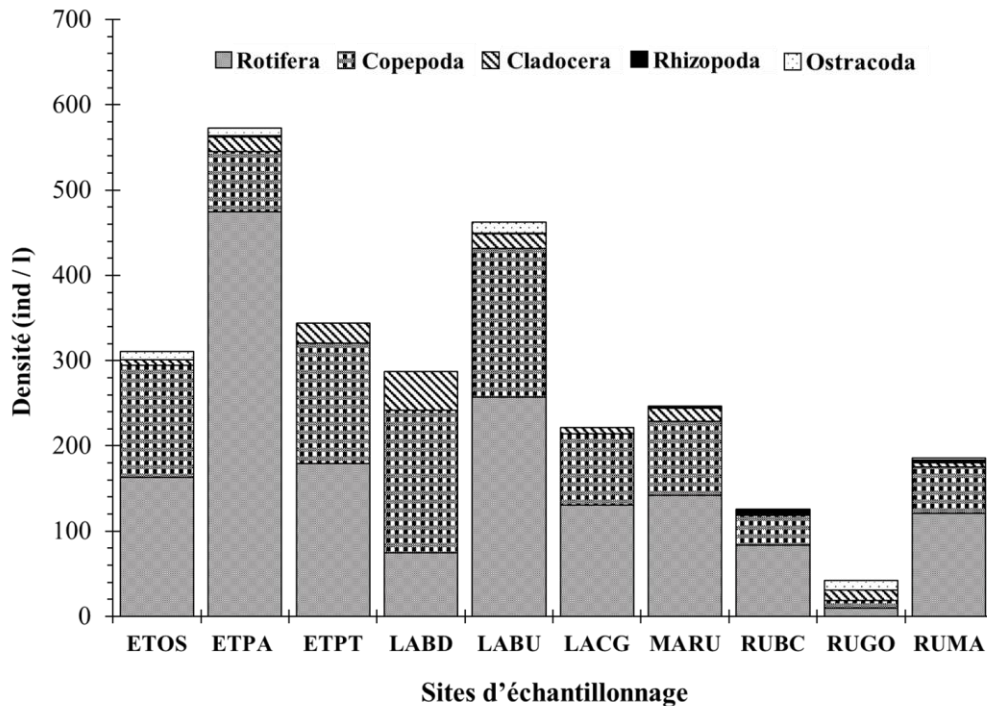


Figure 68 : Variation spatiale de la densité du zooplancton dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa de jour comme de nuit

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc

3-1-2-2-2. Diversité des communautés zooplanctoniques

a. Indice de Shannon

a1. Variation saisonnière de l'indice de Shannon

L'analyse de la variation saisonnière de l'indice de Shannon calculé dans l'ensemble des 10 sites visités a montré que cet indice a été plus élevé en saison sèche (médiane = 3,52 bits) qu'en saison des pluies (médiane = 3,28 bits). Pendant la saison sèche, l'indice de Shannon a varié de 3,44 bits à 3,59 bits et durant la saison des pluies de 2,09 bits à 3,29 bits (Figure 69). Une différence significative a été constatée entre la saison des pluies et la saison sèche (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

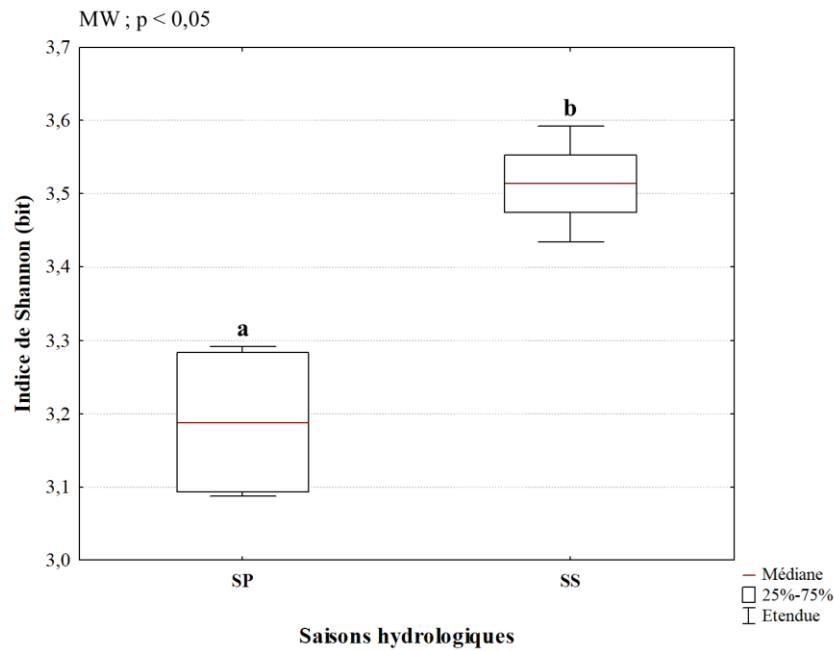


Figure 69 : Variation saisonnière de l'indice de Shannon dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Dalua

SP = Saison des pluies ; **SS** = Saison sèche. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

a2. Variation spatiale de l'indice de Shannon pendant la saison des pluies

L'étang piscicole ETPA a été le milieu aquatique le plus diversifié en zooplancton de tous les sites d'échantillonnage visités pendant la saison des pluies, avec une valeur médiane de 2,24 bits. L'étang piscicole ETPT et le lac LABD ont suivi avec des médianes respectives de 1,9 bit et de 1,83 bit. La diversité taxonomique a été moins importante dans le ruisseau RUGO où l'indice de Shannon a été évalué à 0,49 bit.

Au cours de cette saison pluvieuse, l'indice de diversité de Shannon dans l'étang piscicole ETPA a varié de 2 à 2,25 bit. Dans les étangs piscicoles ETOS et ETPT, les lacs LABD et LABU et le ruisseau RUBC, la valeur de cet indice a été comprise entre 1,2 et 2,15 bit. Dans le lac LACG, la mare et le ruisseau RUMA, la valeur de l'indice de Shannon a oscillé entre 0,97 et 2,85 bit. Dans le ruisseau RUGO, cet indice de diversité a varié de 0 à 1,7 bit (Figure 70). L'analyse statistique de la variation spatiale de l'indice de Shannon au cours de la saison pluvieuse a révélé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative n'a été notée entre les étangs piscicoles ETOS et ETPT, les lacs LABD et LABU et le ruisseau RUBC. Un résultat similaire a été observé entre les étangs piscicoles ETPA et ETPT et la lac LABD, et entre le lac LACG, la mare MARU et le ruisseau RUMA (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

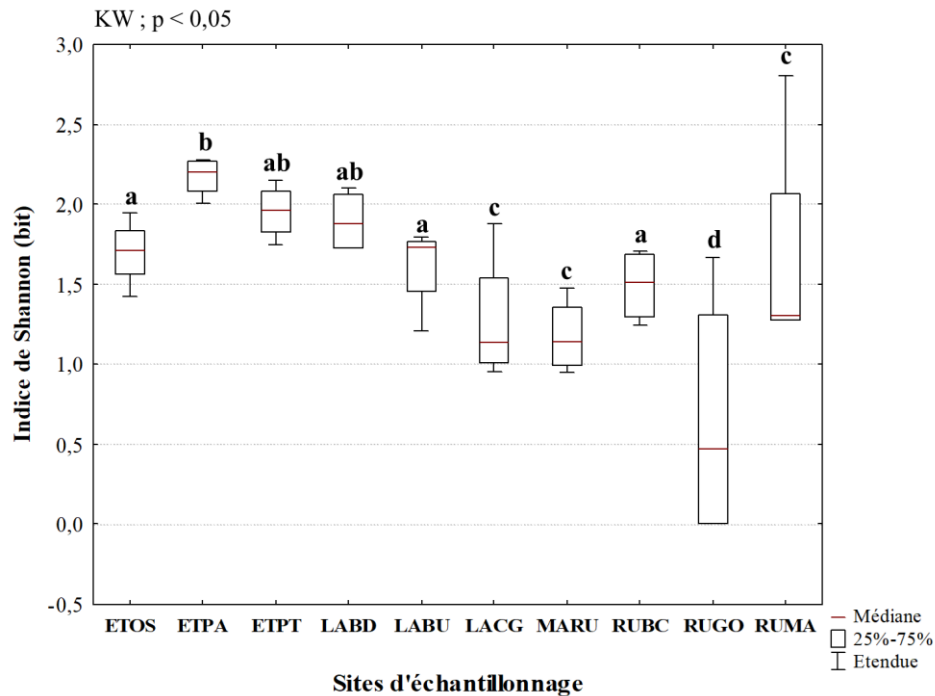


Figure 70 : Variation spatiale de l'indice de Shannon dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison des pluies

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

a3. Variation spatiale de l'indice de Shannon pendant la saison sèche

Pendant la saison sèche, une diversité zooplanctonique relativement élevée a été observée dans les étangs piscicoles (ETOS, ETPA, ETPT) ainsi que dans le lac LABU, avec une valeur médiane de l'indice de Shannon avoisinant 2,7 bits. En revanche, les ruisseaux RUBC (médiane = 1,94 bit) et RUGO (médiane = 1,16 bit) ont présenté une diversité nettement plus faible.

Durant cette saison sèche, l'indice de diversité de Shannon dans les étangs piscicoles et le lac LABU a varié de 2,41 à 2,9 bits. Dans le lac LACG, la plus petite valeur de cet indice a été de 1,78 et la plus grande valeur de 2,75 bits. Dans le lac LABD, la mare et le ruisseau RUMA, la valeur de l'indice de Shannon a oscillé entre 1,3 et 2,9 bits. Dans le ruisseau RUBC, les valeurs de cet indice ont été comprises entre 1,78 et 2,1 bits. Dans le ruisseau RUGO, cet indice de diversité a varié de 1,08 à 1,35 bit (Figure 71). L'analyse statistique de la variation spatiale de l'indice de Shannon au cours de la saison sèche a révélé une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$).

Cependant, aucune différence significative n'a été observée entre les étangs piscicoles et le lac LABU. Il en est de même entre le lac LABD, la mare MARU et le ruisseau RUMA (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

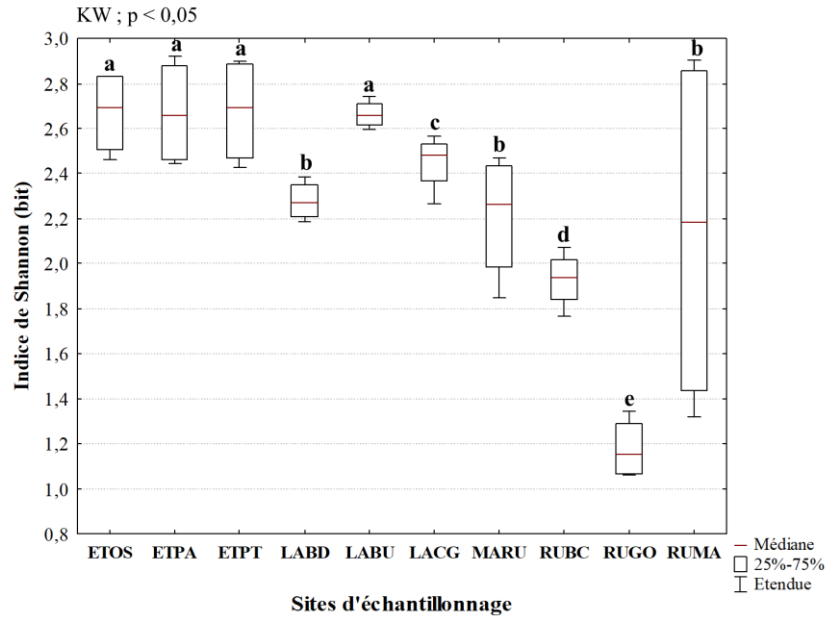


Figure 71 : Variation spatiale de l'indice de Shannon dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison sèche

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

a4. Variation nycthémerale de l'indice de Shannon

L'analyse de la variation nycthémerale de l'indice de diversité de Shannon dans l'ensemble des sites étudiés a révélé des valeurs plus élevées pendant le jour (médiane = 3,4 bits) qu'au cours de la nuit (médiane = 3,35 bits). Durant la période diurne, l'indice a oscillé entre 3,14 et 3,59 bits, tandis que pendant la nuit, il a varié de 3,15 à 3,56 bits (Figure 72). Toutefois, cette différence n'a pas été statistiquement significative (test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

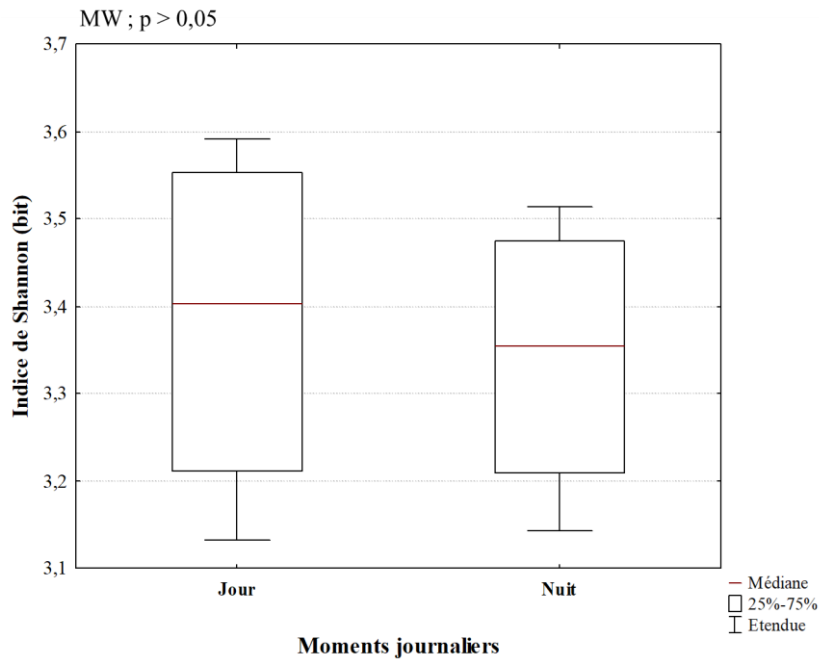


Figure 72 : Variation nyctémérale de l'indice de Shannon dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

MW = Test de Mann-Whitney au seuil de signification de 0,05

a5. Variation spatio-journalière de l'indice de Shannon

Sur l'ensemble des sites d'échantillonnage, à l'exception du ruisseau RUGO (médiane = 0,75 bit), la diversité taxonomique mesurée par l'indice de Shannon s'est maintenue autour de 2 bits, aussi bien de jour que de nuit. Dans le ruisseau RUGO, cet indice a varié de 0 à 1,27 bit, En revanche, dans les neuf autres sites (ETOS, ETPA, ETPT, LABD, LABU, LACG, MARU, RUBC et RUMA), l'indice de Shannon a oscillé entre 1 et 2,85 bits (Figure 73).

L'analyse statistique des variations spatiales a mis en évidence une différence significative entre le ruisseau RUGO et les autres sites (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Toutefois, aucune différence significative n'a été observée entre les neuf autres sites entre eux (test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

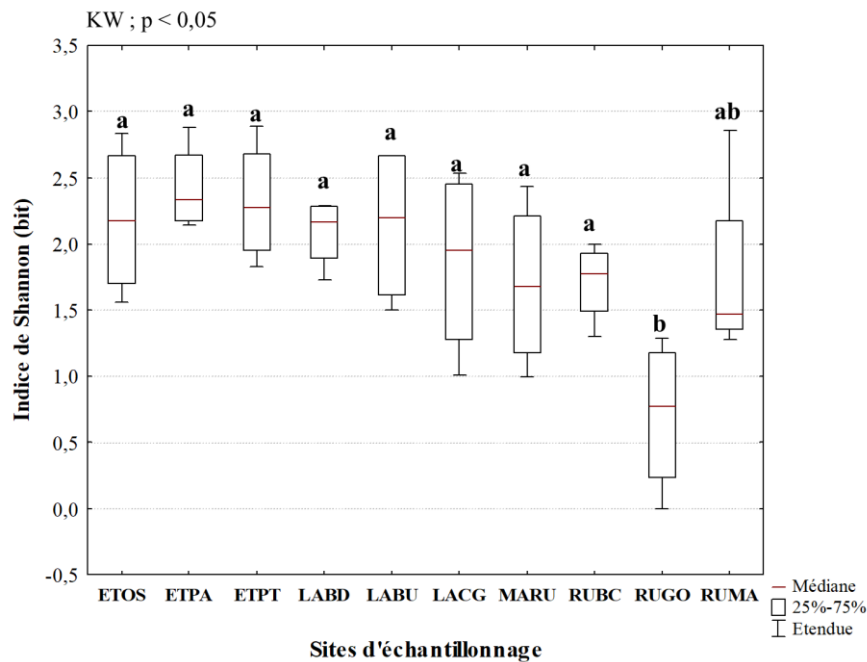


Figure 73 : Variation spatiale de l'indice de Shannon dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa de jour comme de nuit

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b. Indice d'équitabilité

b1. Variation saisonnière de l'indice d'équitabilité

L'analyse de la variation saisonnière de l'indice d'équitabilité des peuplements de zooplancton échantillonnés dans l'ensemble des 10 sites a montré que les peuplements zooplanctoniques ont été plus équilibrés en saison des pluies (médiane = 0,86) qu'en saison sèche (médiane = 0,838). Pendant la saison des pluies, l'indice d'équitabilité a varié de 0,855 à 0,893. Par contre, en saison sèche, cet indice a oscillé entre 0,825 et 0,846 (Figure 74). L'analyse statistique de la variation saisonnière de l'indice d'équitabilité a mis en évidence l'existence d'une différence significative entre la saison des pluies et la saison sèche (Test de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

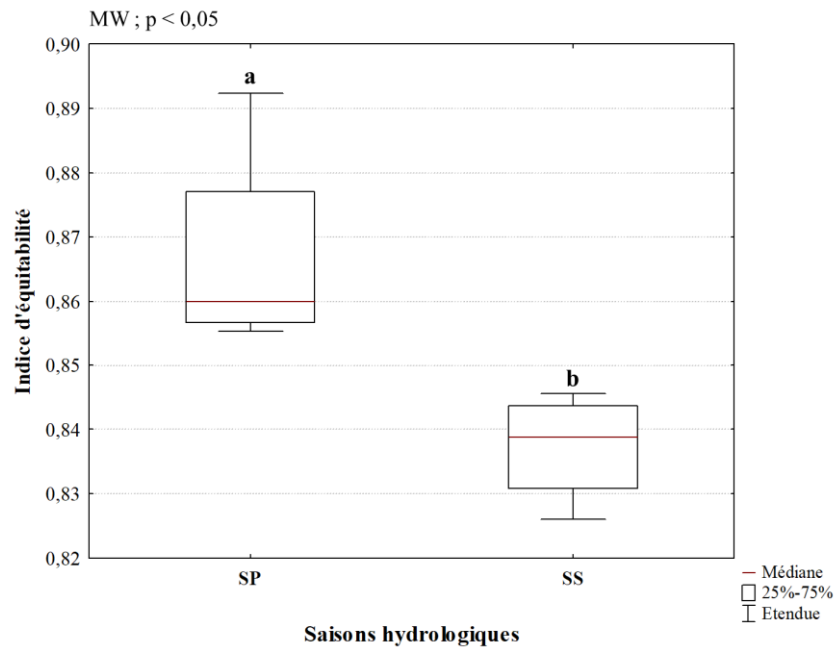


Figure 74 : Variation saisonnière de l'indice d'équité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

SP = Saison des pluies ; **SS** = Saison sèche. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a ou b) ne diffèrent pas significativement (Test de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b2. Variation spatiale de l'indice d'équité pendant la saison des pluies

Hormis le ruisseau RUGO (médiane = 0,44), dans l'ensemble des sites visités, les peuplements zooplanctoniques ont été mieux équilibrés, la valeur médiane étant comprise entre 0,86 et 0,95. Dans le ruisseau RUGO, l'indice d'équité a varié de 0 à 0,88. Dans les autres sites d'échantillonnage (ETOS, ETPA, ETPT, LABD, LABU, LACG, MARU, RUBC et RUMA), cet indice a oscillé entre 0,56 et 0,98 (Figure 75). L'analyse statistique de ces variations spatiales de l'indice d'équité a montré une différence significative entre le ruisseau RUGO et les autres sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative n'a été notée entre tous les sites d'échantillonnage, sauf le ruisseau RUGO qui s'est démarqué des autres sites (Test de Mann-Withney, $p > 0,05$).

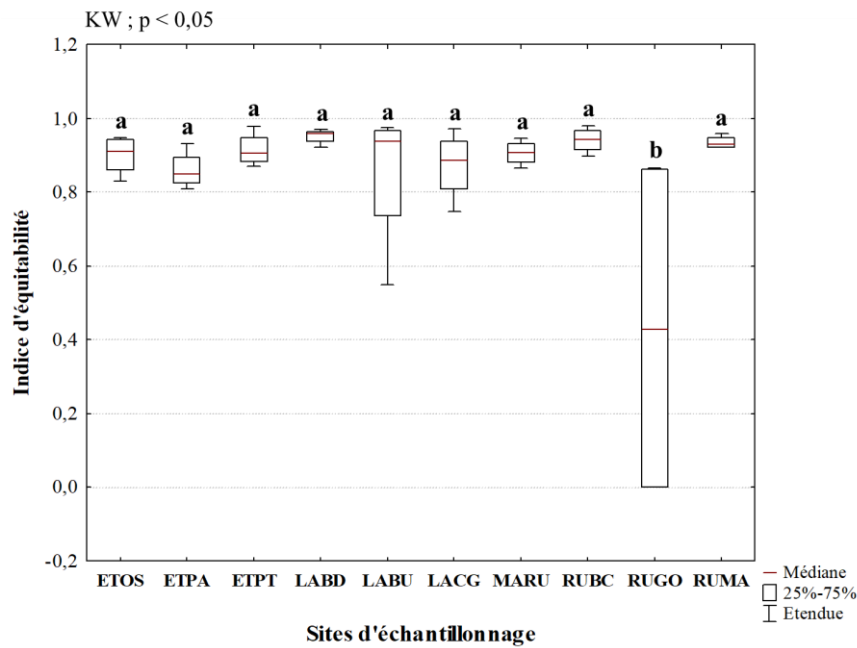


Figure 75 : Variation spatiale de l'indice d'équitabilité dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison des pluies

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b3. Variation spatiale de l'indice d'équitabilité pendant la saison sèche

Au cours de la saison sèche, le ruisseau RUGO, avec une valeur médiane de 0,967, et le lac LACG, avec une valeur médiane de 0,948, ont été les sites dans lesquels les peuplements zooplanctoniques ont été relativement plus équilibrés. Ensuite, viennent les étangs piscicoles (ETOS, ETPA, ETPT), le lac LABU, la mare (MARU) et le ruisseau RUBC, qui ont enregistré une valeur médiane comprise entre 0,888 et 0,936. Les sites dans lesquels les peuplements de zooplancton ont été relativement moins équilibrés sont le lac LABD et le ruisseau RUMA avec, chacun, une valeur médiane de 0,86.

Au cours de cette saison sèche, l'indice d'équitabilité a varié de 0,885 à 0,98 dans le ruisseau RUGO et de 0,92 à 0,96 dans le lac LACG. Dans les étangs piscicoles, le lac LABU, la mare et le ruisseau RUBC, cet indice a oscillé entre 0,868 et 0,967. En ce qui concerne le lac LABD et le ruisseau RUMA, l'indice d'équitabilité a varié respectivement de 0,82 à 0,96 et de 0,736 à 0,938 (Figure 76). Une différence significative entre les différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative n'a été observée entre les étangs piscicoles, les lac LABU et LACG, la mare et le

ruisseau RUBC (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$). Un résultat similaire a été noté entre le lac LACG et le ruisseau RUGO d'une part, et entre le lac LABD et le ruisseau RUMA d'autre part (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

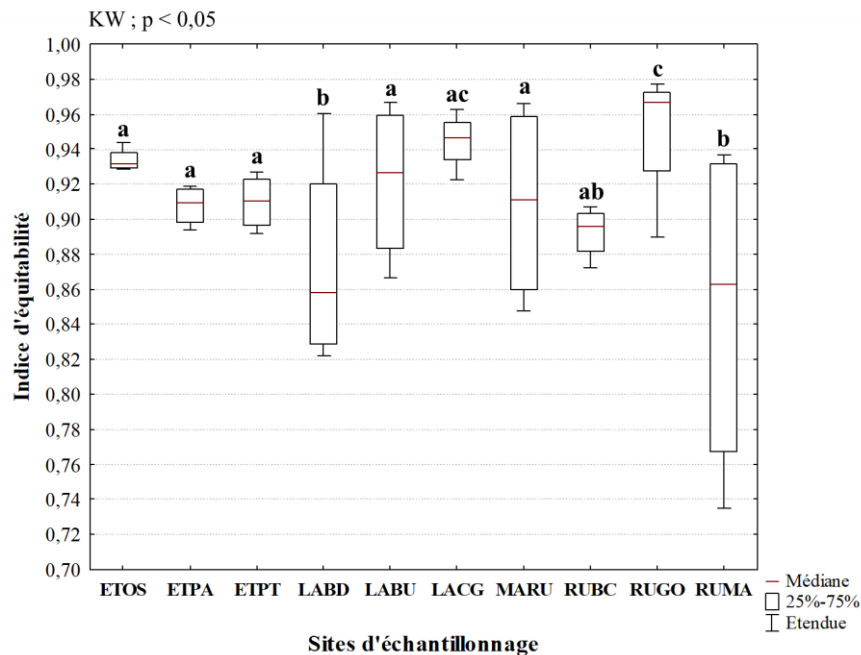


Figure 76 : Variation spatiale de l'indice d'équitabilité dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa pendant la saison sèche

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b4. Variation nycthémerale de l'indice d'équitabilité

L'analyse de la variation nycthémerale de l'indice d'équitabilité des peuplements zooplanctoniques récoltés dans l'ensemble des 10 sites a montré que les peuplements zooplanctoniques ont été plus équilibrés le jour (médiane = 0,857) que la nuit (médiane = 0,848). Pendant la journée, l'indice d'équitabilité a varié de 0,835 et 0,892. En revanche, au cours de la nuit, cet indice a varié de 0,826 à 0,865 (Figure 77). Cependant, aucune différence significative n'a été enregistrée entre le jour et la nuit (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

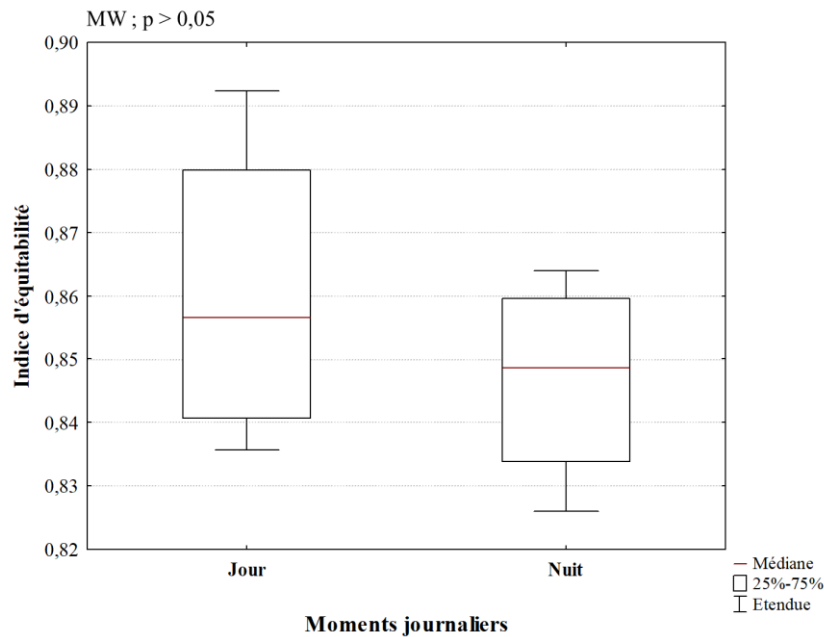


Figure 77 : Variation nycthémérale de l'indice d'équitabilité dans l'ensemble des sites d'échantillonnage à Daloa

MW = Test de Mann-Whitney au seuil de signification de 0,05

b5. Variation spatio-journalière de l'indice d'équitabilité

La variation de l'indice d'équitabilité observée, de jour comme de nuit, dans les différents sites d'échantillonnage du zooplancton est indiquée à la figure 78. Dans l'ensemble de ces sites, les peuplements de zooplancton ont été mieux équilibrés, avec des valeurs médianes comprises entre 0,9 et 0,93. Dans le ruisseau RUGO, l'indice d'équitabilité a varié de 0,43 à 0,96. Dans le lac LABU et le ruisseau RUMA, cet indice a oscillé respectivement entre 0,74 et 0,96 et entre 0,76 et 0,93. Dans les autres sites d'échantillonnage (ETOS, ETPA, ETPT, LABD, LACG, MARU et RUBC), l'indice d'équitabilité a varié entre 0,83 et 0,96. Cependant, aucune différence significative n'a été notée entre ces différents sites d'échantillonnage (Test de Kruskal-Wallis, $p > 0,05$; Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

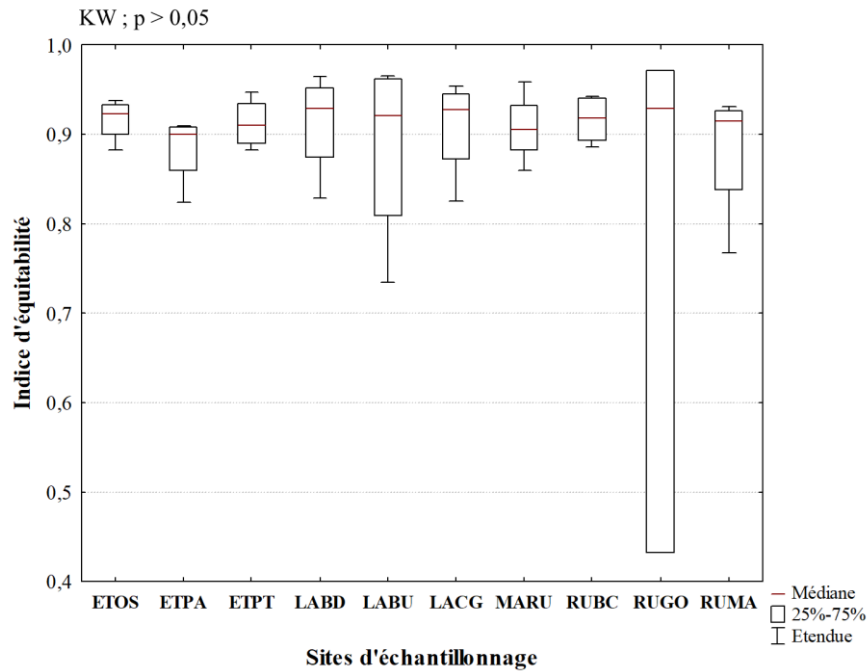


Figure 78 : Variation spatiale de l'indice d'équité dans les différents sites d'échantillonnage à Daloa de jour comme de nuit

ETOS = Etang piscicole Silué ; **ETPA** = Etang piscicole Amidou ; **ETPT** = Etang piscicole Traoré ; **LABU** = Lac Bra Kanon 1 ; **LABD** = Lac Bra Kanon 2 ; **LACG** = Lac Gbédji ; **MARU** = Mare UJLoG ; **RUBC** = Ruisseau Belle Côte ; **RUGO** = Ruisseau Gbokora ; **RUMA** = Ruisseau Manioc. Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b, c...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-2-2-3. Influence des paramètres physico-chimiques sur la distribution des organismes zooplanctoniques

Les résultats de l'Analyse de Redondance (RDA), réalisée pour établir une relation entre les paramètres physico-chimiques (Température, pH, Oxygène dissous, Conductivité et Turbidité) et 20 taxons zooplanctoniques, proies préférées des poissons, ont décelé une représentativité très significative ($P\text{-value} = 0,027$) de tous les axes. Les deux premiers axes (F1 et F2) ont exprimé respectivement 90,27 % et 7,69 %, soit un total de 97,96 % de l'information. Ces deux axes (axe I et axe II) ont été positivement corrélés à l'oxygène dissous, à la conductivité, à la turbidité et au pH, mais négativement à la température. La projection des taxons zooplanctoniques sur les axes vectoriels des paramètres physico-chimiques ont indiqué une prolifération des taxons *Keratella cruciformis* et *Brachionus forficula* dans les eaux à pH élevé. Des résultats similaires ont été observés pour les taxons *Brachionus caudatus*, *Brachionus angularis* et *Brachionus falcatus* à des valeurs de conductivité et de turbidité élevées. Cependant, les taxons *Anuraeopsis fissa* et *Brachionus*

calyciflorus ont proliféré dans des conditions peu oxygénées. En revanche, les taxons *Platytias quadricornis*, *Brachionus rubens* et *Keratella tropica* ont peu proliféré dans les milieux aquatiques qui ont présenté des températures élevées (Figure 79).

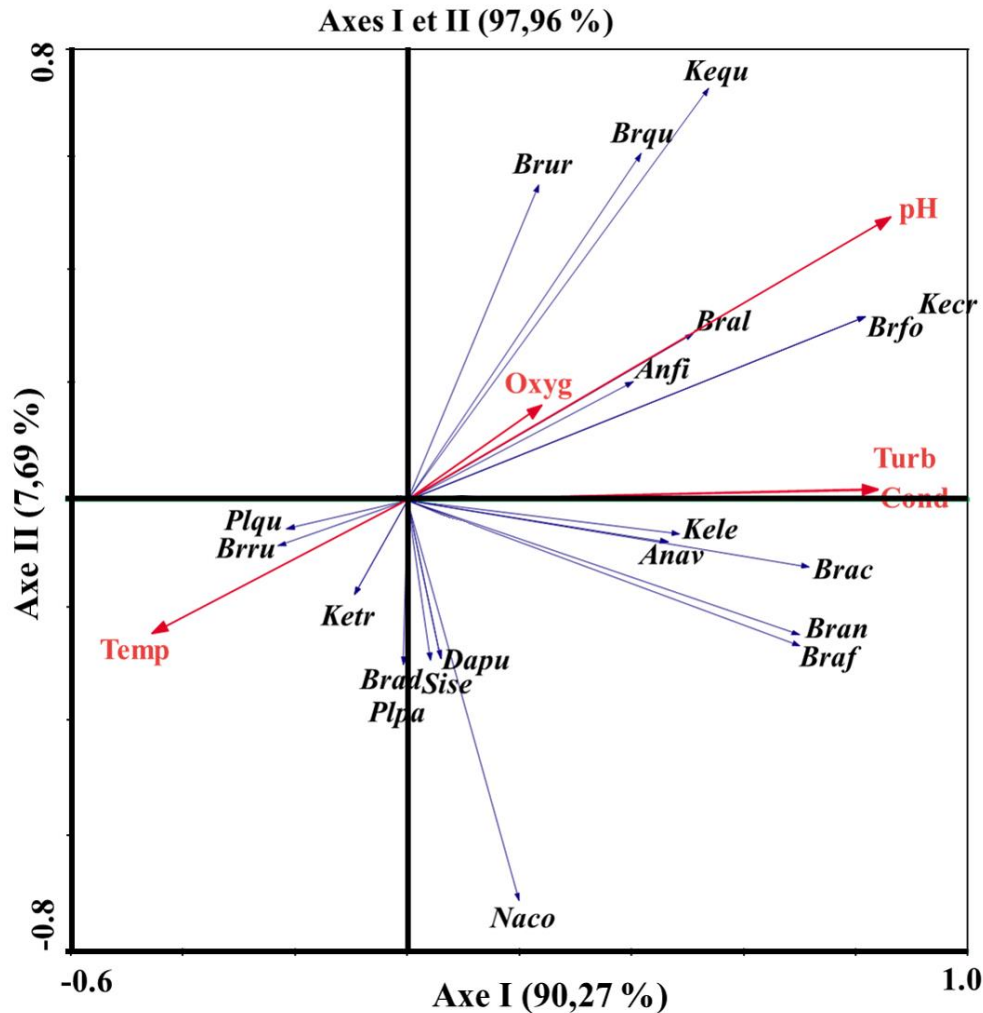


Figure 79 : Analyse de Redondance (RDA) des taxons zooplanctoniques prisés par les poissons récoltés dans les milieux aquatiques de Daloa et des paramètres physico-chimiques

Temp = Température, **Turb** = Turbidité, **Cond** = Conductivité, **Oxyg** = Oxygène dissous ; **Anfi** = *Anuraeopsis fissa* ; **Anav** = *Anuraeopsis navicula* ; **Bral** = *Brachionus calyciflorus* ; **Bran** = *Brachionus angularis* ; **Brac** = *Brachionus caudatus* ; **Brad** = *Brachionus dichotomus* ; **Brur** = *Brachionus urceolaris* ; **Braf** = *Brachionus falcatus* ; **Brqu** = *Brachionus quadridentatus* ; **Brfo** = *Brachionus forficula* ; **Brru** = *Brachionus rubens* ; **Kecr** = *Keratella cruciformis* ; **Kequ** = *Keratella quadrata* ; **Ketr** = *Keratella tropica* ; **Kele** = *Keratella lenzi* ; **Plpa** = *Platytias patulus* ; **Plqu** = *Platytias quadricornis* ; **Naco** = *Nauplius de Copepoda* ; **Dapu** = *Daphnia pulex* ; **Sise** = *Simocephalus serrulatus*

3-1-3. Organismes zooplanctoniques produits en milieux de culture

3-1-3-1. Paramètres environnementaux des milieux de production d'organismes zooplanctoniques

3-1-3-1-1. Paramètres mésologiques

Les paramètres mésologiques (la couleur, l'apparence de l'eau ou l'apparition de phénomène inhabituel) ont connu des variations tout au long de l'étude expérimentale, dans l'ensemble des milieux de culture. Au début de l'expérimentation, les milieux de culture ont présenté une eau limpide. Cependant, l'eau des milieux TEMOIN (milieux non fertilisés) et celle des milieux BOV (milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf) étaient claire d'apparence. Les milieux FIC (milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz) et FOB (milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf) ont présenté plutôt une eau sombre (Figure 80). Après deux semaines de culture, une efflorescence algale est apparue, se traduisant par une coloration jaune verdâtre, à la surface de l'eau de l'ensemble des milieux de production de zooplancton (Figure 81). Mais à partir d'une semaine avant la fin de l'expérimentation, le tapis algal a partagé la surface de l'eau de l'ensemble des milieux de culture avec une sorte de mousse. Dans cet intervalle de temps, la couleur de l'eau des milieux de culture a viré au verdâtre (Figure 82).

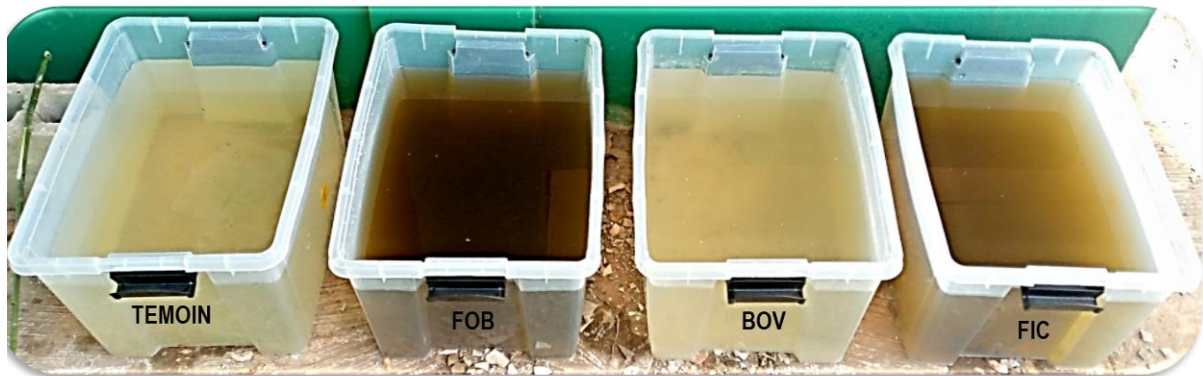


Figure 80 : Milieux de production du zooplancton au début de l'expérimentation

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf

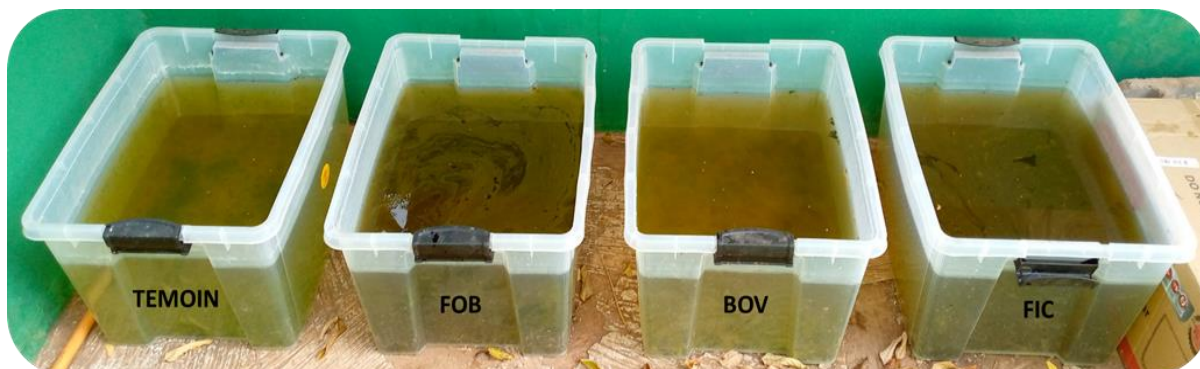


Figure 81 : Milieux de production du zooplancton après deux semaines de l'expérimentation

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf

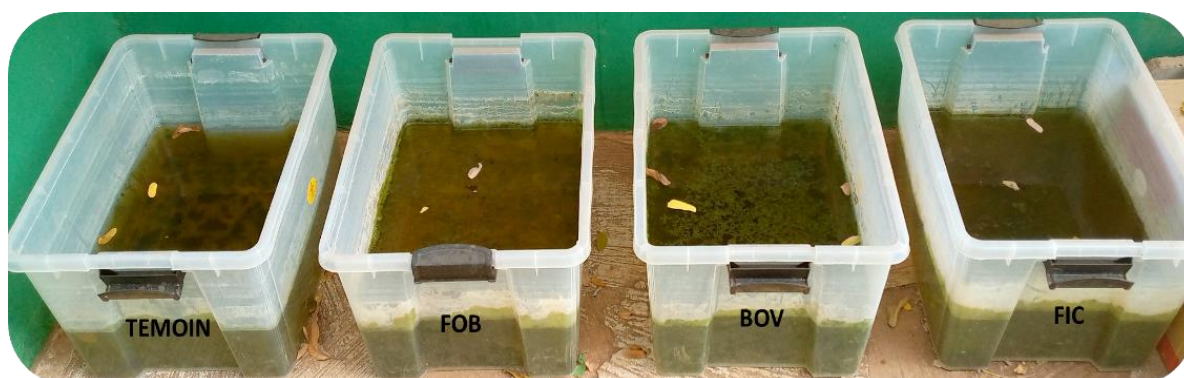


Figure 82 : Milieux de production du zooplancton à une semaine de la fin de l'expérimentation

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf

3-1-3-1-2. Paramètres physico-chimiques

a. Variation de la température

L'analyse de la variation de la température dans les différents milieux de production du zooplancton a révélé des valeurs élevées de température (médiane = 26,6 °C) dans les milieux non fertilisés (TEMOIN) et ceux fertilisés avec le mélange de bouse de bœuf et de fiente de poulet de chair (FOB) par rapport aux milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf (BOV) (médiane = 26,2 °C) et fertilisés avec de la fiente de poulet de chair (FIC) (médiane = 25,6 °C). La température a varié de 23,3 à 28 °C dans les milieux TEMOIN. Dans les milieux FOB, les valeurs de ce paramètre oscillent entre 23,5 à 27,7 °C. En ce qui concerne les milieux BOV, les valeurs minimale et maximale de la température ont été respectivement de

23,1 °C et de 27,2 °C. Dans les milieux FIC, les valeurs ont varié de 23,5 à 27,2 °C (Figure 83). Une différence significative entre les milieux de culture a été enregistrée (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative n'a été notée entre les milieux TEMOIN et FOB (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

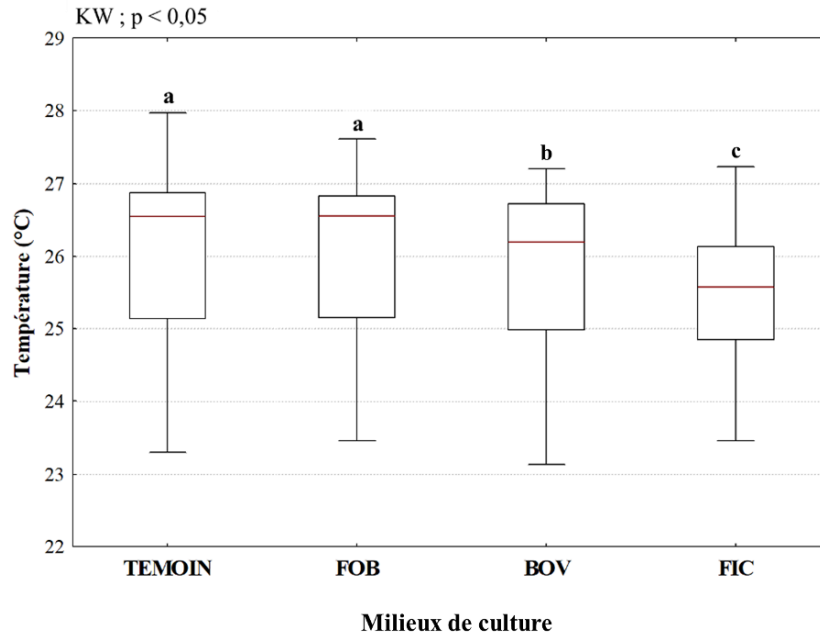


Figure 83 : Variation de la température dans les milieux de culture du zooplancton

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b ou c) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

b. Variation du pH

La variation du pH dans les milieux de culture du zooplancton est illustrée à la figure 84. L'eau des milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf (BOV) est relativement plus basique (médiane = 9,66) que celle des autres milieux de culture (médiane = 9,54). Le pH a varié de 9,34 à 9,76 dans les milieux non fertilisés (TEMOIN). Les valeurs du pH ont oscillé entre 8,64 et 10 dans les milieux fertilisés avec le mélange de bouse de bœuf et de fiente de poulet de chair (FOB). Dans les milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf (BOV), le pH a varié de 9,3 à 9,98. Dans les milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair (FIC), la plus petite valeur a été de 9 et la plus grande de 10,3. L'analyse statistique de la variation du pH a décelé une différence significative entre les milieux de culture (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Cependant, aucune différence significative entre les milieux TEMOIN, FOB et FIC n'a été observée (Test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

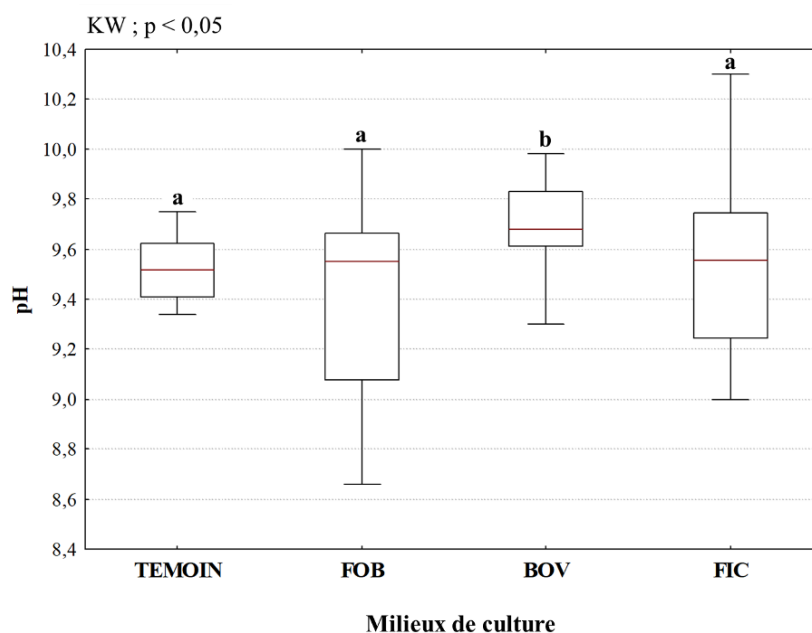


Figure 84 : Variation du pH dans les milieux de culture du zooplancton

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf.

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

c. Variation de la conductivité

La variation de la conductivité observée dans les différents milieux de culture du zooplancton a révélé une forte minéralisation de l'eau des milieux fertilisés avec le mélange de bouse de bœuf et de fiente de poulet de chair (FOB) (médiane = 262 $\mu\text{S} / \text{cm}$) et des milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair (FIC) (médiane = 244 $\mu\text{S} / \text{cm}$). Les eaux des milieux non fertilisés (TEMOIN) et des milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf (BOV) ont été relativement moins riches en minéraux, avec des valeurs médianes respectives de 188 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et de 206 $\mu\text{S} / \text{cm}$. Les valeurs de conductivité ont varié de 212 à 314 $\mu\text{S} / \text{cm}$ dans les milieux FOB, et de 223 à 306 $\mu\text{S} / \text{cm}$ dans les milieux FIC. Dans les milieux TEMOIN et BOV, les valeurs ont varié respectivement de 160 à 258 $\mu\text{S} / \text{cm}$ et de 158 à 290 $\mu\text{S} / \text{cm}$ (Figure 85). Les valeurs de conductivité ont présenté une différence significative d'un milieu de culture à un autre (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$).

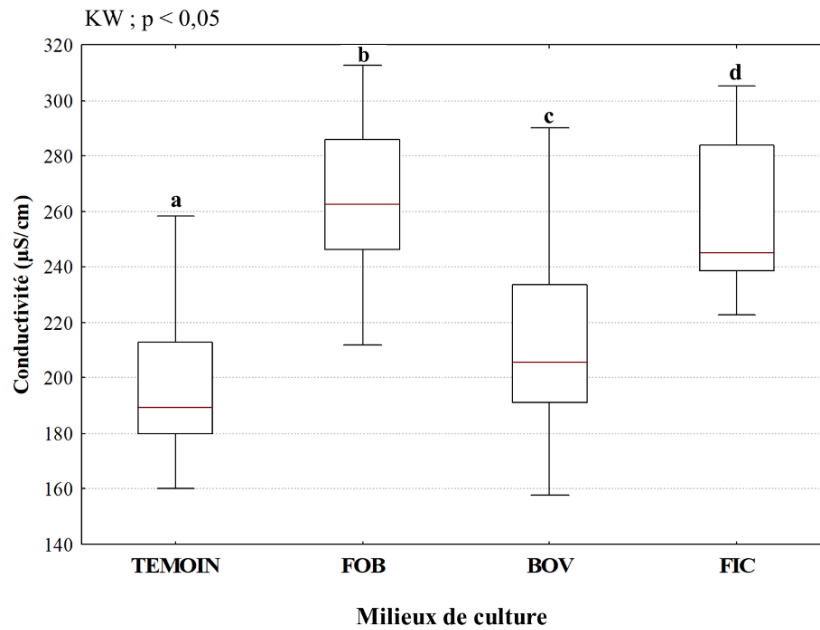


Figure 85 : Variation de la conductivité dans les milieux de culture du zooplancton

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf.

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b ...) ne diffèrent pas significativement (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05).

d. Variation de la turbidité

Les eaux des milieux fertilisés avec le mélange de bouse de bœuf et de fiente de poulet de chair (FOB) (médiane = 136 ppm) et des milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair (FIC) (médiane = 124 ppm) ont été beaucoup plus troubles. Les eaux des milieux non fertilisés (TEMOIN) et des milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf (BOV) ont été relativement moins troubles, avec des valeurs médianes respectives de 95 ppm et de 104 ppm. Les valeurs de turbidité ont oscillé entre 91 et 157 ppm dans les milieux FOB, et de 112 à 154 ppm dans les milieux FIC. Dans les milieux TEMOIN et BOV, la turbidité a varié respectivement de 80 à 129 ppm et de 78 à 145 ppm (Figure 86). Les valeurs de turbidité ont significativement été différentes d'un milieu de culture à un autre (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$).

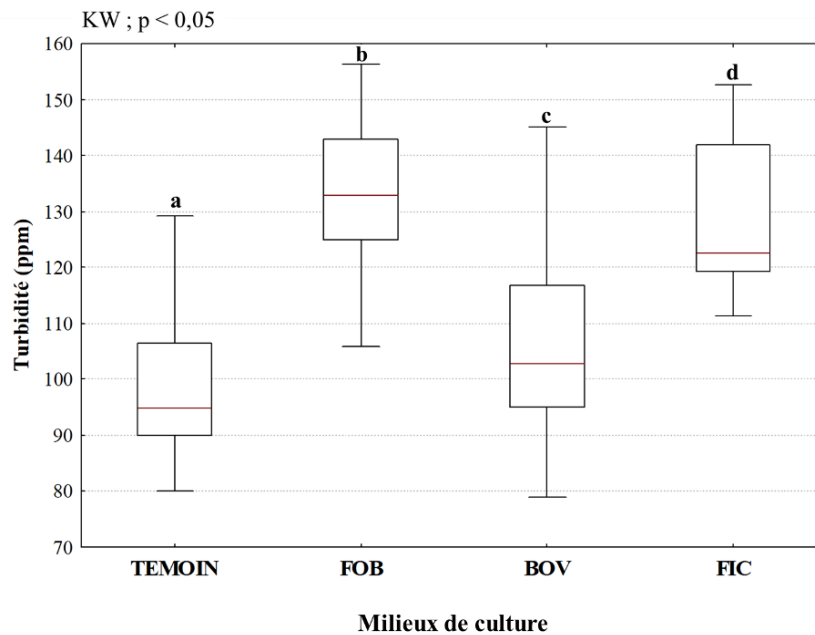


Figure 86 : Variation de la turbidité dans les milieux de culture du zooplancton

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf.

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b ...) ne diffèrent pas significativement (Test de Kruskal-Wallis (KW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-3-2. Densité des organismes zooplanctoniques produits en milieux de culture

3-1-3-2-1. Densité de l'ensemble des organismes zooplanctoniques

Les densités des organismes zooplanctoniques ont été plus élevées dans les milieux non fertilisés (TEMOIN) (212062 ind / l) et dans les fertilisés avec de la bouse de bœuf (BOV) (197515 ind / l). Les milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair (FIC) et fertilisés avec le mélange des fertilisants (FOB) ont été les moins productifs, avec des densités respectives de 67478 ind / l et 44716 ind / l (Figure 87). Une différence significative entre les quatre types de milieux de culture a été enregistrée ($P < 0,05$).

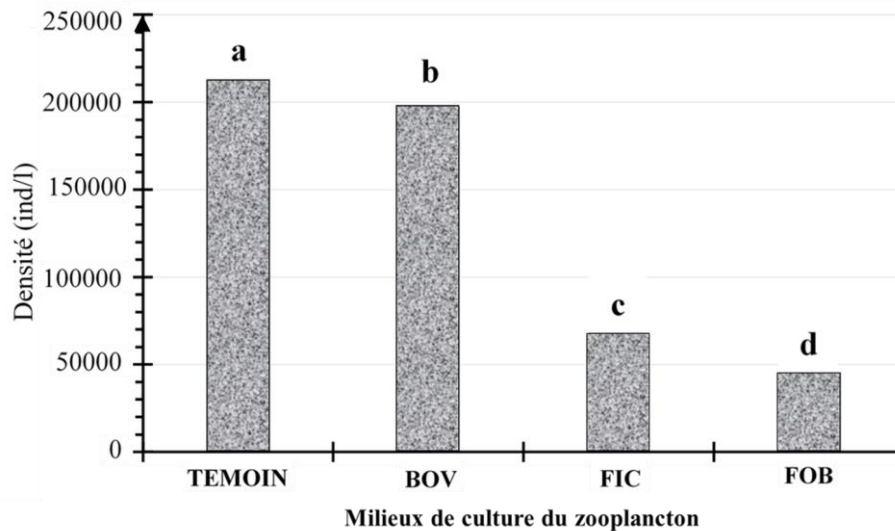


Figure 87 : Densités des organismes zooplanctoniques en milieux de culture

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf.

Les valeurs médianes affectées de la même lettre (a, b) ne diffèrent pas significativement (Test de Kruskal-Wallis (KW) au seuil de signification de 0,05).

3-1-3-2-2. Densité des groupes d'organismes zooplanctoniques

Dans tous les milieux de culture, les Rotifera ont été plus abondants que les autres groupes zooplanctoniques (Copepoda et Cladocera).

Dans les milieux TEMOIN (milieux non fertilisés) et BOV (milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf), les Rotifera et les Cladocera ont été les plus nombreux. Dans les milieux FIC (milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair) et FOB (milieux fertilisés avec le mélange des deux fertilisants), ce sont plutôt les Rotifera et les Copepoda qui ont été abondants.

Dans les milieux TEMOIN, la densité des Rotifera (113166 ind / l) a quasiment été le double de celle des Cladocera, la densité des Copepoda ayant été de 43858 ind / l. Dans les milieux BOV, par contre, la densité des Cladocera (63267 ind / l) a représenté les trois quarts de celle des Rotifera. La densité des Copepoda s'est élevée à 49172 ind / l. Concernant les milieux FIC, la densité des Rotifera a été de 26943 ind / l contre 24439 ind / l et 18268 ind / l respectivement pour les Copepoda et pour les Cladocera. Dans les milieux FOB, les densités des trois groupes d'organismes zooplanctoniques ont quasiment été identiques, avec des valeurs tournant autour de 16000 ind / l (Figure 88).

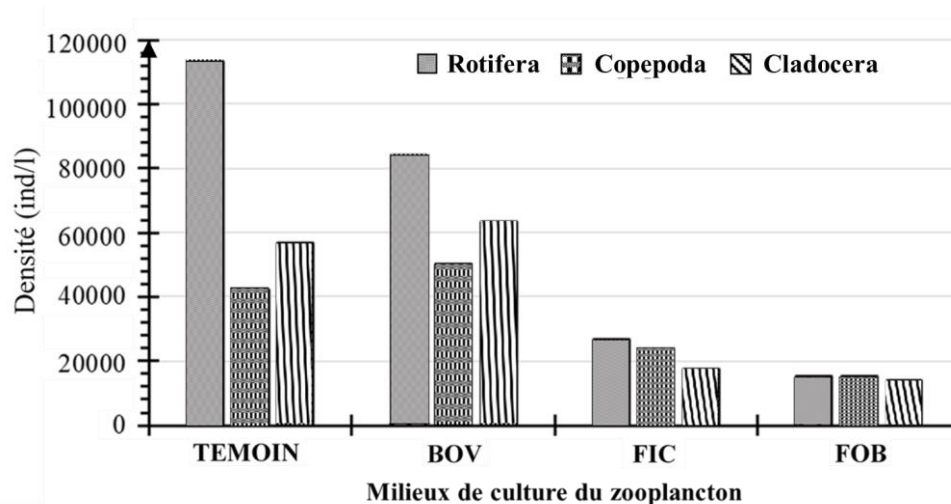


Figure 88 : Densités des différents groupes zooplanctoniques en milieux de culture

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf.

3-1-3-2-3. Evolution quotidienne de la densité de l'ensemble des organismes zooplanctoniques

Les densités des organismes zooplanctoniques ont évolué différemment dans les milieux de culture. Sept jours après l'ensemencement de chaque milieu de culture avec du zooplancton à la densité de 296 ind / l, la densité des organismes zooplanctoniques a augmenté dans chacun de ces milieux de culture. Dans les milieux BOV, la densité des organismes zooplanctoniques recueillis à la première récolte (1782 ind / l) a valu six fois la densité de l'ensemencement. Dans les autres milieux, ce premier rendement n'a même pas pu atteindre le triple de la densité de mise en charge (296 ind / l) dans les milieux FIC et FOB, et encore moins le double dans les milieux TEMOIN.

Après cette 1^{ère} récolte, une augmentation dans l'ensemble des milieux de culture a été observée, mais cette augmentation a été plus importante dans les milieux BOV et TEMOIN que dans les deux autres milieux.

Les densités des organismes zooplanctoniques des milieux TEMOIN et BOV ont continué à augmenter jusqu'à atteindre des pics respectifs de 8738 ind / l et de 7812 ind / l à la 7^{ème} récolte. Au-delà de la 7^{ème} récolte, les densités ont évolué en dents de scie (tantôt faibles, tantôt fortes) sur une période de 21 jours dans les milieux TEMOIN. Dans les milieux BOV, par contre, cette densité n'a chuté seulement que sur deux jours avant de se stabiliser autour de 6000 ind / l de la 9^{ème} à la 27^{ème} récolte. Après la 27^{ème} récolte, les densités des organismes

zooplanctoniques a continué à augmenter de plus belle, aussi bien dans les milieux BOV que dans les milieux TEMOIN, jusqu'à la fin de l'expérimentation (Figure 89).

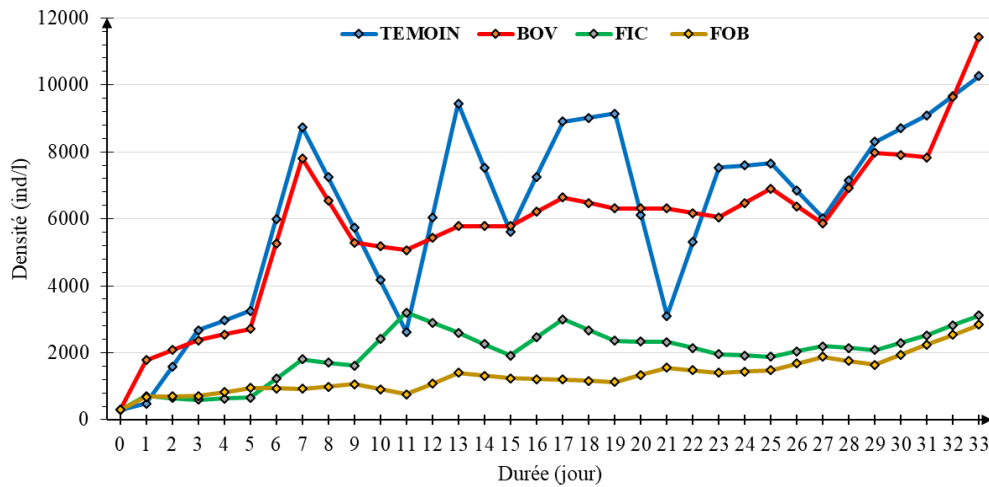


Figure 89 : Evolution quotidienne des densités des organismes zooplanctoniques en milieux de culture

TEMOIN = milieux non fertilisés ; **BOV** = milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf ; **FIC** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz ; **FOB** = milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de la bouse de bœuf.

0 = jour d'ajout du zooplancton ; **de 0 à 1 (une semaine)** = temps de prolifération du zooplancton ; **de 1 à 33** = jours de récolte du zooplancton

3-1-3-2-4. Evolution quotidienne des densités des différents groupes d'organismes zooplanctoniques dans les milieux de culture

Une évolution similaire des densités des groupes d'organismes zooplanctoniques a été observée dans les quatre types de milieux de culture. La densité de Cladocera, plus faible par rapport à la densité des Rotifera et des Copepoda pendant plusieurs jours, a augmenté vers la fin de l'expérimentation. Dans l'ensemble, la densité des Copepoda est restée longtemps plus faible par rapport à la densité des Rotifera dans les milieux de culture.

a. Milieux non fertilisés (TEMOIN)

Dans les milieux non fertilisés, la densité des Rotifera a augmenté rapidement pour atteindre 6760 ind / l au 7^{ème} jour de récolte (au bout de deux semaines après ensemencement, au jour 0). Une oscillation d'évolution de la densité de Rotifera a été enregistrée jusqu'à la 23^{ème} récolte, avec une valeur de 4720 ind / l. Mais après cette récolte, la densité de Rotifera a baissé progressivement jusqu'à atteindre 720 ind / l à la fin de l'expérimentation. Quant à la densité des Copepoda, une légère augmentation, passant de 68 ind / l, au jour de la mise en charge, à environ 1400 ind / l à la fin de l'expérimentation, a été notée. S'agissant de la

densité des Cladocera, elle est restée très faible, en deçà de 152 ind / l (leur densité de mise en charge), depuis la première récolte jusqu'à la 16^{ème} récolte. A partir de la 17^{ème} récolte, la densité des Cladocera a augmenté progressivement pour atteindre plus de 8000 ind / l à la fin de l'expérimentation (Figure 90).

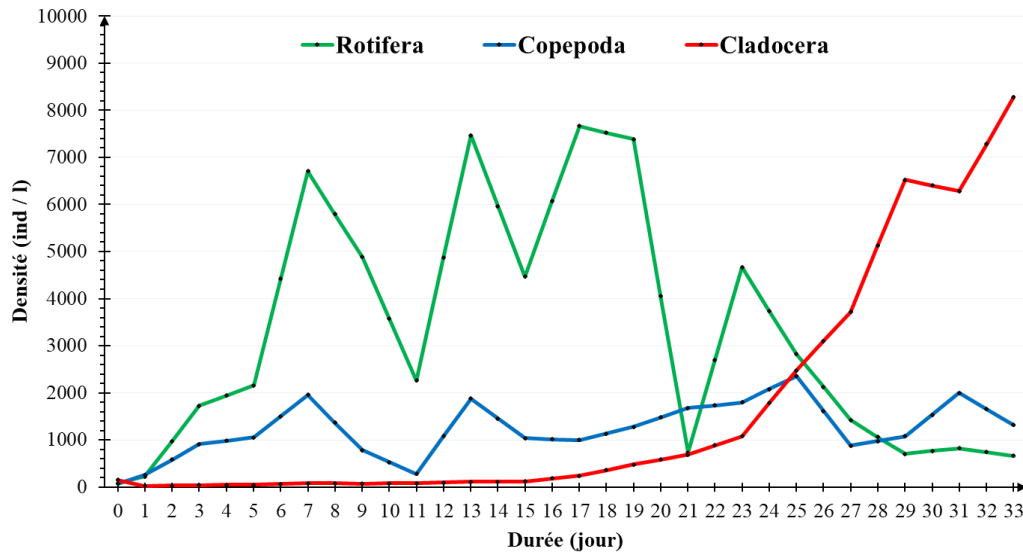


Figure 90 : Evolution des densités des différents organismes zooplanctoniques dans les milieux non fertilisés

0 = jour d'ajout du zooplancton ; de 0 à 1 (une semaine) = temps de prolifération du zooplancton ; de 1 à 33 = jours de récolte du zooplancton

b. Milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf (BOV)

La densité des Rotifera a augmenté rapidement pendant les sept premières récoltes, passant de 76 ind / l à 5875 ind / l. Après la 7^{ème} récolte, la densité de ce groupe zooplanctonique a chuté progressivement jusqu'à 400 ind / l à la 29^{ème} récolte avant d'augmenter légèrement et atteindre 1000 ind / l à la fin de l'expérimentation. S'agissant de la densité des Copepoda, une augmentation progressive jusqu'à la 25^{ème} récolte, passant de 68 ind / l à 2000 ind / l, a été constatée. Le rendement des milieux BOV a progressivement chuté, après la 29^{ème} récolte, jusqu'à 1000 ind / l environ à la fin de l'expérimentation. Concernant la densité des Cladocera, elle est restée quasiment constante autour de leur densité de mise en charge (152 ind / l) jusqu'à la 9^{ème} récolte. Mais à partir de la 10^{ème} récolte, la densité de ces organismes a progressivement augmenté pour atteindre plus de 9300 ind / l à la fin de l'expérimentation (Figure 91).

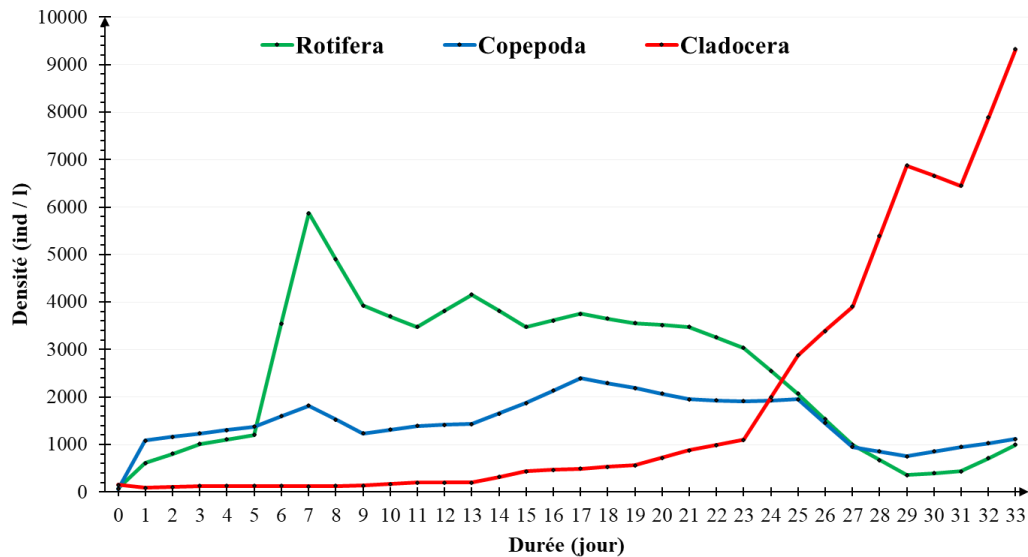


Figure 91 : Evolution des densités des différents organismes zooplanctoniques dans les milieux fertilisés avec de la bouse de bœuf

0 = jour d'ajout du zooplancton ; de 0 à 1 (une semaine) = temps de prolifération du zooplancton ; de 1 à 33 = jours de récolte du zooplancton

c. Milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair (FIC)

La densité des Rotifera a augmenté progressivement jusqu'à atteindre 1200 ind / l à la 7^{ème} récolte. Après cette récolte, la densité de ces animalcules a évolué irrégulièrement jusqu'à la 17^{ème} récolte avec une densité de 1680 ind / l. Cette densité a, par la suite, chuté progressivement jusqu'à 320 ind / l à la fin de l'expérimentation. Similairement à l'évolution de la densité des Rotifera, la densité des Copepoda a progressivement augmenté pour atteindre son maximum (1440 ind / l) à la 11^{ème} récolte, avant d'évoluer irrégulièrement jusqu'à la 21^{ème} récolte. Après cette récolte, le rendement en Copepoda des milieux FIC a chuté, jusqu'à la fin de l'expérimentation, à 640 ind / l. La densité des Cladocera est restée inférieure à la densité de mise en charge (152 ind / l) et presque constante jusqu'à la 12^{ème} récolte. A partir de la 13^{ème} récolte, la densité de ces microcrustacés a progressivement augmenté jusqu'à atteindre 2120 ind / l à la fin de l'expérimentation (Figure 92).

d. Milieux fertilisés avec le mélange de bouse de bœuf et de fiente de poulet de chair (FOB)

Dans les milieux FOB, la densité des Rotifera a irrégulièrement évolué jusqu'à la 13^{ème} récolte caractérisée par 880 ind / l. Cette densité a régulièrement diminué jusqu'à 440 ind / l à la fin de l'expérimentation. Pour ce qui est de la densité des Copepoda, la valeur a irrégulièrement évolué tout au de la culture, avec des pics de 538 ind / l, de 567 ind / l et de

641 ind / l observés respectivement aux 5^{ème}, 17^{ème} et 21^{ème} récoltes. S'agissant des Cladocera, la densité de ces organismes, qui est restée faible par rapport à la densité de mise en charge (152 ind / l), a évolué de façon constante autour de 100 ind / l jusqu'à la 19^{ème} récolte. Ce n'est qu'à partir de la 20^{ème} récolte qu'une augmentation progressive pour atteindre jusqu'à 1880 ind / l à la fin de l'expérimentation a été observée (Figure 93).

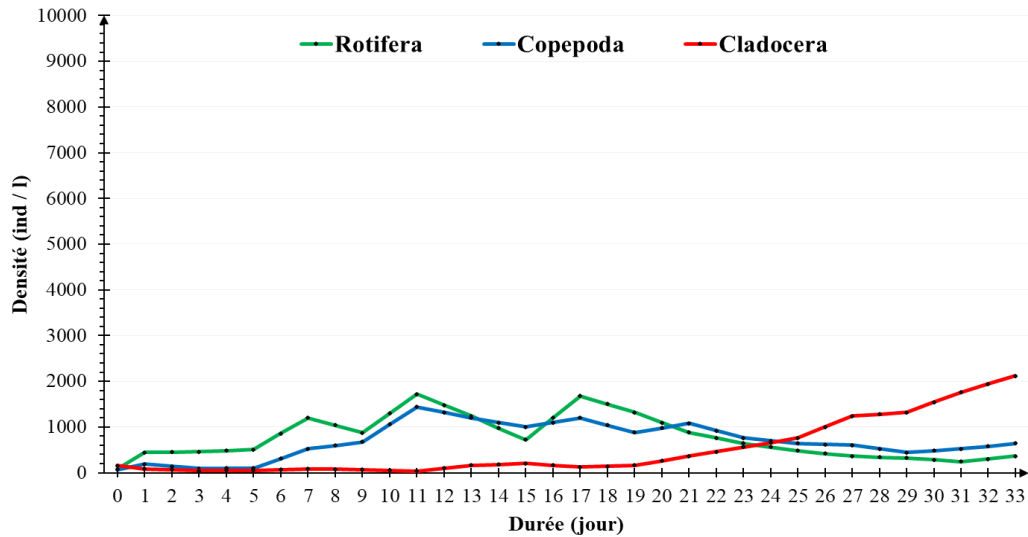


Figure 92 : Evolution des densités des différents organismes zooplanctoniques dans les milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair

0 = jour d'ajout du zooplancton ; de 0 à 1 (une semaine) = temps de prolifération du zooplancton ; de 1 à 33 = jours de récolte du zooplancton

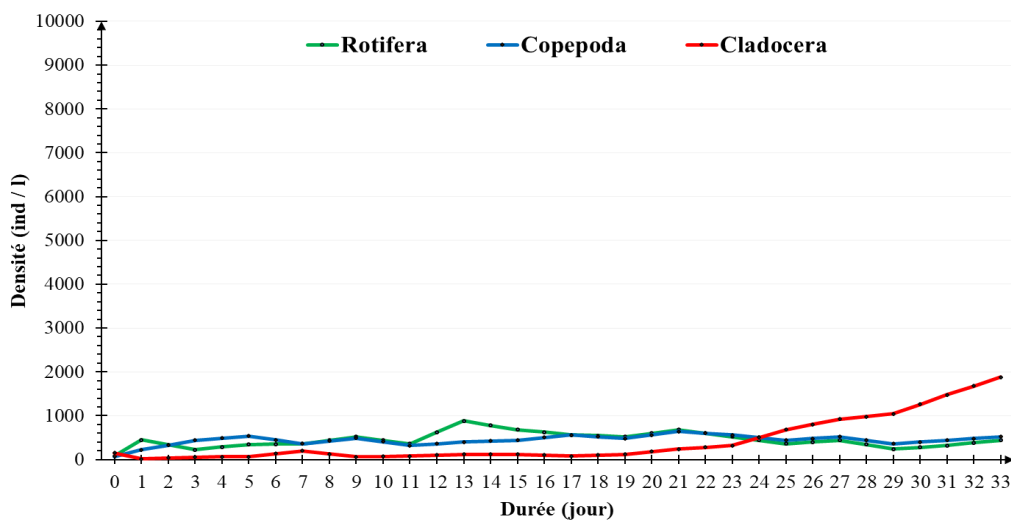


Figure 93 : Evolution des densités des différents organismes zooplanctoniques dans les milieux fertilisés avec le mélange de bouse de bœuf et fiente de poulet de chair

0 = jour d'ajout du zooplancton ; de 0 à 1 (une semaine) = temps de prolifération du zooplancton ; de 1 à 33 = jours de récolte du zooplancton

3-1-4. Impact de l'utilisation des proies zooplanctoniques sur la production d'*Oreochromis niloticus* en milieu d'élevage

3-1-4-1. Variations des paramètres physico-chimiques dans les milieux d'élevage

3-1-4-1-1. Variation de la température

L'analyse de la variation des valeurs de la température mesurées dans les milieux de culture des poissons, durant l'expérimentation a montré que les eaux des trois types de milieux d'élevage sont relativement chaudes, avec des valeurs médianes de 26 °C (pour le milieu FRU), 26,3 °C (pour le milieu ZFR) et 26,5 °C (pour le milieu ZOE). Dans l'ensemble des milieux de culture, la température a varié de 24,2 °C à 28,8 °C. Le milieu FRU (milieu de culture des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz) a été caractérisé par des valeurs allant de 24,2 à 28,1°C. En ce qui concerne le milieu ZFR (milieu de culture des poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant), la plus petite valeur de température relevée est de 24,7°C et la plus grande valeur de 28,4°C. Le milieu de culture ZOE (milieu de culture des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant) a été marqué par des valeurs de température allant de 24,3 à 28,8 °C (Figure 94).

Aucune différence significative entre la température dans ces milieux de culture n'a été constatée (test de Kruskal-Wallis, $p > 0,05$).

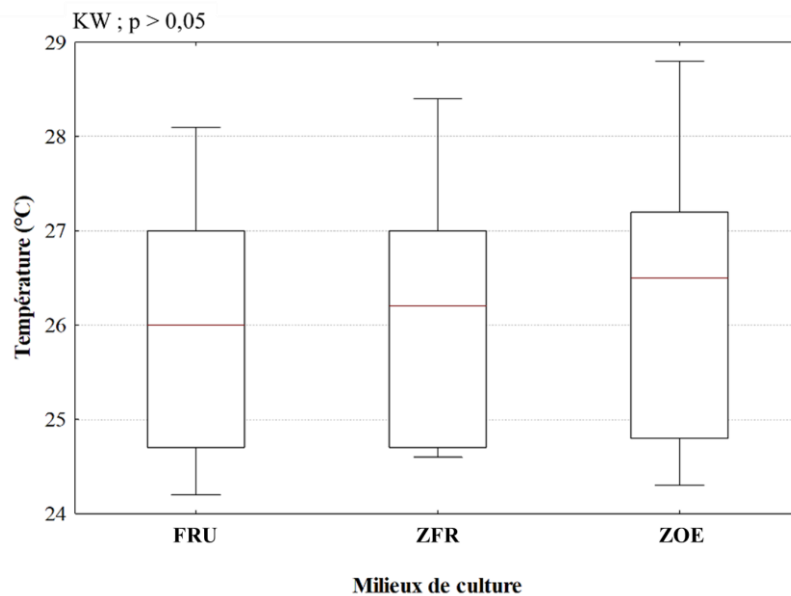


Figure 94 : Variation de la température en milieux de culture des poissons

FRU = Milieux de culture des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz ; **ZFR** = Milieux de culture des poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant ; **ZOE** = Milieux de culture des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant.

KW = test de Kruskal-Wallis au seuil de signification de 0,05

3-1-4-1-2. Variation du pH

La variation des valeurs de pH relevées dans les différents milieux de culture durant l'expérimentation est présentée à la figure 95. L'eau du milieu FRU (milieu de culture des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz) a été légèrement acide (médiane = 6,85). L'eau du milieu ZFR (milieu de culture des poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant) a été neutre (médiane = 7). Dans le milieu ZOE (milieu de culture des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant), l'eau a été plutôt légèrement basique (médiane = 7,5).

Pour l'ensemble de ces milieux de culture, les valeurs de pH ont varié de 6,6 à 8,3. Dans le milieu FRU, la plus petite valeur de pH enregistrée a été de 6,6 et la plus grande valeur de 7,5. Concernant le milieu ZFR, le pH a varié de 6,7 à 8. Dans le milieu de culture ZOE, les valeurs minimale et maximale de ce paramètre abiotique ont été respectivement de 6,7 et de 8,3.

Les variations de pH sont pratiquement similaires dans tous les milieux de culture (test de Kruskal-Wallis, $p > 0,05$).

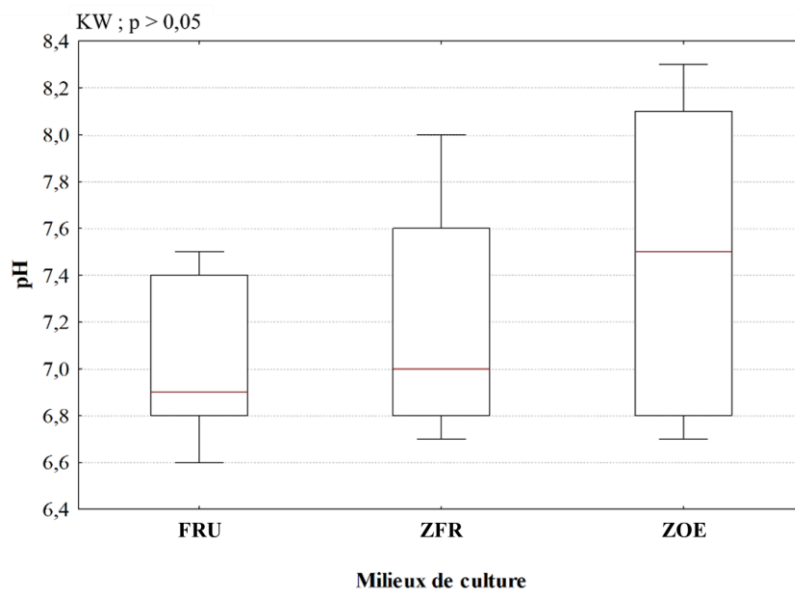


Figure 95 : Variation du pH en milieux de culture des poissons

FRU = Milieux de culture des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz ; **ZFR** = Milieux de culture des poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant ; **ZOE** = Milieux de culture des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant.

KW = test de Kruskal-Wallis au seuil de signification de 0,05

3-1-4-2. Evolution de la taille et du poids des poissons

3-1-4-2-1. Evolution de la taille

La taille totale (longueur totale) des différents lots de poissons a évolué selon les traitements trophiques subis durant les 10 semaines d'expérimentation. Au bout de la première semaine

de la mise en charge des milieux de culture, les poissons des trois lots de traitement alimentaire avaient quasiment la même taille, passant de $1,7 \pm 0,1$ cm à $2,2 \pm 0,1$ cm. Après cette première semaine de nourrissage, la taille des poissons des milieux FRU et ZFR a augmenté par rapport à la taille des poissons du milieu ZOE. Mais au-delà de la troisième semaine d'élevage, les poissons ayant eu droit à une ration alimentaire composée de farine basse de riz et de zooplancton vivant (poissons du milieu ZFR) ont présenté une croissance beaucoup plus rapide en longueur. Pendant que les poissons ayant subi ce traitement trophique atteignaient $6,8 \pm 0,1$ cm à la fin de l'expérimentation, les poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz et ceux nourris essentiellement avec du zooplancton vivant mesuraient respectivement $5,8 \pm 0,1$ cm et $5,5 \pm 0,1$ cm (Figure 96). La croissance en longueur des poissons du milieu ZFR a été significativement différente de celle des deux autres lots de poissons (tests de Kruskal Wallis, $p < 0,05$ et de Mann-Whitney $p < 0,05$).

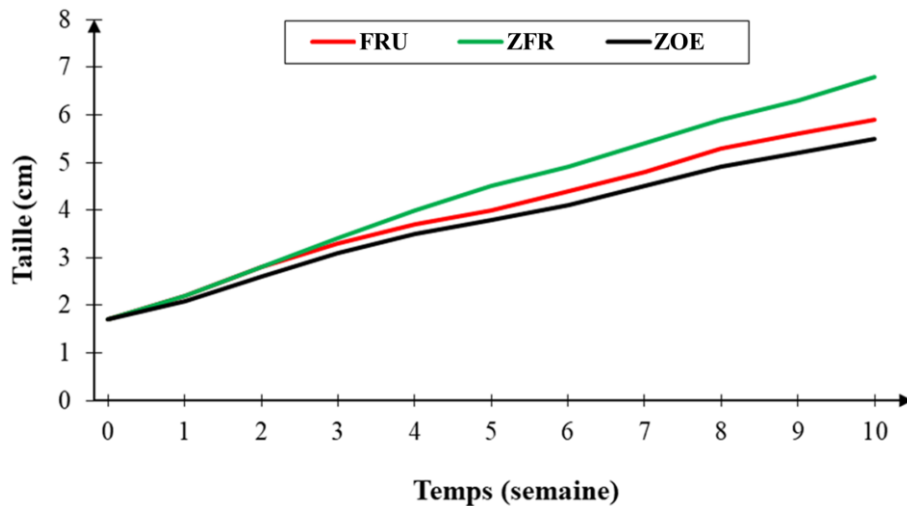


Figure 96 : Evolution de la taille des poissons en milieux de culture

FRU = Milieux de culture des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz ; **ZFR** = Milieux de culture des poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant ; **ZOE** = Milieux de culture des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant.

3-1-4-2-2. Evolution du poids

Tout comme la taille, le poids des poissons soumis aux différents traitements alimentaires varie selon la nature des aliments qui leur sont distribués. Au cours des deux premières semaines de l'expérimentation, tous les poissons avaient presque le même poids, passant de $0,03 \pm 0,01$ g à $0,12 \pm 0,03$ g, quel que soit le traitement alimentaire. A partir de la deuxième semaine de culture, les poissons nourris avec du zooplancton vivant et de la farine basse de riz (poissons du milieu ZFR) se sont démarqué des deux autres lots de poissons, par leur gain de

poids rapide. Cette croissance pondérale des poissons du milieu ZFR devenait de plus en plus importante au fil du temps. Le poids moyen des poissons du milieu ZFR est passé de $0,12 \pm 0,03$ g à $2,66 \pm 0,01$ g à la fin de l'expérimentation. Pendant ce temps, les poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz (poissons du milieu FRU) et ceux nourris essentiellement avec du zooplancton vivant (poissons du milieu ZOE) ont présenté quasiment les mêmes gains en poids. A l'issue de la cinquième semaine de culture, les poissons du milieu FRU se sont considérablement démarqués de ceux du milieu ZOE, par un gain de poids plus rapide jusqu'à la fin de l'étude avec $2,46 \pm 0,02$ g, pendant que les poissons du milieu ZOE affichaient $1,93 \pm 0,03$ g (Figure 97). Malgré la valeur élevée du poids des poissons du milieu ZFR sur les poissons du milieu FRU, aucune différence significative n'a été constatée entre ces deux lots de poissons quant à leur croissance pondérale. Cependant, cette croissance pondérale de ces derniers diffère significativement de la croissance pondérale des poissons du milieu ZOE (tests de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$ et de Mann-Whitney $p > 0,05$).

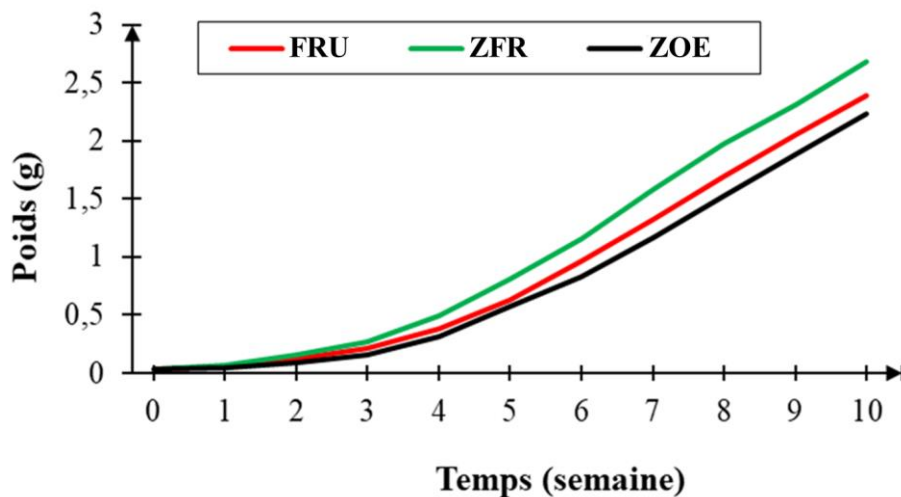


Figure 97 : Evolution du poids des poissons en milieux de culture

FRU = Milieux de culture des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz ; **ZFR** = Milieux de culture des poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant ; **ZOE** = Milieux de culture des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant.

3-1-4-2-3. Relation entre la taille et le poids des poissons

Les relations entre la taille et le poids des poissons soumis aux différents traitements alimentaires dans les milieux FRU, ZFR et ZOE sont illustrées respectivement aux figures 98, 99 et 100, par des courbes de régression entre les deux paramètres de croissance. Suivant le coefficient de corrélation obtenu pour chacun des lots de poissons élevés, une forte corrélation entre la taille et le poids des poissons quel que soit le traitement alimentaire apporté ($R^2 = 0,967$ pour les poissons du milieu FRU, $R^2 = 0,977$ pour ceux du milieu ZFR et $R^2 = 0,961$

pour ceux du milieu ZOE) a été notée. Bien qu'aucune différence significative de corrélation n'ait été constatée entre la taille et le poids des poissons (test de Kruskal-Wallis, $p > 0,05$), la corrélation entre ces deux paramètres de croissance a été encore meilleure chez les poissons ayant été nourris avec du zooplancton vivant et de la farine basse de riz (poissons du milieu ZFR).

Par ailleurs, le poids de l'ensemble des poissons soumis aux différents traitements trophiques, dans la présente étude expérimentale, a augmenté plus vite que la taille de ces poissons au cours de leur croissance (coefficient allométrique $b > 3$). Ce mode de croissance est moins marqué chez les poissons du milieu ZFR (coefficient allométrique $b = 3,396$) que chez les poissons du milieu FRU ($b = 3,81$) et du milieu ZOE ($b = 3,86$) (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$).

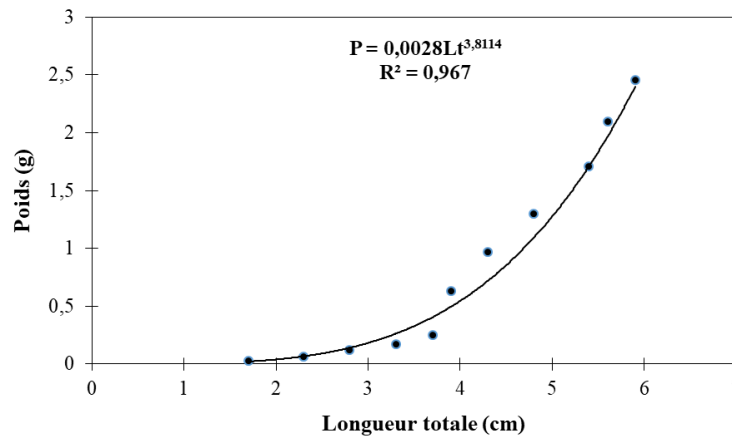


Figure 98 : Courbe de régression entre le poids et la longueur totale des poissons du milieu FRU

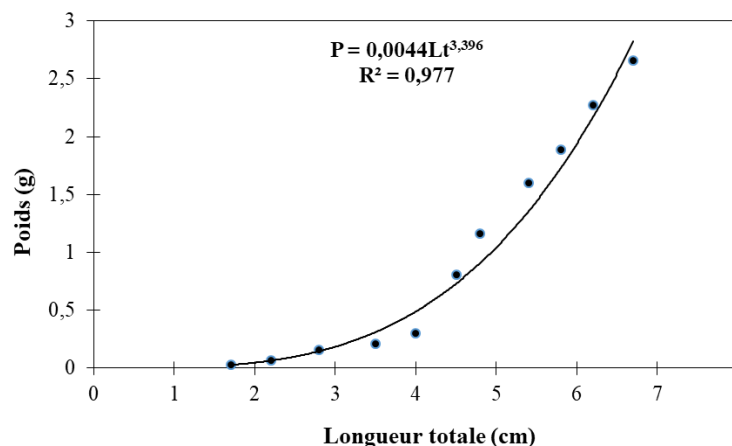


Figure 99 : Courbe de régression entre le poids et la longueur totale des poissons du milieu ZFR

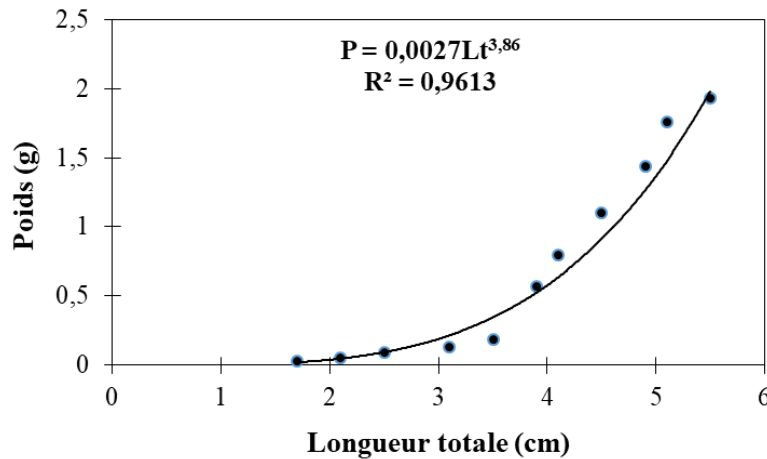


Figure 100 : Courbe de régression entre le poids et la longueur totale des poissons du milieu ZOE

3-1-4-3. Variations des paramètres zootechniques

Les variations des valeurs des différents paramètres zootechniques, à savoir le taux de survie, le gain de poids absolu, le gain de poids quotidien et le taux de croissance spécifique sont présentés dans le tableau VIII.

3-1-4-3-1. Taux de survie des poissons

Durant cette expérimentation, les poissons du milieu ZOE, nourris essentiellement avec du zooplancton vivant, ont présenté les meilleurs taux de survie ($97,5 \pm 0,005$ %). Ces résultats ont été suivis des taux des poissons du milieu ZFR ($95,25 \pm 0,0025$ %). Les plus faibles taux de survie ($87,25 \pm 0,0025$ %) ont été observés chez les poissons du milieu FRU. Les analyses statistiques ont révélé une différence significative entre les taux de survie des poissons nourris aussi avec du zooplancton et le taux de survie des poissons qui n'avaient pas accès à cet aliment vivant (tests de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$ et de Mann-Whitney, $p < 0,05$).

3-1-4-3-2. Gains de poids absolu et quotidien

Les poissons soumis aux différents traitements alimentaires ont, tous, pris du poids. Chez les poissons du milieu ZFR, cette prise de poids a été plus importante ($2,63 \pm 0,01$ g), avec un gain de poids quotidien de $0,037 \pm 0,00$ g. Ils ont été suivis des poissons n'ayant eu droit qu'à la farine basse de riz (poissons du milieu FRU). Le poids absolu de ces derniers a été de $2,43 \pm 0,02$ g. Chaque jour, ces poissons du milieu FRU gagnaient $0,034 \pm 0,00$ g. Les poissons du milieu ZOE ont été caractérisés par une faible prise de poids ($1,9 \pm 0,03$ g) par rapport aux autres poissons, avec un gain de poids quotidien de $0,027 \pm 0,00$ g, pendant cette étude. Bien que les gains de poids des poissons du milieu ZFR aient été supérieurs à ceux des poissons du

milieu FRU, aucune différence significative entre ces gains de poids de ces deux lots de poissons n'a été observée. Cependant, entre ces deux lots de poissons et les poissons du milieu ZOE, la différence de gains de poids a été significative (tests de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$ et de Mann-Whitney $p > 0,05$).

3-1-4-3-3. Taux de croissance spécifique

Les poissons du milieu ZFR ont présenté le taux de croissance spécifique le plus élevé ($6,39 \pm 0,007 \% / j$), suivis des poissons du milieu FRU ($6,27 \pm 0,012 \% / j$), puis par ceux dont la ration alimentaire était essentiellement composée de zooplancton vivant (poissons du milieu ZOE) ($5,92 \pm 0,022 \% / j$). Une différence significative entre les taux de croissance spécifique des poissons des différents milieux de culture a été constatée (test de Kruskal-Wallis, $p < 0,05$). Mais, les taux de croissance spécifique des poissons des milieux FRU et ZFR ont été statistiquement identiques (test de Mann-Whitney, $p > 0,05$).

Tableau VIII : Variation des paramètres zootechniques durant l'expérimentation

Paramètres zootechniques	Milieux de culture des poissons		
	FRU	ZFR	ZOE
Effectif initial	400	400	400
Effectif final	349 ± 1	381 ± 3	390 ± 5
Taux de survie (%)	$87,25 \pm 0,0025^a$	$95,25 \pm 0,0025^b$	$97,5 \pm 0,005^b$
Poids moyen initial (g)	$0,03 \pm 0,01$	$0,03 \pm 0,01$	$0,03 \pm 0,01$
Poids moyen final (g)	$2,46 \pm 0,02^a$	$2,66 \pm 0,01^a$	$1,93 \pm 0,03^b$
Gain de poids absolu (g)	$2,43 \pm 0,02^a$	$2,63 \pm 0,01^a$	$1,9 \pm 0,03^b$
Gain de poids quotidien (g / j)	$0,034 \pm 0,00^a$	$0,037 \pm 0,00^a$	$0,027 \pm 0,00^b$
Taux de croissance spécifique (% / j)	$6,27 \pm 0,012^a$	$6,39 \pm 0,007^a$	$5,92 \pm 0,022^b$

FRU = Milieux de culture des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz ; **ZFR** = Milieux de culture des poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant ; **ZOE** = Milieux de culture des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant. Les lettres a, b et c traduisent une différence significative entre les nombres qui les portent (Tests de Kruskal-Wallis (KW) et de Mann-Whitney (MW) au seuil de signification de 0,05). Lorsque les valeurs portent la même lettre, cela signifie qu'elles ne sont pas significativement différentes.

3-1-4-4. Volet économique de la production des poissons

Les dépenses effectuées lors de la production aquacole du Tilapia du Nil durant la présente étude expérimentale, ainsi que les gains après vente des poissons sont présentés dans le tableau IX.

3-1-4-4-1. Coût de la fourniture d'eau de forage des milieux d'élevage

Le coût de la fourniture d'eau de forage a varié d'un milieu d'élevage à un autre. Ce coût était fonction du nombre de fois que l'eau a été renouvelée dans le milieu. Ainsi, ce coût de

fourniture d'eau de forage a été plus élevé dans le milieu FRU (milieu de production des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz) (5500 FCFA) ayant 11 fois été alimentée en eau. Ce coût a diminué de 4000 FCFA au niveau du milieu ZFR (milieu de production des poissons nourris avec du zooplancton vivant et de la farine basse de riz) lorsque la mise en eau a été faite huit fois. C'est dans le milieu ZOE (milieu de production des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant), avec une mise en eau effectuée six fois, que le coût de renouvellement de l'eau a été plus faible (3000 FCFA).

3-1-4-4-2. Coût des aliments distribués

Le coût des aliments utilisés pour nourrir les poissons dans la présente expérimentation s'est résumé au coût de la quantité de farine basse de riz distribuée, le zooplancton ayant été produit sans dépenser de l'argent. Le coût de ce sous-produit agricole a varié en fonction de la quantité utilisée lors de la production des poissons. Ce coût est plus important dans la production des poissons du milieu FRU (3 FCFA). Il est moins élevé dans la production des poissons du milieu ZFR (2 FCFA), et encore moins dans celle des poissons du milieu ZOE (0,33 FCFA).

3-1-4-4-3. Gain après vente des alevins produits

Les poissons issus des différents traitements alimentaires ayant eu, tous, un poids marchant d'alevins, à la fin de l'expérimentation, ont été vendus au même prix, à 50 FCFA chacun. La variation du gain après leur vente, ici, a été fonction de la taille des dépenses effectuées et du nombre d'alevins obtenus en fin d'étude. Ce gain a été d'autant plus élevé que les dépenses faites dans la production de ces alevins ont été moindres et le nombre d'alevins produit élevé. Ainsi, les poissons du milieu ZOE, nourris essentiellement avec du zooplancton vivant, ont présenté le meilleur gain (6500 FCFA), suivis des poissons du milieu ZFR, nourris avec du zooplancton vivant et de la farine basse de riz, avec un gain de 5048 FCFA. Les poissons n'ayant eu droit uniquement qu'à la farine basse de riz comme aliment (poissons du milieu FRU) ont été les moins productifs sur le plan économique (1947 FCFA).

Tableau IX : Dépenses et gains liés à la production de poissons soumis à différents traitements alimentaires

		DESIGNATIONS					Gains (FCFA)
		Mise en eau	Larves élevées	Farine basse de riz	Zooplancton vivant	Alevins produits	
FRU	Coût unitaire (FCFA)	500	25	4000 / sac de 120 kg		50	1947
	Quantité	11	400	90 g		349	
	Coût total (FCFA)	5500	10 000	3		17450	
ZFR	Coût unitaire (FCFA)	500	25	4000 / sac de 120 kg	0	50	5048
	Quantité	8	400	60 g	0,305 g	381	
	Coût total (FCFA)	4000	10 000	2	0	19050	
ZOE	Coût unitaire (FCFA)	500	25	4000 / sac de 120 kg	0	50	6500
	Quantité	6	400	10 g	0,537 g	390	
	Coût total (FCFA)	3000	10 000	0,33	0	19500	

FRU = Milieux de culture des poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz ; **ZFR** = Milieux de culture des poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant ; **ZOE** = Milieux de culture des poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant.

3-2. DISCUSSION

L'analyse des échantillons d'eau prélevés dans les lacs, étangs piscicoles, mare et ruisseaux de la ville de Daloa a révélé la présence de 85 taxons d'organismes zooplanctoniques dans l'ensemble de ces milieux aquatiques. La variation saisonnière de la richesse taxonomique et de la densité a indiqué une richesse et une densité plus élevées en saison sèche qu'en saison des pluies, et ce dans tous les sites d'échantillonnage. Ces résultats seraient liés à la vie planctonique qui caractérise les organismes zooplanctoniques. En effet, ce compartiment de la biocénose aquatique ne peut s'opposer au courant qui se crée dans la masse d'eau avec l'augmentation de la quantité d'eau des milieux aquatiques en saison des pluies. Durant ce phénomène, ces animalcules ne peuvent proliférer (Ouattara *et al.*, 2007). Ces résultats sont en accord avec ceux de Monney *et al.* (2016) qui ont observé une richesse taxonomique et une densité de zooplancton plus élevées, dans quatre rivières côtières du Sud-Est de la Côte d'Ivoire, en période de décrue qu'en période de crue.

Les échantillons collectés dans les sites d'échantillonnage à Daloa ont été essentiellement composés de Rotifera, de Copepoda et de Cladocera. La présence remarquable de ces trois groupes d'organismes zooplanctoniques dans les milieux aquatiques de Daloa témoigne de leur forte reproductivité dans les milieux d'eau douce. Ces résultats concordent avec ceux de Lamoot (1976), d'Aka (1998), d'Ouattara *et al.* (2007) et de Monney *et al.* (2016) obtenus respectivement sur le lac de Kossou, dans les petites retenues d'eau du nord du pays et dans la Bia et l'Agnébi.

Cependant, une forte dominance des Rotifera sur les autres organismes zooplanctoniques a été constatée au cours de la période d'étude. Cette forte dominance des Rotifera dans les captures serait imputable à leur mode de reproduction (la parthénogenèse). En effet, la plupart des Rotifera (Bdelloida et Monogononta) n'ont pas besoin de partenaires sexuels pour se reproduire. Ce fait expliquerait l'abondance de ces deux classes de Rotifera dans la plupart des milieux dulçaquicoles (Wallace & Snell, 2010). Ces organismes, qui utilisent la parthénogenèse comme moyen de reproduction, se reproduisent de façon clonale, et le processus de reproduction est sans interruption, quelles que soient les conditions environnementales. Quand les conditions environnementales sont favorables, les femelles amictiques produisent des œufs (non fécondés) qui donneront des femelles identiques à leur mère (Flot *et al.*, 2013). Aussi, quand les conditions environnementales sont défavorables, les œufs non fécondés donnent des femelles mictiques qui vont produire des œufs haploïdes non fécondés qui donneront, à leur tour, des mâles haploïdes qui vont fertiliser, avec leur sperme,

d'autres œufs haploïdes pour former des œufs diploïdes. Ces œufs vont résister aux faibles températures, et quand les conditions environnementales redeviennent favorables, ils donneront des femelles amictiques (Kalff, 2002 ; Wallace & Snell, 2010). Par ailleurs, les Rotifera sont capables de proliférer dans des milieux eutrophes comme c'est le cas de la plupart des milieux aquatiques de la zone urbaine de Daloa, exposés à toutes sortes de pollution. Selon Djéné (2020), les hydrosystèmes urbains de Daloa souffrent d'une mauvaise qualité écologique. Les résultats relatifs à la forte dominance des Rotifera dans les échantillons collectés dans les milieux aquatiques dans la présente étude sont similaires aux résultats des travaux menés en Côte d'Ivoire par Aka (1998), Ouattara *et al.* (2007), Ahizi (2010) et Monney *et al.* (2016). La parthénogenèse, mode de reproduction utilisée par les Rotifera, est également observable chez les Cladocera qui ont cependant été les moins nombreux des organismes zooplanctoniques collectés dans les milieux aquatiques visités dans la ville de Daloa. Cet état de fait serait dû à l'exigence de ces organismes zooplanctoniques en aliment en quantité suffisante et surtout de bonne qualité nutritionnelle dans leur habitat. En effet, la densité de ces petits crustacés diminue considérablement lorsque la quantité de certaines algues de qualité nutritionnelle excellente est faible (Laine & Perga, 2015). Ces animaux constituent par ailleurs des proies de choix pour les poissons et pour beaucoup d'invertébrés dont les Copepoda (Vogel, 2014).

Les organismes zooplanctoniques sont apparus plus abondants dans les étangs piscicoles et les lacs (les milieux d'eau lenticque) que dans les ruisseaux (les milieux lotiques). Cette grande abondance du zooplancton dans ces eaux lenticques serait liée à leur incapacité à s'opposer aux courants qui se développent dans la masse d'eau (Balvay, 2009 ; Aka-Koffi *et al.*, 2010 ; Monney *et al.*, 2016) et à la disponibilité alimentaire occasionnée par les activités tout autour des sites d'échantillonnage. Parmi les milieux lenticques, les étangs piscicoles ont été plus colonisés par ces microinvertébrés avec une dominance dans l'étang piscicole ETPA caractérisé par rapport aux autres par l'apport de fertilisants (constitués de fiente de volaille) qu'il reçoit couramment. L'obtention de grandes populations de zooplancton dans les étangs fertilisés serait due à la mise à disposition de matières nutritives générées par les fertilisants en décomposition. Selon Seyer (2002), ces matières ainsi obtenues augmentent le développement du phytoplancton qui, à son tour, stimule la production zooplanctonique. Les travaux d'Abou *et al.* (2010), confirmant ceux de Seyer (2002), ont précisé la stimulation, par des fertilisants, du développement des Rotifera et des Cladocera. Ces résultats d'abondance du zooplancton dans l'étang piscicole ETPA, fertilisé, sont semblables à ceux des travaux

menés par Agadjihouede *et al.* (2010), Akodogbo *et al.* (2014), Elègbe *et al.* (2016), Elègbe *et al.* (2017), Amian *et al.* (2018) et Anougbo *et al.* (2020) dans des étangs piscicoles fertilisés avec des aliments inorganiques et/ou organiques.

Bien que la richesse taxonomique ait été la même dans les échantillons de jour et de nuit, la densité, quant à elle, a été plus importante le jour que la nuit. L'importante densité des organismes zooplanctoniques dans les collectes de jour serait due au fait que la plupart de ces organismes, étant herbivores, remontent en surface au cours de la journée pour brouter le phytoplancton. Cependant, d'autres organismes zooplanctoniques comme les individus des Nauplii de Copepoda et du Cladocera *Alona* sp. ont été planctoniques que benthiques la nuit. Ce résultat serait dû à la fuite de ces organismes, proies prisées par les plus jeunes stades de poissons (Balvay, 2009), face à la prédation des poissons le jour pour ne remonter à la surface de l'eau que la nuit, lorsque les poissons descendent pour se reposer (McQueen *et al.*, 1986). Malheureusement, la prédation ne serait pas le seul facteur de distribution des organismes zooplanctoniques dans les milieux aquatiques de Daloa. Certains Rotifera comme *Kellicottia cochlearis*, *Brachionus caudatus*, *Brachionus angularis* et *Brachionus falcatus* ne proliferaient mieux que si les valeurs de turbidité et de conductivité de leur milieu aquatique étaient élevées. D'autres taxons comme *Simocephalus vetulus*, *Keratella cruciformis* et *Brachionus forficula* exigeraient des eaux dont les valeurs de pH sont élevées pour devenir abondants. Cependant, *Anuraeopsis fissa* et *Brachionus calyciflorus* n'auraient besoin que de peu d'oxygène dissous dans l'eau pour proliférer. La prolifération d'autres taxons serait plutôt conditionnée par la température de leur biotope. Ainsi, les taxons tels que *Platyias quadricornis*, *Brachionus rubens*, *Keratella tropica* et *Keratella valga* ne pourraient pas abonder dans les milieux aquatiques qui présentent de fortes valeurs de température.

La culture plurispécifique de ces organismes zooplanctoniques dans différents milieux, en laboratoire, a montré une performance des milieux non fertilisés (TEMOIN) et ceux fertilisés avec de la bouse de bœuf (BOV) dans la production d'organismes zooplanctoniques. Les milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz (FIC) et ceux fertilisés avec le mélange de fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de bouse de bœuf (FOB) ont été donc les moins productifs. L'obtention des performances de production d'organismes zooplanctoniques dans les milieux TEMOIN et BOV serait liée à l'état physico-chimique des milieux de production. En effet, l'eau des milieux TEMOIN et BOV était moins troubles que celle des milieux FIC et FOB. Cette faible turbidité de l'eau des milieux TEMOIN et BOV aurait occasionné une bonne prolifération du phytoplancton (suite à une

bonne pénétration de la lumière du soleil dans la colonne d'eau) qui, en plus de constituer des ressources nutritives pour les organismes zooplanctoniques, enrichissait ces milieux de production en oxygène. En outre, les milieux FIC et FOB contiennent des balles de riz dont les processus de solubilisation dans l'eau libèrent de l'acide silicique. Cet acide confère à l'eau une certaine opacité empêchant alors la lumière du soleil de pénétrer suffisamment dans la colonne d'eau (Lassus, 1993). Ces résultats, relatifs à la forte production des milieux TEMOIN et BOV, diffèrent de ceux d'Agadjihouédé *et al.* (2010) qui ont trouvé les meilleures densités d'organismes zooplanctoniques avec les milieux fertilisés avec de la fiente de volaille. Il en est de même pour Akodogbo *et al.* (2014) qui ont obtenu les plus fortes densités d'organismes zooplanctoniques dans les milieux fertilisés avec des déjections de porc que dans les milieux non fertilisés. Ces différences ainsi observées seraient liées à l'environnement physique et à la chimie des milieux de culture. Dans la présente expérimentation, l'eau des milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de ceux fertilisés avec le mélange de fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz et de bouse de bœuf était sombre d'apparence. Cet état physique de l'eau, provoqué (probablement) par la présence de balles de riz dans l'eau, y aurait empêché la production optimale du zooplancton (Onyema & Ojo, 2008). En effet, la reproduction des organismes zooplanctoniques est fortement influencée par l'intensité lumineuse. Ces organismes exigent une eau bien éclairée pour mieux se reproduire (Onyema & Ojo, 2008). L'opacité ou la turbidité de l'eau dans ces milieux FIC et FOB aurait empêché son réchauffement ; ce qui aurait rendu l'eau assez froide, inappropriée pour la reproduction optimale du zooplancton. Or selon Herzig (1987), les organismes zooplanctoniques ne se reproduisent considérablement que dans les milieux d'eau chaude. En effet, les réactions de minéralisation sont accélérées dans l'eau chaude (eau qui bénéficie d'une bonne intensité de la lumière du soleil), ce qui va impacter positivement la production primaire (le phytoplancton) et indirectement la production secondaire (le zooplancton) (González *et al.*, 2004).

Que ce soit dans les milieux de culture les plus performants ou dans les milieux les moins performants, les organismes zooplanctoniques produits ont été dominés par les Rotifera dans tous les milieux de culture. Cette dominance des Rotifera sur les autres groupes de zooplancton serait liée à leur alimentation. En effet, les Rotifera se nourrissent des bactéries, du phytoplancton et de la matière organique particulaire (aussi des déchets particuliers des autres micro-organismes) présents dans l'eau, ces sources de nourriture favorisant activement leur prolifération. Ces résultats relatifs à la dominance des Rotifera sur les Copepoda et sur les

Cladocera, dans la présente étude, concordent avec ceux d'Ei-Ebiary (1998), de Francis *et al.* (2003) et de Kyewalyanga *et al.* (2004) dont les travaux ont mis en évidence la présence de plus de 60 % de Rotifera dans l'abondance totale de zooplancton dans les milieux étudiés.

La densité des Rotifera n'est pas restée toujours élevée que celle des autres organismes zooplanctoniques dans la présente expérimentation. Dans chacun des milieux de culture, la densité des Rotifera a chuté de façon drastique après quatre semaines de culture. Et cette chute de la densité de ces organismes coïncidait avec la forte augmentation de la densité des Cladocera qui, pendant trois semaines, était presque négligeable devant la densité des Rotifera et inférieure à celle des Copepoda. Cette situation serait due à la disponibilité de ressources nutritives. Ces résultats sont différents de ceux d'Akodogbo *et al.* (2014) qui, ayantensemencé leurs milieux avec les Rotifera, les Copepoda et les Cladocera aux densités respectives de 13 ind / l, 28 ind/l et 11 ind / l, ont noté une chute plus importante des Cladocera par rapport aux Rotifera et aux Copepoda vers la fin de leur expérimentation, aussi bien dans les milieux témoins que dans les milieux fertilisés. Cette différence de résultats pourrait se résumer en de la disponibilité des ressources nutritives et de la prédation. Les Copepoda, essentiellement prédateurs, s'attaquent aux proies selon la taille et la valeur nutritive des aliments à prélever dans le milieu (Adrian & Schneider-Olt, 1999). Or, selon Haberman (1998), les Cladocera sont prisés par leurs prédateurs dont les Copepoda, en tant qu'aliment riche en protéines et acides gras. Au moment de l'ensemencement des milieux en zooplancton, les Cladocera étaient les plus nombreux (152 ind / l contre 76 ind / l pour les Rotifera et 52 ind / l pour les Copepoda). La chute de la densité des Cladocera après l'ensemencement serait donc due à la pression de prédation des Copepoda. Cette prédation ciblée des Copepoda sur les Cladocera provoque une réduction de la compétition trophique entre ces Cladocera et les Rotifera, tous les deux étant des filtreurs, suspensivores, se nourrissant essentiellement d'algues (Amoros, 1984). Ce phénomène devient alors une aubaine pour les Rotifera qui, se trouvant désormais en présence d'une provision largement suffisante, se reproduisent activement. La densité des Rotifera était devenue trop importante en milieux de culture, suggérant leur non ingestion par les Copepoda. En réalité, les Copepoda, pour la plupart prédateurs, consomment incessamment les Rotifera et les jeunes crustacés en l'occurrence les Cladocera capturés dans leur habitat (Camus & Zeng, 2009). Mais, cette provision largement suffisante ne pourra pas garantir la vie à 100 % à ces organismes au-delà de quatre semaines dans les milieux de culture. En effet, chez les Rotifera, la durée de vie se situe entre trois et six semaines (Clément, 2009). La densité des Rotifera

ayant fortement chuté suite à la mort de plusieurs d'entre eux, les Cladocera deviennent dorénavant les maîtres des ressources nutritives. Ces organismes consomment donc avec aisance le phytoplancton et se reproduisent activement dans les milieux. Les Copepoda, ne pouvant plus avoir le contrôle sur ces Cladocera, devenus trop nombreux, se seraient attaqués aux Rotifera rescapés, induisant ainsi la baisse de la densité de ces animalcules vers la fin de l'expérimentation.

Mais avant la fin de cette expérimentation, les densités des Rotifera et des Copepoda sont restées longtemps (pendant près de trois semaines après leur ensemencement) relativement maximales et presque constantes dans les différents milieux de culture. Ce constat a été également fait pour les Cladocera dont la densité est restée constante bien que très faible durant un peu plus de trois semaines de culture. L'obtention de ces résultats serait liée au mode de récolte du zooplancton. En effet, les récoltes ont été faites quotidiennement tout en renouvelant 10 litres d'eau des milieux de culture par son équivalent en une nouvelle eau tous les quatre ou cinq jours. Selon Saint-Jean & Bonou (1994), cette technique de récolte permet de maintenir les densités des organismes ainsi maximales dans les milieux pendant plusieurs jours. Ces résultats sont similaires aux travaux de Hirata (1980) et d'Arimoro (2005) qui ont noté une densité maximale et stable des organismes zooplanctoniques pendant plus de 30 jours malgré les périodes de récolte quotidienne.

Les organismes zooplanctoniques produits ont servi d'aliments vivants aux larves d'*Oreochromis niloticus*, élevées dans trois types de milieux. La température de l'eau des milieux d'élevage des poissons a oscillé entre 24,2 °C et 28,8 °C durant l'expérimentation. Cette plage de valeurs se situe dans l'intervalle de température idéale (14 et 33°C) pour l'élevage du poisson *Oreochromis niloticus* (CTA, 2017). Ces conditions de température permettent au tilapia du Nil de bien s'alimenter (Chervinski, 1982). Dans les mêmes milieux d'élevage, le pH a varié entre 6,6 et 8,3 pendant toute la durée de l'expérimentation. Ces valeurs de pH s'intègrent bien dans l'intervalle de pH requis pour le développement d'*Oreochromis niloticus*. En effet, selon Popma & Masser (1999), cette espèce de poisson se développe mieux dans les eaux à plages de pH compris entre 6 et 9. Ainsi, il apparaît évident que les conditions de température et de pH dans les milieux d'élevage, dans la présente étude, ne pouvaient constituer un facteur limitant à la survie des poissons. Par conséquent, cette survie des poissons dans les milieux d'élevage serait conditionnée essentiellement par la qualité et la quantité d'aliments distribués à ces poissons (Azaza, 2004). Au plan quantitatif, les poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz (poissons des milieux ZFR) ont

bénéficié d'aliments en quantité, cependant avec un constat de grande mortalité de ceux-ci au cours de l'expérimentation. Cette situation serait liée donc à la qualité nutritionnelle de ce produit agricole. En effet, selon Toily (2009), cet aliment, de très faible digestibilité, provoquerait des anomalies morphologiques dans le système digestif des larves de poissons qui en consomment. Et ces anomalies pourraient réduire la capacité des larves à absorber, digérer et assimiler efficacement les nutriments, provoquant ainsi la mort de ces petits poissons. Par contre, chez les poissons ayant eu droit à des repas incluant des proies zooplanctoniques, le taux de survie a été très élevé, variant entre $95,25 \pm 0,0025$ % (apport du zooplancton et de la farine basse de riz chaque jour) et $97,5 \pm 0,005$ % (apport essentiellement du zooplancton). Ces taux de survie larvaire sont similaires aux taux obtenus par Guerrin (1988) avec la carpe *Cyprinus carpio* (70 à 99 %), par Shiri *et al.* (2003) lors de la culture des larves de *Lota lota*, nourries avec du zooplancton et par Arimoro (2005) qui a obtenu des taux de survie élevés lors de la larviculture du poisson-chat africain *Clarias anguillaris*, nourri avec des organismes zooplanctoniques. Il ressort de ces études que les larves du tilapia du Nil auraient les mêmes besoins alimentaires que les larves d'autres espèces de poissons. En effet, toute larve de poisson est essentiellement carnivore, et exige la présence de proies de taille microscopique pour sa survie (Ali, 2008).

Les proies zooplanctoniques garantissent une meilleure survie aux larves d'*Oreochromis niloticus*, toutefois elles sont inefficaces quand il s'agit d'assurer à ces poissons une croissance considérable. Ainsi, au cours de leur vie dans les différents milieux d'élevage, les poissons nourris essentiellement avec ces organismes microscopiques (poissons des milieux ZOE) ont été caractérisés par une faible croissance, avec un gain de poids quotidien faible, bien qu'ils recevaient des proies zooplanctoniques en abondance ($86389,8 \pm 16248$, soit $216 \pm 40,62$ proies zooplanctoniques par poisson) chaque jour de nourrissage. Cette quantité de proies zooplanctoniques apportée quotidiennement aux poissons est même largement supérieure à la quantité recommandée par Girin (1975) (163 proies zooplanctoniques par larve de poisson par jour). Cette faible croissance des poissons ainsi nourris serait liée à la période sur laquelle les larves de poissons devraient être nourries avec du zooplancton. Selon cet auteur, cette période de nourrissage s'étend sur une durée de 30 jours dès le premier jour de vie de la larve. Selon le même auteur, cet aliment vivant répond au mieux aux besoins nutritionnels pouvant assurer une bonne croissance aux larves de poissons durant leurs 30 premiers jours d'existence. Pourtant, dans la présente étude expérimentale, les poissons, déjà âgés de 21 jours, ont été nourris avec du zooplancton vivant pendant les 70 jours de

l'expérimentation. Ainsi, au-delà de 30 jours de vie, ces poissons auraient besoin d'autres aliments pour bien se développer. Dans la présente étude expérimentale, une croissance similaire des poissons des milieux ZOE, FRU et ZFR (milieux des poissons nourris quotidiennement avec du zooplancton vivant et de la farine basse de riz) a été constatée durant la première semaine de l'expérimentation. Au-delà de cette semaine, soit après 30 jours de vie environ, la croissance en taille et en poids des larves de poissons des milieux ZOE a évolué de façon modérée par rapport aux poissons des milieux FRU et ZFR qui croissaient en longueur et en poids. Ces constats ont indiqué l'utilité des proies zooplanctoniques dans la survie des larves de poissons que dans leur croissance. Cependant, quand ces micro-organismes sont quotidiennement additionnés à la farine basse de riz, ils assurent aux larves de poissons une bonne croissance au cours de leur vie. Cette croissance est même meilleure que celle observée chez les larves nourries uniquement avec de la farine basse de riz. En effet, selon Toily (2009), les proies zooplanctoniques combleraient le déficit de protéines de la farine basse de riz, jouant ainsi le rôle de complément alimentaire. Ainsi, l'ajout quotidien d'une petite quantité de proies zooplanctoniques à une petite quantité de farine basse de riz favoriserait un développement harmonieux des poissons nourris (Toily, 2009).

L'apport de ce complément alimentaire en pisciculture a été d'une importance capitale dans la production d'*Oreochromis niloticus*, en ce qui concerne le taux de croissance spécifique. En effet, la prise de poids des larves des milieux ZFR a été importante par rapport à celle des poissons des milieux ZOE et FRU. Ce taux de croissance spécifique est resté ainsi meilleur chez les poissons des milieux ZFR jusqu'à l'âge d'alevin. Arimoro (2005) avait aussi obtenu des taux de croissance spécifique élevés chez *Clarias anguillaris*, nourri avec des proies zooplanctoniques. Ces organismes microscopiques seraient des acteurs de croissance optimale des larves de poissons. En effet, les proies zooplanctoniques, en l'occurrence les Rotifera, les Copepoda et les Cladocera, améliorent les performances de croissance des larves de plusieurs espèces de poissons (Villegas *et al.*, 1990 ; Ottera, 1993 ; Reitan *et al.*, 1993 ; Lim & Wong, 1997 ; Castell *et al.*, 2003). De plus les effets de la consommation des proies zooplanctoniques par les larves de poissons se répercutent sur ces dernières après un certain temps de leur stade larvaire. En réalité, les organismes zooplanctoniques constituent une banque d'acides gras polyinsaturés, de phospholipides, des acides aminés essentiels, de protéines et de vitamines dont la vitamine B (Sorgeloos *et al.*, 1980 ; Awaïss & Kestemont, 1997). L'ingestion de ces micro-organismes par ces petits poissons favorise donc une bonne croissance du stade larvaire aux stades juvéniles ou adultes (Wurtz-Arlet, 1980).

Inclure du zooplancton vivant dans l'élevage d'*Oreochromis niloticus* est par ailleurs salubre pour les producteurs de ce poisson, d'autant plus que le goulot d'étranglement dans la pisciculture est l'alimentation des poissons qui comptabilise, à elle seule, plus de 60 % du coût de la production piscicole (Zié *et al.*, 2022). En effet, l'apport quotidien de repas zooplanctoniques aux poissons contribuerait à réduire considérablement la quantité de farine basse ou même d'aliments industriels à acheter. En d'autres termes, le pisciculteur qui inclut les proies zooplanctoniques dans le nourrissage de ses poissons dépenserait très peu dans l'alimentation de ces derniers. Ce qui serait même une source d'encouragement et de motivation pour ces nombreux pisciculteurs convertis en planteurs, de revenir à leur passion, la pisciculture. En réalité, la pisciculture a été abandonnée par plusieurs passionnés de cette activité agricole, à Daloa, à cause du coût jugé très élevé des aliments industriels. Cependant, lorsque les pisciculteurs, qui ont voulu continuer la pisciculture, avaient recours à la farine basse de riz, ils remarquaient que le rendement obtenu avec ce sous-produit agricole était vraiment alarmant (Toily, 2009). Mais avec l'utilisation du zooplancton comme aliment vivant pour les poissons, les poids marchands des poissons produits sont remarquables et des bénéfices considérables sont générés pour très peu de dépenses.

CONCLUSION

Cette étude, réalisée à Daloa, a eu pour objectif général de contribuer à l'amélioration de la production piscicole en Côte d'Ivoire à travers l'utilisation d'organismes zooplanctoniques comme aliment vivant dans la production du tilapia du Nil. L'inventaire des organismes zooplanctoniques dans les milieux aquatiques à Daloa a permis de recenser 85 taxons. Ces taxons, répartis entre cinq groupes (Cladocera Copepoda, Ostracoda, Rhizopoda et Rotifera) et 26 familles, ont été plus représentés dans l'étang piscicole ETPA avec 35 taxons et le ruisseau RUMA avec 32 taxons. Les Rotifera ont été les plus riches en taxons dans les milieux aquatiques visités (52 taxons). Les taxons des Rotifera ont été diversifiés dans les familles des Brachionidae (18 taxons) et des Lecanidae (huit taxons). La richesse taxonomique a été, dans l'ensemble, élevée dans les plans d'eau, surtout dans les étangs piscicoles, par rapport aux cours d'eau. Cette richesse a été, par ailleurs, importante pendant la saison sèche (71 taxons) par rapport à la saison des pluies (44 taxons). Cependant, aucune variation nycthémérale de la richesse taxonomique n'a été constatée. Aussi bien que la richesse taxonomique, la densité des taxons zooplanctoniques a été élevée, en général, dans les plans d'eau par rapport aux cours d'eau. Cette densité a été importante en saison sèche (4201,11 ind / l) qu'en saison des pluies (1305,55 ind / l), comme pendant le jour (3081,11 ind / l) que pendant la nuit (2415,55 ind / l). Cependant, les individus appartenant à certains taxons ont été abondants dans les échantillons de nuit que de jour. Il s'agit des individus des Nauplii de Copepoda et des individus du Cladocera *Alona* sp. qui seraient des proies de choix des poissons. Quel que soit le moment journalier ou la période saisonnière de leur échantillonnage, les organismes zooplanctoniques ont été bien diversifiés dans les étangs piscicoles (ETOS, ETPA, ETPT) dans lesquels ces organismes bénéficient d'une eau relativement chaude et mieux oxygénée, propice à leur développement. Cependant, c'est dans les lacs LABU et LACG et le ruisseau RUBC que ces micro-organismes ont été équilibrés. Le lac LABU et l'étang piscicole ETPT ont été, tous les deux, similaires à l'étang piscicole ETPA eu égard aux différents organismes zooplanctoniques produits. La production d'organismes zooplanctoniques a été aussi possible en laboratoire, dans des milieux fertilisés ou non, à condition de connaître leurs exigences écologiques. Dans la présente étude, les milieux non fertilisés (milieu TEMOIN) et ceux fertilisés avec de la bouse de bœuf (milieu BOV) ont produit de fortes densités de zooplancton. Les milieux fertilisés avec de la fiente de poulet de chair mêlée aux balles de riz (milieu FIC), et ceux fertilisés avec le mélange du substrat des milieux FIC et de la bouse de bœuf (substrat des milieux BOV) ont été moins propices au développement des organismes zooplanctoniques. Ces animalcules ont montré

leur importance dans l'amélioration de la production du tilapia du Nil, à Daloa. Quand ces organismes ont été distribués (vivants) aux poissons, ils leur ont conféré un taux de survie très élevé. Par ailleurs, l'implication de ces animalcules dans le nourrissage de ces poissons a favorisé leur croissance par rapport aux poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz. En outre, additionner les organismes zooplanctoniques à la farine basse de riz a contribué à réduire la quantité de ce sous-produit agricole, et par conséquent, réduire les dépenses. En d'autres termes, utiliser du zooplancton comme aliment vivant dans le nourrissage du tilapia du Nil a permis de réduire les dépenses et les pertes dans la production de ce poisson. Ces résultats apportent un complément d'informations sur les organismes zooplanctoniques qui, non seulement peuvent être denses à l'état de nature comme à l'état de captivité, mais aussi peuvent contribuer à améliorer la production piscicole.

Sachant, d'une part que les poissons prélèvent dans leur habitat les proies zooplanctoniques de différentes tailles, suivant la taille et la forme de leur cavité buccale, et d'autre part que certains taxons zooplanctoniques fuient la prédation des poissons du fait d'être prisés par ceux-ci, alors il serait intéressant de :

- produire isolement les Cladocera, les Copepoda et les Rotifera ;
- conduire l'essai du nourrissage du tilapia du Nil avec du zooplancton vivant pendant tous ses stades de développement ;
- faire une étude bromatologique des organismes zooplanctoniques afin de déterminer leur composition précise en protéine et élément énergétique.

REFERENCES

- About Y., Hossou E. & Fiogbé E.D. (2010). Effets d'une couverture d'*Azolla* sur les performances de croissance et de production de *Clarias gariepinus* (Burchell) élevé en étangs. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 4(1) : 201-208.
- Adandedjan D. (2012). Diversité et déterminisme des peuplements de macroinvertébrés benthiques de deux lagunes du Sud-Bénin : La Lagune de Porto-Novo et la Lagune Côtière. Thèse de Doctorat, Université d'Abomey-Calavi (Benin), 261 p.
- Adjanke A. (2011). Consultant en zootechnie et aquaculture. Production d'alevins et gestion de ferme piscicole. c.t.o.p coordination togolaise des organisations paysannes et de producteurs agricoles, 32 P.
- Adrian R. & Schneider-Olt B. (1999). Top-down effects of crustacean zooplankton on pelagic microorganisms in a mesotrophic lake. *Journal of Plankton Research*, 21: 2175-2190.
- Adrian R., Wilhelm S. & Gerten D. (2006). Life-history traits of lake plankton species may govern their phenological response to climate warming. *Global Change Biology*, 12 : 652-661.
- Agadjihouèdé H., Bonou C.A., Chikou A. & Lalèyè P. (2010). Production comparée de zooplancton en bassins fertilisés avec la fiente de volaille et la bouse de vache. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 4(2) : 432-442.
- Agadjihouèdé H., Bonou C.A., Montchowui E. & Lalèyè P. (2011). Recherche de la dose optimale de fiente de volaille pour la production spécifique de zooplancton à des fins piscicoles. *Cahiers Agricultures*, 20 : 247-260.
- Ahizi N.M. (2010). Structure et distribution verticale du zooplancton dans la retenue d'eau d'Adzopé (Côte d'Ivoire). Mémoire de Diplôme d'Etudes Approfondies, UFR des Sciences et Gestion de l'Environnement, Université d'Abobo-Adjamé (Abidjan, Côte d'Ivoire), 53 p.
- Aich N., Paul A., Choudhury T.G. & Saha H. (2022). Tilapia lake virus (TiLV) disease : Current status of understanding. *Aquaculture and Fisheries*, 7(1) : 7-17.
- Aka N.M. (1998). Ecologie planctonique des petites retenues du Nord de la Côte d'Ivoire. Mémoire de Diplôme d'Etudes Approfondies, UFR des Sciences et Gestion de l'Environnement, Université d'Abobo-Adjamé (Abidjan, Côte d'Ivoire), 61 p.
- Aka-koffi N.M., Pagano M., Cecchi P. & Corbin D. (2010). Identification de quelques copépodes des petits lacs de barrage du nord de la Côte d'Ivoire. *Fiches techniques et document de vulgarisation*, 1-7.

- Akdogbo H.H., Agadjihouèdé H., Bonou A.C. & Fiogbé D.E. (2015). Production du zooplancton à partir des déjections animales et son importance dans la vie des larves de poisson : Synthèse bibliographique. *Annales des Sciences Agronomiques*, 19(1) : 97-113.
- Akdogbo H.H., Bonou A.C. & Fiogbé D.E. (2014). Effet de la fertilisation à base des déjections de porc sur la production du zooplancton. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 8(6) : 2721-2730.
- Ali A.A. (2008). Effets de différents types d'alimentation (proies vivantes et aliment inerte), influence de leurs compositions en acides gras polyinsaturés n-3 des lipides totaux sur la croissance et la survie des larves et des alevins du dente commun (*Dentex dentex* Linnaeus, 1758). Thèse de Doctorat de l'Université Hassan II de Casablanca, Maroc, 194 p.
- Alla D.A. (1991). Dynamisme de l'espace péri-urbain de Daloa, étude Géographique. Thèse de Doctorat de troisième cycle de l'Université de Cocody, Côte d'Ivoire, 318 p.
- Amian A.F., Etilé R.N., Aka M.N., Wandan E.N. & Blé C.M. (2018). Zooplankton Diversity and Abundance in Extensive Fish ponds during the Rearing of tilapia *Oreochromis niloticus* juveniles Fed with Rice Bran (West Africa, Côte d'Ivoire). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 6(4) : 131-136.
- Amoros C. (1984). Introduction pratique à la systématique des organismes des eaux continentales françaises. Crustacés cladocères. *Bulletin mensuel de la Société Linnéenne de Lyon*, 5(3-4) : 1-63.
- Amoussou T.O., Toguyeni A., Imorou T.I., Chikou A. & Youssao A.K.I. (2016). Caractéristiques biologiques et zootechniques des tilapias africains *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) et *Sarotherodon melanotheron* Rüppell, 1852. *International Journal of Biology and Chemical Sciences*, 10(4) : 1869-1887.
- Annani F. (2013). Essai de biotypologie des zones humides du constantinois. Thèse de Doctorat, Faculté des Sciences, Université Badji Mokhtar-Annaba (Annaba, Algérie), 227 p.
- Anonyme (2016). Projet de renaissance des infrastructures et de gestion urbaine en Côte d'Ivoire (PRICI), Rapport final, 204 p.
- Anougbo A.B., Etilé N.R., Nobah K.S.C., Boua A.C. & Gooré Bi 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.
- Antajan E. & Gasparini S. (2004). Assessment of Cryptophyceae ingestion by copepods using alloxanthin pigment: a caution. *Marine Ecology Progress Series*, 274 : 191-198.
- Arfi R., Pagano M. & Saint-Jean L. (1987). Communautés zooplanctoniques dans une lagune tropicale (la lagune Ebrié, Côte d'Ivoire) : Variations spatio-temporelles. *Revue d'Hydrobiologie Tropicale*, 20 : 21-35.
- Arimoro F.O. (2005). Preliminary investigation into the isolation, culture and suitability of the freshwater rotifer, *Brachionus calyciflorus* as starter food for the African catfish *Heterobranchus longifilis* larvae. *Journal of Scientific and Industrial Research*, 3 : 27-33.
- Arimoro F.O. (2006). Culture of the freshwater rotifer, *Brachionus calyciflorus*, and its application in fish larviculture technology. *African Journal of Biotechnology*, 5(7) : 536-541.
- Arndt H. (1993). Rotifers as predators on components of the microbial food web (bacteria, heterotrophic flagellates, ciliates). *Hydrobiologia*, 255/256 : 231-246.
- Arrignon J. (1993). Aménagement piscicole des eaux douces, 4^e édition, technique et documentaire, Lavoisier, Paris (France), 347 p.
- Avit J-B.L.F., Bony K.Y., Kouassi N.C., Konan K.F., Assemian O. & Allouko J.R. (2012). Conditions écologiques de production de fingerlings d'*Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) en association avec le riz WITA 12 en étang. *Journal of Applied Biosciences*, 59 : 4271-4285.
- Awaïss A. (1992). Possibilité de production et qualité nutritionnelle du rotifère des eaux saumâtres *Brachionus plicatilis* élevé sur du son de riz dégraissé et micronisé. *Revue d'hydrobiologie tropicale*, 25(1) : 55-61.
- Awaïss A. & Kestemont P. (1997). Dynamique de production et qualité nutritive du rotifère d'eau douce *Brachionus calyciflorus*. *Aquatic Living Resources*, 10 : 111-120.
- Ayemou A. (2018). Gestion des déchets ménagers et dégradation de l'environnement urbain à Daloa (Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire), Thèse unique de Doctorat, UFR Communication, Milieu et Société, Université Alassane Ouattara, Bouaké, 420 p.

- Azaza M.S. (2004). Tolérance à la température et à la salinité chez le tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus* L., 1758) en élevage dans les eaux géothermales du Sud tunisien, Master de la Faculté des Sciences de l'Université de Tunis - El Manar (Tunisie), 110 p.
- Azaza M.S., Mensi F., Imorou Toko I., Dhraief M.N., Abdelmouleh A., Brini B. & Kraïem M.M. (2006). Effets de l'incorporation de la farine de tomate dans l'alimentation du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus* L. 1758) en élevage dans les eaux géothermales du Sud Tunisien. *Bulletin de l'Institut National des Sciences et Technologies de la Mer de Salammbô*, 33 : 47-58.
- Balarin J.D. & Hatton J.P. (1979). Tilapia. A guide to their biology and culture in Africa, University of Stirling, Stirling Scotland, 174 p.
- Balvay G. (1990). Présence de la méduse d'eau douce *Craspedacusta sowerbyi*, Lankester 1880 dans le lac d'Annecy. *Archives des Sciences*, 43 (2) : 335-338.
- Balvay G. (2009). La biodiversité du zooplancton d'eau douce en Haute-Savoie et en France. *Archives des Sciences*, 62 : 87-100.
- Balvay G. (2012). Compléments à l'inventaire des Rotifères et des microcrustacés de l'Hérault, France. *Annales de la Société d'Horticulture et d'Histoire Naturelle de l'Hérault*, 152(3) : 108-124.
- Barbault R. (1981). Ecologie des populations et des peuplements. Des théories aux faits. Masson, Paris (France), 208 p.
- Barbault R. (1995). Ecologie générale : structure et fonctionnement de la biosphère. 5^e édition, Dunod, Paris, 4 p.
- Barbe J.O., Schlumberger N. & Bouretz. (2000). Evaluation de la production piscicole potentielle des étangs. Ingénieries - E A T, IRSTEA, Gennes (France) : 49-62.
- Barnabé G. (1978). Utilisation des chaînes alimentaires naturelles et du recyclage des eaux usées dans la production à grande échelle de juvéniles pour l'aquaculture. *Science and Technology Publishing*. CNEXO : Actes Colloque n° 7 : 221-238.
- Barro M. (1995). Etude de la dynamique et de l'efficacité d'un système d'élevage mixte de larves d'*Heterobranchius longifilis* et de proies dominées par les rotifères (Station d'aquaculture d'Anna, Côte d'Ivoire, Afrique). Mémoire de Maîtrise en Ressources renouvelables. Université du Québec, Canada, 86 p.
- Basedow S.L. & Tande K.S. (2006). Cannibalism by female *Calanus finmarchicus* on naupliar stages. *Marine Ecology Progress Series*, 327 : 247-255.

- Bégin P.N. (2015). Abondance et diversité des rotifères dans les mares de thermokarst subarctiques. Mémoire de Maîtrise en Biologie de l'Université Laval de Québec, Canada, 101 p.
- Binet D. (1976). Contribution à l'écologie de quelques taxons du zooplancton de Côte d'Ivoire : - doliolés salpes - appendiculaires. Document Scientifique, Centre de Recherche Océanographique, Abidjan, 7(1) : 45-61.
- Bishop C.D. & Watts S.A. (1998). Live feeds appear necessary at first feed to promote maximal growth and normal development of the digestive system in *Oreochromis niloticus*. Book of Abstracts, World Aquaculture, 572 p.
- 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.
- Bolivar, R.B., Mair, G.C. & Fitzsimmons K. (2004). Proceedings of the Sixth International Symposium on Tilapia in Aquaculture, September. *Bureau of Fisheries & Aquatic Resources*, Manila, Philippines, 682 p.
- Bouziane R. (2021). Etude de la faune carcinologique de quelques milieux aquatiques de la région de Tébessa. Mémoire de Master, Faculté des Sciences Exactes et Sciences de la Nature et de la Vie, Université Larbi Tébessi - Tébessa (Algérie), 100 p.
- Bouzidi M., Youcef A., Latrèche A., Benyahia M., Bouguenava N. & Méliani H. (2010). Copépodes, Cladocères et Rotifères du lac Sidi M'hamed Benali (Algérie Nord-Occidentale). *Physio-Géo*, 4 : 69-85.
- Bradford-Grieve J.M., Markhaseva E.L., Rocha C.E.F. & Abiahy B. (1999). South Atlantic Zooplankton. *Boltovsky, Backhuys Publishers, Leiden, the Netherlands*, 2 : 869-1098.
- Brassard D. (2009). Variabilité à long terme des cladocères dans des lacs de la forêt boréale soumis à des perturbations naturelles et anthropiques. Mémoire de Maîtrise en Ressources renouvelables, Université de Chicoutimi, Québec (Canada), 45 p.
- Brol J., Pinho S.M., Sgnaulin T., Pereira K.R., Thomas M.C., Melo G.L., Miranda-Baeza A. & Emerenciano M.G.C. (2017). Tecnologia de bioflocos (BFT) no desempenho zootécnico de tilápias : efeito da linhagem e densidades de estocagem. *Archivos de Zootecnia*, 66(254) : 229-235.
- Cadot O., De Meo J. & Marcelo O. (2000). L'intégration régionale en Afrique : où en sommes-nous ? *Revue d'économie du développement*, 8(1) : 247-261.

- Calbet A., Carlotti F. & Gaudy R. (2007). The feeding ecology of the copepod *Centropages typicus* (Kröyer). *Progress in Oceanography*, 72 : 137-150.
- Camil J. (1984). Pétrographie et chronologie des ensembles granulites archéens et formations associées de la région de Man (Côte d'Ivoire). Implications pour l'histoire géologique du craton ouest africain. Thèse de Doctorat d'Etat, UFR des Sciences de la Terre et des Ressources Minières, Université d'Abidjan, Côte d'Ivoire, 306 p.
- Campos-Mendoza A., McAndrew B.J., Coward K. & Bromage N. (2004). Reproductive response of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*) to photoperiodic manipulation ; effects on spawning periodicity, fecundity and egg size. *Aquaculture*, 231(1-4) : 299-314.
- Camus T. & Zeng C. (2009). The effects of stocking density on egg production and hatching success, cannibalism rate, sex ratio and population growth of the tropical calanoid copepod *Acartia sinjiensis*. *Aquaculture*, 287 : 145-151.
- Castell J., Blair T., Neil S., Howes K., Mercer S., Reid Young-Lai J., Gullison B., Dhert P. & Sorgeloos P. (2003). The effect of different HUFA enrichment emulsions on the nutritional value of rotifers (*B. plicatilis*) fed to larvae haddock (*Melanogrammus aeglefinus*). *Aquaculture International*, 11(1-2) : 109-117.
- Chemli A. (2017). Le zooplancton comme bioindicateur de l'état trophique et de l'intégrité écologique des lacs du Parc du Mont-Tremblant. Mémoire de maîtrise en sciences biologiques, Faculté des Arts et des Sciences, Université de Montréal, Canada, 111 p.
- Chervinski, J. (1982). Environmental physiology of tilapias. In : The Biology and culture of tilapia. (Eds.) Pullin R.S.V. & Lowe-McConnell R.H., Manila (Philippines) : 119-128.
- Chippaux J-P. (2017). Les crustacés (Crustacea : Copepoda et Pentastomida) In : Entomologie médicale et vétérinaire. Versailles IRD Quae, Marseille (France) : 597-607.
- Cieplinski A., Weisse T. & Obertegger U. (2016). High diversity in *Keretella cochlearis* (Rotifera, Monogononta) : morphological and genetic evidence. *Hydrobiologia*, 796 : 145-159.
- Clément P. (2009). Rotifères, épigénétique et évolution. *Bulletin de la société zoologique de France*, 134(3-4) : 203-224.
- Clément P., Cornillac A., Luciani A., Pourriot R. & Wurdak E. (1984). Variations, en éclaircissements monochromatiques, des réponses des Rotifères à la lumière : la diversité des pigments visuels chez des Invertébrés primitifs. In : La vision chez les Invertébrés. Edition CNRS, Paris (France) : 23-31.

- Colin E.N. & Craig B.K. (1989). Les Méthodes de Production d'Alevins de *Tilapia nilotica*. FAO, département des pêches, Nairobi (Kenya), 35 p.
- Conçeição L.E.C., Yufera M., Makridis P., Morais S. & Dinis M.T. (2010). Live feeds for early stages of fish rearing. *Aquaculture Research*, 41 : 613-640.
- Cornillac A., Wurdak E. & Clément P. (1983). Phototaxis in monochromatic light and microspectrophotometry of the cerebral eye of the rotifer *Brachionus calyciflorus*. *Hydrobiologia*, 73 : 93-117.
- Coulibaly R. (2010). Analyse de la contribution de la pêche à l'économie ivoirienne. Mémoire du Diplôme d'Etude Supérieure en Gestion de la Politique Economique des Hautes Etudes, Abidjan (Côte d'Ivoire), 34 p.
- Cruz-Suarez L.E., Nieto-Lopez M., Guajardo-Barbosa C., Tapia-Salazar M., Scholz U. & Ricque-Marie D. (2007). Replacement of fish meal with poultry by product meal in practical diets for *Litopenaeus vannamei*, and digestibility of the tested ingredients and diets. *Aquaculture*, 272 : 466-476.
- CTA (2017). Centre Technique de l'Aquaculture : Fiche espèce : Le tilapia du Nil *Oreochromis niloticus*. Fiche de l'Aquaculture continentale en Tunisie, Tunis (Tunisie), 2 p.
- Daget J. (1976). Les modèles mathématiques en écologie. Masson, Paris (France), 200 p.
- Dajoz R. (2000). Précis d'écologie. 7^{ème} édition. Dunod, Paris (France), 615 p.
- Das P., Mandal S.C., Bhagabati S.K., Akhtar M.S. & Singh S.K. (2012). Important live food organisms and their role in aquaculture. *Frontiers in Aquaculture*, 69-86.
- De-Young B., Heath M., Werner F., Megrey B. & Monfray P. (2004). Challenges of modeling ocean basin ecosystems. *Science*, 304 : 1463-1466.
- Dibala I. C., Yougbaré M. C., Konaté K., Coulibaly N. D. & Dicko H. M. (2018). Production du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus* Linneaus, 1758) avec des aliments à base de protéines végétales. *Journal of Applied Biosciences*, 128 : 12943-12952.
- Dilling L., Wilson J., Steinberg D.K. & Alldredge A.L. (1998). Feeding by the euphausiid *Euphosia pacifica* and the copepod *Calanus pacificus* on marine snow. *Marine Ecology Progress Series*, 170 : 189-201.
- Djéné K.R. (2020). Diversité des macroinvertébrés et leur utilisation dans l'évaluation de la qualité écologique des écosystèmes aquatiques urbains de Daloa (Centre-Ouest, Côte d'Ivoire). Thèse de Doctorat de l'UFR Environnement, Université Jean Lorougnon Guédé, Daloa (Côte d'Ivoire), 197 p.

- Djéné K.R., Allouko J.R., Bony K.Y., N'do B.B.V. & Kamagaté E.A.I. (2018). Spatial distribution pattern of Hemiptera community (Heteroptera) in the urban water bodies of Daloa (Côte d'Ivoire, West Africa). *International Journal of Fauna and Biological Studies*, 5(1) : 165-170.
- Djéné K.R., Bony K.Y., Allouko J.R., Kamagaté E.A.I. & Konan K.F. (2019). Aquatic Macroinvertebrate diversity and assessment of urban water quality with the use of EPTC index in Daloa (Côte d'Ivoire, West Africa). *Journal of Biodiversity and Environmental Sciences*, 14(4) : 1-7.
- Dolbeth M., Cusson M., Sousa R. & Pardal M.A. (2012). Secondary production as a tool for better understanding of aquatic ecosystems. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 69(7) : 1230-1253.
- Dole-Olivier M.J., Galassi D.M.P., Marmonier P. & Creuzé des Châteliers M. (2000). The biology and ecology of lotic microcrustaceans. *Freshwater Biology*, 44 : 63-91.
- Dong H.T., Ataguba G.A., Khunrae P., Rattanarojpong T. & Senapin S. (2017). Evidence of TiLV infection in tilapia hatcheries from 2012 to 2017 reveals probable global spread of the disease. *Aquaculture*, 479 : 579-583.
- Drira Z., Bel Hassen M., Hamza A., Rebai A., Bouaïn A., Ayadi H. & Aleya L. (2009). Coupling of phytoplankton community structure to nutrients, ciliates and copepods in the Gulf of Gabes (South Ionian Sea, Tunisia). *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 90 : 1203-1215.
- Dural D. (1993). Perspectives de développement piscicole dans les bas-fonds périurbains de la ville de Daloa (Centre-Ouest ivoirien), Mémoire de Maîtrise en Etudes Agronomiques, Université de Montpellier (France), 70 p.
- Dussart B.H. (1967). Les Copépodes des eaux continentales. Cyclopoïde et Biologie. Edition Boudée et Cie, Tome II, Paris (France) : 225-259.
- Dussart B.H. (1980). Copépodes. In : Flore et faune aquatiques de l'Afrique Sahélo-soudanienne : Tome 1. Durand J-R. & Lévêque C. (Eds), Paris (France) : 333 - 356.
- Ei-Ebiary E.H. (1998). The use of organic manures in polyclture system for tilapia, mullet and carp. Egypt. *Journal of Aquatic Biology and Fisheries*, 3(2) : 133-147.
- El Sayed A.F. & Mamdouh K. (2004). Effects of photoperiod on the performance of farmed Nile tilapia *Oreochromis niloticus*. Growth, feed utilization efficiency and survival of fry and fingerlings. *Aquaculture*, 231 : 393-402.

- Elègbe H.A., Blé C.M., Agbohessi P.T., Etilé R.N., Toko I.I. & Laleye P. (2017). Plankton Diversity in a Tropical Traditional Fish Farming “Whedos” in the Oueme River (Benin, West Africa) During an Experience of Compensatory Overeating Essay on *Clarias gariepinus* and *Oreochromis niloticus*. *International Journal of Agriculture Innovations and Research*, 2(6) : 2319-1473.
- Elègbe H.A., Blé C.M., Etilé R.N., Chikou A., Toko I.I., Aka M.N., Agbohessi P.T. & Laleye P. (2016). Diversity and structure of zooplankton in a tropical traditional aquaculture system “Whedos” in Ouémé river high delta (Benin, West Africa). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 4(6) : 772-779
- Etilé N.R. (2012). Peuplement zooplanctonique d’une lagune tropicale ouest-africaine : cas du complexe lagunaire de Grand-Lahou (Côte d’Ivoire). Thèse de Doctorat, UFR de Biosciences, Université Félix Houphouët-Boigny de Cocody-Abidjan (Côte d’Ivoire), 228 p.
- FAO. (1995). Manuel sur la pisciculture en eau douce à petite échelle. Formation FAO, Série N° 24, Compilé par Gopalakrishnan V. & Coche A.G. Département des pêches et de l’aquaculture de la FAO, Rome (Italie), 205 p.
- FAO. (2005). Cultured Aquatic Species Information Programme *Oreochromis niloticus*. Cultured Aquatic Species Fact Sheets. Consulté à l’adresse http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oreochromis_niloticus/fr.
- FAO. (2009). *Oreochromis niloticus*. Cultured aquatic species fact sheets. Consulté à https://www.fao.org/fishery/docs/DOCUMENT/aquaculture/CulturedSpecies/file/fr/fr_niletlapia.htm
- FAO. (2013). Le Tilapia - *Oreochromis niloticus*. Consulté à l’adresse <http://www.sypagua.com/elevage-aquaculture/tilapia-oreochromis-niloticus/print.html>
- FAO. (2016). La situation mondiale des pêches et de l’aquaculture. Contribuer à la sécurité alimentaire et à la nutrition de tous, Rome (Italie), 224 p.
- FAO. (2017). Social and economic performance of tilapia farming in Africa. FAO Fisheries and Aquaculture, Circular N° 1130, Rome (Italy), 158 p.
- FAO. (2018). La situation mondiale des pêches et de l’aquaculture. Atteindre les objectifs de développement durable, Rome (Italie), 237 p.
- FAO. (2022). Fish 4 ACP : Valoriser le potentiel de la pêche et de l’aquaculture en Afrique, dans les Caraïbes et le Pacifique. CC BY-NC-SA 3.0 IG 0, 2 p.

- FAO. (2024). Résumé de La Situation mondiale des pêches et de l'aquaculture. La transformation bleue en action, Rome (Italie), 40 p.
- Faulk C.K. & Holt G.J. (2005). Advances in rearing cobia *Rachycentron canadum* larvae in recirculating quaculture systems : live prey enrichment and greenwater culture. *Aquaculture*, 249 : 231-243.
- Flot J-F., Hespeels B., Li X., Noel B., Arkhipova I., Danchin E.G.J., Hejnol A., Henrissat B., Koszul R., Aury J-M., Barbe V., Barthelemy R-M., Bast J., Bazykin G.A., Chabrol O., Couloux A., Da Rocha M., Da Silva C., Gladyshev E., Gouret P., Hallatschek O., Hecox-Lea B., Labadie K., Lejeune B., Piskurek O., Poulain J., Rodriguez F., Ryan J.F., Vakhrusheva O.A., Wajnberg E., Wirth B., Yushenova I., Kellis M., Kondrashov A.S., Welch D.B.M., Pontarotti P., Weissenbach J., Wincker P., Jaillon O. & Van Doninck K. (2013). Genomic evidence for ameiotic evolution in the bdelloid rotifer *Adineta vaga*. *Nature*, 500 : 453-457.
- Forget-Leray J., Landriau I., Minier C. & Le Boulenger F. (2005). Impact of endocrine toxicants on survival, development, and reproduction of the estuarine copepod *Eurytemora affinis* (Pope). *Marine Pollution Bulletin*, 60 : 288-294.
- Forró L., Korovchinsky N.M., Kotov A.A. & Petrusek A. (2008). Global diversity of cladocerans (Cladocera ; Crustacea) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595 : 177-184.
- Francis T., Ramanathan N., Athithan S., Rosalind P. & Padmavathy P. (2003). Rotifer diversity of fish ponds manured with livestock waste. *Indian Journal of Fisheries*, 50(2) : 203-209.
- Frontier S. & Pichod-Viale D. (1998). Ecosystèmes : structure, fonctionnement, évolution. Dunod, Paris (France), 447 p.
- Galassi D.M.P. (2001). Copépodes des eaux souterraines : modèles de diversité à des échelles écologiques et évolutives. *Hydrobiologie*, 454/453 : 227-253.
- Garg S.K. & Bhatnagar A. (1999). Effect of different doses of organic fertilizer (cow dung) on pond productivity and fish biomass in still water ponds. *Journal of Applied Ichthyology*, 15 : 10-18.
- Gerten D. & Adrian R. (2002). Species-specific changes in the phenology and peak abundance of freshwater copepods in response to warm summers. *Freshwater Biology*, 47 : 2163-2173.

- Girin M. (1975). La ration alimentaire dans l'élevage larvaire du Bar *Picentrarchus labrax* (L.). In : 10th European Symposium on Marine Biology. Centre Océanologique de Bretagne, Ostend (Belgique) : 171-188.
- Glamuzina B., Jug-Dujakovic J. & Katavic I. (1989). Preliminary studies on reproduction and larval rearing of common Dentex, *Dentex dentex* (Linnaeus 1758). *Aquaculture*, 77 : 75-84.
- González E.J., Ortaz M. & Penaterrera C.A. (2004). Infante. Physical and chemical features of a tropical hypertrophic reservoir permanently stratified. *Hydrobiologia*, 522 : 301-310.
- Govoni J.J., Boehlert G.W. & Watanabe Y. (1986). The physiology of digestion in fish larvae. *Environmental Biology of Fishes*, 16 : 59-77.
- Graeve M., Kattner G. & Hagen W. (1994). Diet-induced changes in the fatty acid composition of Arctic herbivorous copepods : Experimental evidence of trophic. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 182 : 97-110.
- Gray A.E., Mulligan T.J. & Hannah R.W. (1997). Food habits, occurrence, and population structure of the bat ray, *Myliobatis californica*, in Humboldt Bay. *California Environment Biology of Fish*, 49 : 227-238.
- Greene C.H. & Pershing A.J. (2007). Changes in Arctic climate have contributed to shifts in abundances and seasonal cycles of a variety of species in the northwest Atlantic. *Science*, 315 : 1084-1085.
- Guerrin F. (1988). Valorisation du zooplancton produit en étangs de lagunage comme base pour l'alimentation de larves et juvéniles de cyprinidés. *Bulletin français de la pêche et de la pisciculture*, 311 : 113-125.
- Guillaumet J.L. & Adjanooun E. (1971). La Végétation. In : Le milieu naturel de la Côte d'Ivoire. *Mémoire ORSTOM*, 50, Paris (France) : 156-264.
- Haberman J. (1998). Zooplankton of lake Vörtsjärv. *Limnologica*, 28 : 49-65.
- Haberman J. & Haldna M. (2014). Indices of zooplankton community as valuable tools in assessing the trophic state and water quality of eutrophic lakes: long-term study of Lake Vörtsjärv. *Journal of Limnology*, 73 : 263-273.
- Haouchine S. (2011). Recherches sur la faunistique et l'écologie des macroinvertébrés des cours d'eau de Kabylie. Mémoire de Magister. Option : Ecologie et biodiversité animale des écosystèmes continentaux. Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques, Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou (Algérie), 157 p.

- Hays G.C., Richardson A.J. & Robinson C. (2005). Climate change and marine plankton. *Trends in Ecology and Evolution*, 20 : 337-344.
- Hem S., Legendre M., Trébaol L., Cissé A., Otémé Z. & Moreau Y. (1994). L'aquaculture lagunaire. *In* : Environnement et ressources aquatiques de Côte d'Ivoire. ORSTOM, Paris, (France) : 455-505.
- Herzig A. (1987). The analysis of planktonic rotifer populations - a plea for long-term investigations. *Hydrobiologia*, 147, 163-180.
- Hirata H. (1980). Culture methods of the marine rotifer, *Brachionus plicatilis*. *Fisheries Research of Kagoshima University*, 1 : 27-46.
- Huchette S.M.H. & Beveridge M.C.M. (2003). Technical and economical evaluation of periphyton-based cage culture of tilapia (*Oreochromis niloticus*) in tropical freshwater cages. *Aquaculture*, 218(1-4) : 219 - 234.
- Huet M. (1970). Traité de pisciculture. Quatrième édition, Bruxelles (Belgique), 718 p.
- Huet N., Carret L., Crochelet E. & Marie A.D. (2021). Inventaire des espèces de Branchiopodes et de leurs habitats sur l'île de la Réunion. Rapport-Branchiopodes, France, 23 p.
- Hynes H.B.N. (1957). The use of invertebrates as indicators of river pollution. *Proceedings Linnean Society*, 170 : 165-169.
- Iga-Iga R. (2008). Contribution à la mise au point d'aliments pour tilapia *Oreochromis niloticus* à base d'intrants locaux : cas du Gabon. Mémoire de Master, Institut de Recherches Agronomiques et Forestières, Libreville (Gabon), 47 p.
- INS (2000). Recensement Général de la Population et de l'Habitation de 1998, RGPH-98. Etat et structures de la population, Volume IV : Tome 1, Institut National de la Statistique, Abidjan (Côte d'Ivoire), 118 p.
- INS (2015). Recensement Général de la Population et de l'Habitat, RGPH-2014. Etat et structures de la population, Institut National de la Statistique, Abidjan (Côte d'Ivoire), 36 p.
- INS (2022). Recensement général de la population et de l'habitat, RGPH-2021, Résultats globaux, Institut National de la Statistique, Abidjan (Côte d'Ivoire), 37 p.
- Ipungu L., Ngoy K., Banze K., Lumfwa K. & Kafund M. (2015). L'étude de la croissance d'*Oreochromis niloticus* par la fertilisation des étangs : Le cas de la ferme Naviundu Lubumbashi. *Journal of Applied Biosciences*, 91 : 8503-8510.

- Jamieson C. & Burns C. (1988) The effects of temperature and food on copepodite development, growth and reproduction in three species of *Boeckella* (Copepoda, Calanoida). *Hydrobiologia*, 164 : 235-257.
- Jansen S., Riser C.W., Wassmann P. & Bathmann U. (2006). Copepod feeding behaviour and egg production during a dinoflagellate bloom in the North Sea. *Harmful Algae*, 5 : 102-112.
- Jha P., Barat S. & Nayak C.R. (2006). A comparison of growth, survival rate and number of marketable koi carp produced under different management regimes in earthen ponds and concrete tanks. *Aquaculture International*, 14 : 615-626.
- Jiménez-Melero R., Parra G. & Souissi S. (2007). Post-embryonic developmental plasticity of *Arctodiaptomus salinus* (Copepoda : Calanoida) at different temperatures. *Journal of Plankton Research*, 29 : 553-567.
- Johnson S.C. & Scheibling R.E. (1987). Reproductive patterns of harpacticoid copepods on intertidal macroalgae (*Ascophyllum nodosum* and *Fucus vesiculosus*) in Nova Scotia, Canada. *Canadian journal of zoology*, 65(1) : 129-141.
- Jumars P.A., Deming J.W., Hill P.S., Karp-Boss L., Yager P.L. & Dade W.B. (1993). Physical constraints on marine osmotrophy in an optimal foraging context. *Marine Microbial Food Webs*, 7 : 121-159.
- Kalff J. (2002). Limnology: Inland Water Ecosystems. Prentice Hall, California, 592 p.
- Kampa E., Artemiadou V. & Lazaridou-Dimitriadou M. (2000). Ecological quality of the river Axios (N. Greece) during spring and summer, 1997. *Belgium Journal of Zoology*, 130 : 21-27.
- Karabin A. & Ejsmont-Karabin J. (2005). An evidence for vertical migrations of small rotifers - a case of rotifer community in a dystrophic lake. *Hydrobiologia*, 546 : 381-386.
- Katona S.K. (1971). Les stades de développement d'*Eurytemora affinis* (Poppe, 1880) (Copepoda, Calanoida) élevés dans des cultures de laboratoire, y compris une comparaison avec les larves d'*Eurytemora americana* Williams, 1906, et d'*Eurytemora herdmani* Thompson & Scott, 1897. *Crustacéane*, 21(1) : 5-20.
- Kay V.D. & Hilde E. (2011). The Afromontane Cladocera (Crustacea : Brachiopoda) of the Rwenzori (Uganda-D. R. Congo): taxonomy, ecology and biogeography. *Hydrobiologia*, 676 : 57-100.
- Kestemont M.M.P & Baras E. (2001). Environmental factors and feed intake : Mechanisms and interactions. *Food Intake in Fish*, 131-156.

- Kestemont M.M.P., Micha J.C. & Falter U. (1989). Les méthodes de production d'alevins de *Tilapia nilotica*. Programme de mise en valeur et de coordination de l'aquaculture, Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), Programme des Nations Unies pour le développement, Wageningen (Pays-Bas), 132 p.
- Koffi C. (1995). Aspects économiques de la pisciculture en étang : l'expérience de la pisciculture rurale au Centre et au Centre-ouest de la Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat, UFR de Biosciences, Université nationale de Côte d'Ivoire, Abidjan, 300 p.
- Kohmo H., Hara S., Duray M. & Gallejo A. (1988). Transition from endogenous to exogenous nutrition sources in larval rabbitfish *Siganus guttatus*. *Nippon Suisan Gakkaishi*, 54(7) : 1083-1091.
- Kouamé K.A., Ayemou A.P. & N'Guessan K.G. (2017). Impact environnemental et sanitaire de l'exploitation artisanale de dome de granite dans la ville de Daloa (Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire), *Revue Ivoirienne de Géographie des Savanes*, 3(12) : 182-195.
- Kraiem M.M & Azaza M.S. (2007). Etude de la tolérance à la température et à la salinité chez le tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* (L.) élevé dans les eaux géothermales du sud tunisien. *Bulletin de l'Institut national des Sciences et Technologies de la Mer*, 145-155.
- Kuriakose S. (2017). Estimation of length weight relationship in fishes. In : Summer School on Advanced Methods for Fish Stock Assessment and Fisheries Management. Edition CMFRI, Kochi (Inde) : 215-220.
- Kywalyanga M.S., Mwandya A.W. & Valdenberg A. (2004). Preliminary Study on Hatching of Rotifers (*Brachionus plicatilis*) and Copepods (Cyclopoida): Response to Flooding and Organic Fertilization. *Western Indian Ocean Journal of Marine Science*, 3(1) : 79-86.
- Lacroix E. (2004). Pisciculture en zone tropicale. GFA terra systems, Hamburg (Allemagne), 225 p.
- Ladhar C. (2014). Etude de la dynamique, de la composition biochimique et de la variabilité génétique des copépodes et des Artemia d'un écosystème extrême : la saline de Sfax (Tunisie). Biologie cellulaire. Université du Maine (Etats Unis), 187 p.
- Laine L. & Perga M.E. (2015). Zooplancton du Léman. Rapport de la Commission Internationale pour la Protection des Eaux du Léman contre pollution, Campagne 2014, France : 127-136.

- Lamoot E. (1976). Observation sur le développement du Zooplancton dans le lac de Kossou. Rapport Université Nationale de Côte d'Ivoire. *Institut Universitaire d'Étude Tropicale*, 4 : 16 p.
- Lassus A. (1993). Colloidal silicic acid for oral and topical treatment of aged skin, fragile hair and brittle nails in females. *Journal of International Medical Research*, 21 : 209-215.
- Lauzanne L. (1988). Les habitudes alimentaires des poissons d'eau douce africains *In* : Biologie et écologie des poissons d'eau douce africains. Edition ORSTOM, Paris (France) : 221-242.
- Layrol V. (1996). Les nouvelles perspectives de développement de l'aquaculture du tilapia en Afrique subsaharienne. Commission Economique pour l'Afrique des Nations Unies, Addis-Abeba (Ethiopie), 85 p.
- Lazard J. (2007). Aquaculture et espèces introduites : Exemple de la domestication ex situ des tilapias. *Cahiers Agricultures*, 16(2) : 123-124.
- Lazard J. (2009). La pisciculture des tilapias. *Cahiers Agricultures*, 18(2-3) : 393-401.
- Lazaridou-Dimitriadou M., Artemiadou V., Yfantis G., Mourelatos S. & Mylopoulos Y. (2000). Contribution to the ecological quality of Aliakmon River (Macedonia, Greece): a multivariate approach. *Hydrobiologia*, 410 : 47-58.
- 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 3^{ème} cycle. Université Bretagne Occidentale, France, 311 p.
- Le Cren E. (1951). The length-weight relation-ship and seasonal cycle in gonad weight and condition of the perch (*Perca fluviatilis*). *Journal of Animal Ecology*, 20 : 210-219.
- Legendre M., Teugels G.G., Cauty C. & Jalaber B. (1992). A comparative study on Morphology, growth rate and reproduction of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1840), and their reciprocal hybrids (Pisces, Clariidae). *Journal of Fish Biology*, 40 : 59-79.
- Letessier, T.B., Pond D.W., McGill R.A.R., Reid W.D.K. & Brierley A.S. (2012). Trophic interaction of invertebrate zooplankton on either side of the Charlie Gibbs fracture zone/subpolar front of the mid-atlantic ridge. *Journal of Marine Systems*, 94 : 174-184.
- Lévêque C. (2006). Croissance et Ontogénie. *In* : Les poissons des eaux continentales africaines : diversité, écologie, utilisation par l'homme. Edition IRD, Paris : 177-190.

- Lévêque C. & Paugy D. (2006). Les Poissons des Eaux Continentales Africaines : Diversité, Ecologie et Utilisation par l'Homme. Institut de Recherche pour le Développement, Paris (France), 573 p.
- Lévêque C., Paugy D. & Teugels G.G. (1990). Faune des Poissons d'Eaux Douces et Saumâtres de l'Afrique de l'Ouest Tome 1. Tervuren : ORSTOM, Musée Royal de l'Afrique Centrale, Paris (France), 384 p.
- Ligban R., Gone L.D., Kamagate B., Saley M.B. & Biemi J. (2009). Processus hydrogéochimique et origine des sources naturelles dans le degré carré de Daloa. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 3(1) : 38-47.
- Lim L.C & Wong C.C. (1997). Use of the rotifer, *Brachionus calyciflorus* Pallas, in freshwater ornamental fish larviculture. *Hydrobiologia*, 358 : 269-273.
- Lonsdale D.J., Caron D.A., Dennett M.R. & Schaffner R. (2000). Predation by *Oithona* spp. on protozooplankton in the Ross Sea, Antarctica. *Deep-Sea Research Part II*, 47 : 3273-3283.
- Lorda J.F., Fowler S.W., Miquel J.C., Baena A.R. & Jeffree R.A. (2013). $^{210}\text{Po}/^{210}\text{Pb}$ dynamics in relation to zooplankton biomass and trophic conditions during an annual cycle in northwestern Mediterranean coastal waters. *Journal of Environmental Radioactivity*, 115 : 43-52.
- Lubzens E., Zmora O. & Barr Y. (2001). Biotechnology and aquaculture of rotifers. *Hydrobiologia*, 446/447 : 37-353.
- Madrid J.A., Boujard T. & Sánchez-Vázquez F.J. (2001). Feeding rhythms. In Food Intake in Fish. *Blackwell Science Ltd : Oxford*, 189-215.
- Magnet C. & Kouassi Y.S. (1978). Essai d'élevage de poissons en cage flottante dans les lagunes Ebrié et Aghien. Centre Technique Forestier Tropical, Paris (France), 49 p.
- Magnusson K., Magnusson M., Östberg P., Granberg M. & Tiselius P. (2007). Bioaccumulation of 14C-PCB 101 and 14C-PBDE 99 in the marine planktonic copepod *Calanus finmarchicus* under different food regimes. *Marine Environmental Research*, 63 : 67-81.
- Malcolm C., Beverdije H. & McAndrew B. (2000). Tilapias : biology and exploitation. Institute of aquaculture. University of stirling, Scotland. Kluwer Academic Publishers, Amsterdam (Pays-Bas), 185 p.
- Marion A. (2018). La dynamique du zooplancton au lac Saint-Jean. Thèse de Doctorat en Biologie extensionnée de l'Université du Québec à Montréal, Canada, 233 p.

- Marques S.C., Pardal M.A., Mendes S. & Azeiteiro U.M. (2011). Using multitable techniques for assessing the temporal variability of species-environment relationship in a copepod community from a temperate estuarine ecosystem. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 405 : 59-67.
- Marquet J-P. (2014). Manuel de pisciculture semi-intensive. Projet de Développement de la Filière Aquacole (PRODEFA), Sikasso (Mali), 18 p.
- Mary N.N. & Archaimbault V. (2011). Indice Biotique de Nouvelle-Calédonie (IBCN) et Indice Biosédimentaire (IBS) : Guide méthodologique et technique. DAVAR, SESER, Pôle de l'Observatoire de la Ressource en Eau, (France), 58 p.
- Marzio W.D.D., Castaldo D., Lorenzo T.D., Cioccio A.D., Sàenz M.E. & Galassi D.M.P. (2013). Developmental endpoints of chronic exposure to suspected endocrine-disrupting chemicals on benthic and hyporheic freshwater copepods. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 96 : 86-92.
- Mashaii N., Rajabipour F., Mohammadi M., Sarsangi H., Bitaraf A., Hossein-Zadeh H. & Sharif-Rohani M. (2016). Reproduction of Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus* in Brackish Water. *Journal of Applied Aquaculture*, 28(1) : 1-8.
- Mauchline J. (1998). La biologie des copépodes calanoïdes. *Advances in Marine Biology*, 33. Academic Press, Londres (Royaume-Uni), 170 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 : 1571-1581.
- Mélard C. (1986). Les bases biologiques de l'élevage du Tilapia du Nil. *Cahier d'Ethologie Appliquée*, 6 (3), 224 p.
- Mikolasek O., Khuyen T.D., Medoc J.M. & Porphyre V. (2009). L'intensification écologique d'un modèle de pisciculture intégrée : Recycler les effluents d'élevages porcins de la province de Thai Binh (Nord Vietnam). *Cahiers Agricultures*, 18(2-3) : 235-241. DOI:10.1684/agr.2009.0295
- MIPARH (2007). Annuaire des statistiques agricoles. Ministère de la Production Animale et des Ressources Halieutique, Abidjan (Côte d'Ivoire), 107 p.
- MIPARH. (2008). Contexte actuel et proposition d'orientations stratégiques pour le plan de développement de l'aquaculture ivoirienne. Ministère de la Production Animale et des Ressources Halieutique, Abidjan, (Côte d'Ivoire) : 5-7.
- Mollo P. & Noury A. (2013). Le manuel du plancton. Editions Charles Léopold Mayer, Paris (France), 198 p.

- Monney A.I., Ouattara N.I., Etilé N.R., Aka N.M., Bamba M. & Koné T. (2016). Distribution du zooplancton en relation avec les caractéristiques environnementales de quatre rivières côtières du Sud-Est de la Côte d'Ivoire (Afrique de l'Ouest). *Journal of Applied Biosciences*, 98 : 9344-9353.
- Moore M.V., Folt C.L. & Stemberger R.S. (1996). Consequences of elevated temperatures for zooplankton assemblages in temperate lakes. *Archiv fur Hydrobiologie*, 135, 289-319.
- N'Doua E., Kouassi A.M. & Adingra A.A. (2008). Communautés zooplanctoniques de la lagune de Grand-Lahou (Côte d'Ivoire). *Fiches techniques et document de vulgarisation*, 1-5.
- N'Guessan A.H. N'Guessan. K.F. Kouassi. K.P. Kouamé. N.N. & N'Guessan. P.W. (2014). Dynamique des populations du foreur des tiges du cacaoyer, *Eulophonotus myrmeleon* Felder (Lépidoptère : Cossidae) dans la région du Haut-Sassandra en Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences*, 83 : 7606-7614.
- Ndabalishye I. (1995). Agriculture vivrière ouest-africaine à travers le cas de la Côte d'Ivoire. Monographie. IDESSA, Bouaké (Côte d'Ivoire), 383 p.
- Nelson J.S. (2006). Fishes of the World. 4th ed. Hoboken : John Wiley & Sons : New York, (USA), 601 p.
- Niamien K.H.J. (2019). Pisciculture paysanne et développement rural dans le quart sud-ouest de la Côte d'Ivoire. Thèse de Doctorat en Aquaculture et développement rural de l'Université Alassane Ouattara de Bouaké, Côte d'Ivoire, 486 p.
- Nybakken J.W. (2001). Plankton and Plankton Community. *In* : Marine biology : an ecological approach, 5th edition. Benjamin Cummings Publishing Company, San Francisco (USA) : 38-93.
- Ohman M.D. & Hirche H.J. (2001). Density-dependent mortality in an oceanic copepod population. *Nature*, 412 : 638-641.
- Olli K., Wassmann P., Reigstad M., Ratkova TN., Arashkevich E., Pasternak A., Matrai PA., Knulst J., Klais R. & Jacobsen A. (2007). The fate of production in the central Arctic Ocean-top down regulation by zooplankton expatriates ? *Progress in Oceanography*, 72 : 84-113.
- Onyema I.C & Ojo A.A. (2008). The zooplankton and phytoplankton biomass in a tropical creek, in relation to water quality indices. *Life Science Journal*, 5(4) : 75-82.

- Oswald M. (1994). Economie agricole de la région de Daloa-Gagnoa (Côte d'Ivoire) ; Condition et possibilité du développement de la pisciculture comme alternative. Présoutenance de Thèse, INA-PG, Paris (France), 28 p.
- Ottera H. (1993). Feeding, growth and survival of atlantic cod (*Gadus morhua*) larval reared in replicate plastic enclosure. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 50(5) : 913-924.
- Ouattara N.I., Ouattara A., Koné T., N'douba V. & Gourène G. (2007). Distribution du zooplancton le long de deux petits bassins côtiers ouest africains (Bia et Agnébi ; Côte d'Ivoire). *Agronomie Africaine* 19(2) : 197-210.
- Ouattara N.I., Iftime A. & Mester L.E. (2009). Age et croissance de deux espèces de Cichlidae (Pisces) : *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) et *Sarotherodon melanotheron* Rüppell, 1852 du lac de barrage d'Ayamé (Côte d'Ivoire, Afrique de l'Ouest). *Travaux du muséum national d'histoire naturelle «Grigore Antipa»*, 52 : 313-324.
- Ouro-Boya B.S. (2004). Evaluation de l'état d'une eau de rivière par l'analyse multidimensionnelle utilisant des paramètres caractéristiques de la matière organique dissoute. Thèse de Doctorat, Université de Poitiers (France), 216 p.
- Pagano M. & Saint-Jean L. (1988). Importance et rôle du zooplancton dans une lagune tropicale, la lagune Ebrié (Côte d'Ivoire) : peuplements, biomasse, production et bilan métabolique. Thèse de Doctorat d'Etat Es-Sciences naturelles, Faculté des Sciences de Luminy, Université d'Aix-Marseille II (France), 451 p.
- Pagano M. & Saint-Jean L. (1989). Comparaison des relèvements de zooplancton réalisés au filet et à la trappe de Schindler modifiée. *Hydrobiologia*, 173 : 167-192.
- Pappe. (1996). Le manuel du pisciculteur. Projet d'Appui à la Profession Piscicole dans l'Est, 66 P.
- Peña-Mendoza B., Gómez-Márquez J.L., Salgado-Ugarte I.H. & Ramírez-Noguera D. (2005). Reproductive biology of *Oreochromis niloticus* (Perciformes : Cichlidae) at Emiliano Zapata Dam, Morelos, Mexico. *Revista de Biología Tropical*, 53(3-4) : 515-522.
- Perraud A. (1971). Les sols de la Côte d'Ivoire. In : *Le milieu naturel de la Côte d'Ivoire. Mémoire ORSTOM*, 50, Paris (France) : 269-389.
- Peterson M.S., Slack W.T., Brown-Peterson N.J. & McDonald J.L. (2004). Reproduction in nonnative environments : Establishment of Nile Tilapia, *Oreochromis niloticus*, in Coastal Mississippi Watersheds. *Copeia*, 4 : 842-849.

- Peterson W.T. (2001). Patterns in stage duration and development among marine and freshwater calanoid and cyclopoid copepods : a review of rules, physiological constraints, and evolutionary significance. *Hydrobiologia*, 453/454 : 91-105.
- Philippart J.C. & Ruwet J.C. (1982). Ecology and distribution of tilapias. *In* : The biology and culture of tilapias. ICLARM Conférence Proceedings, Manila (Philippines) : 15-59.
- Philippeau G. (1992). Comment interpréter les résultats d'une analyse en composantes principales ? Service des Etudes Statistiques - ITCF, Rennes (France), 63 p.
- Piasecki W., Goodwin A. E., Eiras J. C. & Nowak B. F. (2004). Importance of Copepoda in freshwater aquaculture. *Zoological Studies*, 43(2) : 193-205.
- Popma T. & Masser M. (1999). Tilapia life, history and biology. SRAC Publication N°283, Stoneville, (USA), 4 p.
- Pourriot R. (1980). Les Rotifères. *In*: Flore et Faune aquatique de l'Afrique Sahélosoudanienne. Durand J-R. & Lévêque C. (Eds), Paris (France) : 219-244.
- Pourriot R. & Francez A.J. (1986). Introduction pratique à la Systématique des Organismes des Eaux continentales françaises : Rotifères. *Bulletin Mensuel de la Société Linnéenne de Lyon*, 55(8) : 148-176.
- Ramade F. (2003). Elément d'écologie. *In* : Ecologie fondamentale. Edition Dunod, Paris (France), 190 p.
- Rappaport A., Sarig S. & Marek M. (1976). Results of tests of various aeration Systems on the oxygen regime in the Genosar experimental ponds and growth of fish there in 1975. *Bamidgeh*, 28(3) : 35-49.
- Razouls C., De Bovée F., Kouwenberg J. & Desreumaux N. (2011). Diversité et répartition géographique chez les Copépodes planctoniques marins. CNRS, UPMC, Paris (France), 77 p.
- Reinhold-Dudok V.H.H.C. & den Besten P.J. (1999). The relation between macroinvertebrate assemblages in the Rhine-Meuse delta (The Netherlands) and sediment quality. *Aquatic Ecosystem Health and Management*, 2 : 19-38.
- Reitan L., Kjell T., Jose R., Gunvor O. & Olsen Y. (1993). Nutritional effects of algal addition in the first feeding of turbot *Scophthalmus maximus* arvae. *Aquaculture*, 188(3) : 257-275.
- Ricker W.E. (1980). Calcul et interprétation des statistiques biologiques des populations de poissons. Catalogue N° 191F, Bulletin de l'office des recherches sur les pêcheries, Ottawa (Canada) : 409 p.

- Ruwet J.C. (1963). Observations sur le comportement sexuel de *Tilapia macrochir* (Rlgr) (Pisces Cichlidae) au lac retenu de la Lufira (Katanga). *Revue de Zoologie et de Botanique Africaines*, (3-4) : 243-275.
- Ruwet J.C., Voss J., Hanon L. & Micha J.C. (1976). Biologie et écologie du Tilapia. In : "Symposium on aquaculture in Africa"; FAO/CIFA Technical Paper N° 4 (Supplement I of the Report), Accra (Ghana) : 332-364.
- Saint-Jean L. & Bonou C.A. (1994). Growth, production, and demography of *Moina micrurain* brackish tropical fishponds (Layo, Ivory Coast). *Hydrobiologia*, 272 : 125-146.
- Sangaré A. Koffi E. Akamou F. & Fall C.A. (2009). Etat des ressources phytogénétiques pour l'alimentation et l'agriculture dans le monde - Compte rendu synthétique. Second rapport, Rome (Italie), 65 p.
- Seebens H., Einsle U. & Straile D. (2013). Deviations from synchrony: spatio-temporal variability of zooplankton community dynamics in a large lake. *Journal of Plankton Research*, 35 : 22-32.
- Seyer J. (2002). Le chant de l'eau. Production de proies vivantes *Brachionus plicatiles* et *Artemia salina*. Ifremer, station Merea, Plouzané (France) : 83-84.
- Shiel R.J. (1995). A guide to identification of rotifers, cladocerans and copepods from Australian Inland waters. Identification Guide N°3, CRCFE, Albury (Australie), 144 p.
- Shiri H. A., Charlery D., Auwerx J., Vught J., Slycken J., Dhert P. & Sorgeloos P. (2003). Larval rearing of burbot (*Lota lota*) using *Brachionus calyciflorus* rotifer as starter food. *Journal of Applied Ichthyology*, 19(2) : 84-87.
- Sifa L., Chenhong L., Dey M., Gaglac F. & Dunham R. (2002). Cold tolerance of three strains of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *China Journal of Aquaculture*, 213 : 123-129.
- Simopoulos A.P. (1991). Omega-3 fatty acids in health and disease and ingrowth and development. *American Journal of Clinical Nutrition*, 54 : 438-463.
- Sladeczek V. (1983). Rotifiers as indicators of water quality. *Hydrobiologia*, 100 : 169-201.
- Smirnov N.N. (1966 a). The taxonomic significance of the trunc limbs of the Chydoridae (Cladocera). *Hydrobiologia*, 27 : 337-343.
- Smirnov N.N. (1966 b). Morphology of Chydoridae and their distribution. *Verhandlungen Internationalen Verein Limnologie*, 16(3) : 1673-1676.

- Smirnov N.N. (1968). On comparative functional morphology of limbs of Chydoridae (Cladocera). *Crustaceana*, 14 : 76-96.
- Snell T.W. & Joaquim-Justo C. (2007). Workshop on rotifers in ecotoxicology. *Hydrobiologia*, 593 : 227-232.
- Sorgeloos P., Baeza-Mesa M., Bossuyt E., Bruggeman E., Dobbeleir J., Versichele D., Lavina E. & Bernardino A. (1980). Culture of *Artemia* on rice bran: the conversion of a waste product into highly nutritive animal protein. *Aquaculture*, 21 : 393-396.
- Staton J.L., Schizas N.V., Klosterhaus S.L., Griffitt R.J., Chandler G.T. & Coull B.C. (2002). Effect of salinity variation and pesticide exposure on an estuarine harpacticoid copepod, *Microarthridion littorale* (Poppe), in the southeastern US. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 278 : 101-110.
- Stiassny M., Teugels G.G. & Hopkins C.D. (2007). The Fresh and Brackish Water Fishes of Lower Guinea, West-Central Africa, Volume 1. Musée Royal de l'Afrique Centrale, 805 p.
- Stickney R. (1986). Tilapia tolerance of saline water - a review. *Program Fisch Cult*, 48(3) : 161-167.
- Stockwell J.D. & Johannsson O.E. (1997). Temperature-dependent allometric models to estimate zooplankton production in temperate freshwater lakes. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 54 : 2350-2360.
- Tackx M.L. M., Bakker C. & Van Rijswijk P. (1990). Zooplankton grazing pressure in the oosterschelde (The Netherlands). *Netherlands Journal of Sea Research*, 25 : 405-415.
- Tchapgnouo N.G.J., Njiné T., Togouet Z.H.N. Segnou D.C.S., Tahir M.S.T., Tchakonté S. & Pinel-Alloul B. (2012). Diversité spécifique et abondance des communautés de copépodes, cladocères et rotifères des lacs du complexe Ossa (Dizangué, Cameroun). *Physio-Géo*, 6(1) : 71-93.
- Ter Braak C.J.F. & Smilauer P. (2002). CANOCO Reference Manual and CanoDraw for Windows user's guide : Software for Canonical Community Ordination (Version 4.5). Microcomputer Power, Ithaca, New York (USA), 351 p.
- Teugels G.G. & Audenaerde T.V.D. (1992). Cichlidae : 714-779. In : Faune des poissons d'eaux douces et saumâtres de l'Afrique de l'Ouest Tome 2. Edition ORSTOM, Paris (France) : 385-902.
- Thabet R. (2017). Etude comparative de l'élevage du Tilapia du Nil "*Oreochromis niloticus*" entre les eaux douces et géothermales en Tunisie. Mémoire de Master en Ingénierie

- Environnementale, Institut Supérieur de Pêche et d'Aquaculture de Bizerte (Tunisie), 72 p.
- Toily K.N.B. (2009). La filière piscicole en côte d'Ivoire : cas des régions d'Abidjan, Agboville et Aboisso. Thèse de Médecine-Vétérinaire, Ecole Inter-états des Sciences et Médecine Vétérinaires (E.L.S.M.V.) de Dakar, (Sénégal), 131 p.
- Trewavas E. (1983). Tilapine fishes of the genera *Sarotherodon*, *Oreochromis* and *Danakilia*. Ithaca New York : Cornell University Press, Ithaca (USA), 583 p.
- Trouilhé M-C. (2006). Etude biotique et abiotique de l'habitat préférentiel de l'écrevisse à pattes blanches (*Austropotamobius pallipes*) dans l'ouest de la France. Implications pour sa gestion et sa conservation. Thèse de Doctorat, Faculté des Sciences Fondamentales et Appliquées, Université de Poitiers (France), 260 p.
- Twombly S. & Burns C.W. (1996 b). Exuvium Analysis : A Nondestructive Method of Analyzing Copepod Growth and Development. *Limnology and Oceanography*, 41 : 1324-1329.
- Vachon N. & Dumont P. (2000). Caractérisation des premières mentions de capture de la tanche (*Tinca tinca* L.) dans le Haut-Richelieu (Québec). Société de la faune et des parcs du Québec, Direction de l'aménagement de la faune de la Montérégie, Longueuil. Rapport technique 16-07, Canada, 39 p.
- Vanpeene-Bruhier S., Moyne M.L. & Brun J.J. (1998). La richesse spécifique : un outil pour la prise en compte de la biodiversité dans la gestion de l'espace - Application en Haute Maurienne, Aussois, Savoie (France) : 47-59.
- Villegas C. T., Millamena O. & Escritor F. (1990). Food value of *Brachionus plicatilis* fed three selected algal species as live food for milk fish *Chanos chanos* Forsskal fry production. *Aquaculture and Fish Management*, 21 : 213-219.
- Vincent D., Slawyk G., L'Helguen S., Sarthou G., Gallinari M., Seuront L., Sautour B. & Ragueneau O. (2007). Net and gross incorporation of nitrogen by marine copepods fed on ¹⁵N-labelled diatoms : Methodology and trophic studies. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 352 : 295-305.
- Viroux L. (2000). Dynamique du métazooplancton en milieu fluvial. Thèse de Doctorat en Sciences, Facultés Universitaires Notre-Dame de la Paix, Namur (Belgique), 309 p.
- Vogel C. (2014). Influence du changement global sur les peuplements piscicoles des lacs perialpins Léman, Bourget et d'Annecy. Rapport de stage. Master 2 recherche, Université Claude Bernard Lyon 1 (France), 27 p.

- Voss J. & Ruwet J.C. (1966). Inventaire des mouvements d'expression chez *Tilapia guineensis* (Blgr, 1983) et *Tilapia. macrochir* (Blgr, 1912) (poisson, Cichlidae). *Annale de la Société Royale Zoologique de Belgique*, 96(2-3) : 146-187.
- Wagner C. & Adrian R. (2011). Consequences of changes in thermal regime for plankton diversity and trait composition in a polymictic lake : a matter of temporal scale. *Freshwater Biology*, 56 : 1949-1961.
- Wallace L.R. & Snell T.W. (2010). Rotifera. In : Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates. 3rd Edition. Academic Press, Boston (USA) : 173-235.
- Wallace L.R., Snell T.W., Ricci C. & Nogrady T. (2006). Rotifera - Biology, Ecology and Systematics in Segers, H. (Eds). Guides to the Identification of the Microinvertebrates of the Continental Waters of the World. Backhuys Publishers, Leiden, Netherlands and Kenobi Productions, Ghent (Belgium), 299 p.
- Wallace R.L., Walsh E.J., Arroyo M.L. & Starkweather P.L. (2005). Life on the edge: rotifers from springs and ephemeral waters in the Chihuahuan Desert, Big Bend National Park (Texas, USA). *Hydrobiologia*, 546 : 147-157.
- Walsh E.J., Smith H.A. & Wallace R.L. (2014). Rotifers of temporary waters. *International Review of Hydrobiology*, 99(1-2) : 3-19.
- Welcomme R.L. (1988). International introductions of inland aquatic species. Fisheries Technical Paper. Report N° 294. FAO, Rome (Italy), 318 p.
- Witty L.M. (2004). Practical Guide to Identifying Freshwater Crustacean Zooplankton. Cooperative Fresh Water Ecology Unit, 2nd edition, Ontario (Canada), 50 p.
- Wurtz-Arlet J. (1980). La fertilisation des étangs. In : La Pisciculture en Etang. Institut National de la Recherche Agronomique. Edition INRA, Paris (France) : 99-106.
- Yao A.B., Goula B.T.A., Kouadio Z.A., Kouakou K.E., Kané A. & Sambou S. (2012). Analyse de la variabilité climatique et quantification des ressources en eau en zone tropicale humide : cas du bassin versant de la Lobo au Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire. *Revue Ivoirienne des Sciences et Technologiques*, 19 : 136 -1570.
- 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 K.E. (2021). Dynamique spatiale de la ville de Daloa (Centre-Ouest, Côte d'Ivoire). *DALOGÉ, Revue de Géographie de l'Université Jean Lorougnon Guédé, Daloa (Côte d'Ivoire)*, 5 : 235-248.

- Yapi Y.G., Touré M., Boka O.M., Tia E., Boby O.A-M. & Kadjo K.A. (2014). Dynamique des populations de *Biomphalaria pfeifferi* et de *Bulinus globosus* en zone d'endemie schistosomienne en Côte d'Ivoire. *European Scientific Journal*, 10(17) : 339-363.
- Yi Y., Lin C.K. & Diana J.S. (2002). Hybrid catfish (*Clarias macrocephalus* x *C. gariepinus*) and Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture in an integrated pen-cum-pond system : growth performance and nutrient budgets. *Aquaculture*, 217 : 395-408.
- Zebaze T.S.H. (2000). Biodiversité et dynamique des populations zooplanctoniques (ciliés, rotifères, cladocères, copépodes) du Lac Municipal de Yaoundé (Cameroun). Thèse de Doctorat de Troisième Cycle, Biologie des Organismes Animaux, Université de Yaoundé I (Cameroun), 175 p.
- Zié B., Bamba Y., Grogan N., Salla M. & Ouattara A. (2022). Effets des régimes alimentaires sur les productions associées d'*Oreochromis niloticus* (LINNE, 1758) et du riz WITA 9 (*Oryza sativa*) en étang. *Revue Ramres* 10(2) : 2424-2432.
- Ziehi A. (1993). Développement et recherche aquacoles en Côte d'Ivoire. In : Développement et recherche aquacoles en Afrique subsaharienne. Coche A.G. (Ed.), Rome (Italy) : 1-3.

ANNEXES

Annexe 1: Fiche de terrain

RELEVES DE TERRAIN – DONNEES MESOLOGIQUES

1- IDENTIFICATION DE LA STATION			
Nom		Date...../...../.....	Heure.....h.....
Code		Organisme	Nom de l'opérateur
Coordonnées de la station: X (N)		Y (W)	altitude m

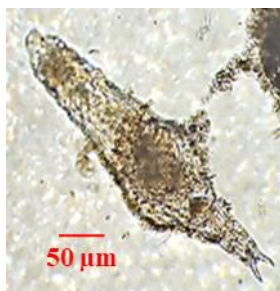
2- ENVIRONNEMENT GENERAL					
Environnement global rive droite	☐ forêt ☐ cultures ☐ zone urbanisée ☐ zone agricole ☐ Autre, à préciser				
Environnement global rive gauche	☐ forêt ☐ cultures ☐ zone urbanisée ☐ zone agricole ☐ Autre, à préciser				
Pente à la station	☐ faible ☐ moyenne ☐ forte				
Granulométrie (%)	Blocs (>20cm)	Graviers grossiers (5-20cm)	Graviers fins (0,2-5cm)	Sables (0,01-0,2cm)	Argiles (<0,01)
Substrats	☐ Vase ☐ Sable ☐ Gravier ☐ Gravier ☐ propre ☐ débris végétaux ☐ périphyton ☐ autre, à préciser				Débris végétaux ☐ feuilles ☐ branches ☐ tronc
Végétation aquatique (%).....	Profondeur		Largeur		Canopée
Sources interférence	☐ traces d'hydrocarbures ☐ présence de bétail ☐ rejet d'eaux usées				
Phénomène anormal observé	☐ odeur et/ou couleur inhabituelle de l'eau ☐ animaux morts ☐ croissance d'algues excessives ☐ feux de forêt ☐ autre, à préciser :				

3- CONDITIONS D'OBSERVATION	
Hydrologie	☐ étiage sévère ☐ basses eaux, étiage normal ☐ moyennes eaux ☐ hautes eaux
Traces de laisses de crues ou pluie importante ayant précédé l'échantillonnage (à préciser) ? : ☐ non ☐ oui quand ? (nb jours):	
Météo :	☐ soleil ☐ nuageux ☐ pluie fine ☐ crépuscule
Couleur eau :	☐ claire ☐ légèrement trouble ☐ trouble Fond visible : ☐ oui ☐ non
Vitesse de l'eau:	

4- CARACTERISATION PHYSIQUE ET CHIMIQUE DE LA STATION							
Conductivité				NO ₂ ⁻			
Oxygène dissous				NO ₃ ⁻			
Potentiel redox				NH ₄ ⁺			
pH				NTK			
Température				PO ₄ ²⁻			
TDS / Turbidité							

Annexe 2 : Photographies de quelques taxons de zooplancton récoltés à Daloa

Planche 1 : Taxons de Rotifera



Adineta tuberculosa



Asplanchna sieboldi



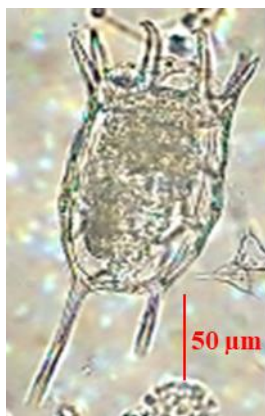
Platygaster quadricornis
quadricornis



Anuraeopsis fissa



Brachionus falcatus



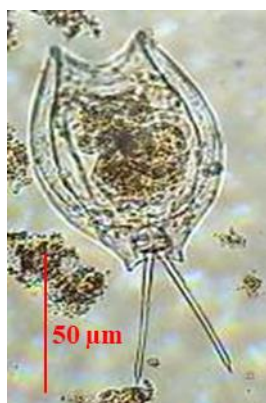
Keratella tropica



Colurella sp.



Paradicranophorus
hudsoni



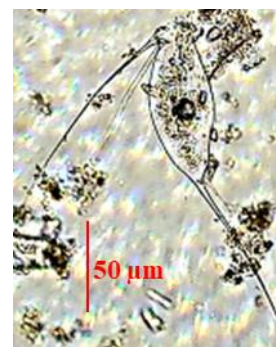
Lecane leontina



Trichocerca
elongata



Testudinella patina
patina



Filinia opoliensis

Planche 2 : Taxons de Copepoda



Nauplii de Copepoda



*Tropodiaptomus
lateralis*



*Tropodiaptomus
incognitus*



Cyclops prealpinus



*Ectocyclops
phaleratus*

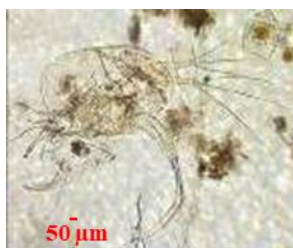


*Thermocyclops
crassus*



Tisbe sp.

Planche 3 : Taxons de Cladocera



Ilyocryptus spinifer



*Nicsmirnovius
eximius*



Moina macrocopa



*Diaphanosoma
excisum*

Annexe 3: Photographies de quelques moments d'acquisition de données



**Echantillonnage diurne
du zooplancton**



**Echantillonnage nocturne
du zooplancton**



Culture du zooplancton



Observation microscopique du zooplancton



**Comptage de larves de
poissons pour élevage**



**Oxygénation de l'eau des
bacs d'élevage**



**Pêche de contrôle de la
croissance des poissons**

Annexe 4 : Photographies des poissons élevés durant l'expérimentation

	DEBUT DE L'EXPERIMENTATION	FIN DE L'EXPERIMENTATION
Poissons nourris uniquement avec de la farine basse de riz (Poissons du milieu FRU)		
Poissons nourris avec de la farine basse de riz et du zooplancton vivant (Poissons du milieu ZFR)		
Poissons nourris essentiellement avec du zooplancton vivant (Poissons du milieu ZOE)		

Annexe 5 : Publications tirées de la Thèse

- N'Do B.B.V., Allouko J-R., Koué J-M.B. & Bony K.Y. (2023). Spatial and nycthemeral variations of zooplankton in urban aquatic ecosystems of Daloa (west-central of Côte d'Ivoire). *International Journal of Advanced Research*, 11(2) : 333-342.
- N'Do B.B.V., Allouko J-R., Kéita 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 Research and Reviews*, 23(1) : 402-409.

PUBLICATION 1

N'Do B.B.V., Allouko J-R., Koué J-M.B. & Bony K.Y. (2023). Spatial and nycthemeral variations of zooplankton in urban aquatic ecosystems of Daloa (west-central of Côte d'Ivoire). *International Journal of Advanced Research*, 11(2) : 333-342.



RESEARCH ARTICLE

SPATIAL AND NYCTHEMERAL VARIATIONS OF ZOOPLANKTON IN URBAN AQUATIC ECOSYSTEMS OF DALOA (WEST-CENTRAL OF CÔTE D'IVOIRE)

N'DO Bi Boly Valérie, Allouko Jean-Renaud, KOUE Jean-Marie Bertrand and BONY Kotchi Yves
Laboratory of Biodiversity and Tropical Ecology, UFR Environnement, Jean Lorougnon Guédé University, Côte d'Ivoire.

Manuscript Info

Manuscript History

Received: 15 December 2022

Final Accepted: 19 January 2023

Published: February 2023

Key words:-

Zooplankton, Composition, Density,
Ecosystems, Aquatic, Daloa

Abstract

Urban aquatic ecosystems are important to many species. But they are more subject to urban anthropization which impacts the organisms living there. This study aims to determine the composition and zooplankton density of urban aquatic ecosystems in Daloa. Zooplankton were sampled in June and October 2020, by filtering 90 liters of water on a 50 µm mesh screen, from three fish ponds, three lakes, three streams and one pool. A total of 57 taxa, consisting of 29 Rotifers (50.88%), 17 Copepods (29.82%) and 11 Cladocerans (19.30%), were inventoried. The richness and density varied, depending on the ecosystems, respectively from 04 to 20 taxa and from 4.44 to 139.99 ind/L. These values were higher during the daytime than at night, and in October than in June. The highest taxonomic richness was obtained at ETPA pond (20 taxa), and the lowest at RUGO creek (04 taxa). The highest densities were obtained in the ponds (139.99 ind/L, 75.56 ind/L and 72.60 ind/L) and the lowest in the creeks (4.44 ind/L) and the pool (17.41 ind/L). Nauplii and copepodites and the cladoceran Alona sp. were most observed at night in the lakes. Redundancy analysis showed that the proliferation of some Rotifers and Copepods is optimal in relatively warm and alkaline water ecosystems. Although zooplankton richness is higher during the daytime, night-time sampling should not be overlooked as a way to expand zooplankton taxonomic databases.

Copy Right, IJAR, 2023,. All rights reserved.

Introduction:-

Aquatic ecosystems play a key role in the live of many plant and animal species. They are generally used for drinking water supply, recreation and many other activities. However, these ecosystems are often subject to various types of pollution caused by many anthropic activities that undermine their functioning (Allan and Flecker, 1993; Kiblut, 2002). This dysfunction of these aquatic environments is often not without inconvenience to the life of the organisms living there (Bony et al., 2013). This is the case for zooplankton, an essential compartment of the aquatic biocenosis. Indeed, zooplankton serves as a biological indicator of water quality (Mollo and Noury, 2013; Chemli, 2017). It also makes oxygen available to benthic organisms, regulating phytoplankton populations (Mollo and Noury, 2013). It is even used in the control of dengue and malaria (Lardeux et al., 1992 and 2002). In addition, it serves as a source of animal protein for many invertebrates and fish (Dabbadié, 1996; Ouattara et al., 2007; N'doua et al., 2008;

Corresponding Author:- N'DO Bi Boly Valérie

Address:- Laboratory of Biodiversity and Tropical Ecology, UFR Environnement,
Jean Lorougnon Guédé University, Côte d'Ivoire.

Balvay, 2009). Due to its trophic role in the feeding of fish larvae and juveniles, zooplankton is produced in large quantities to be made available to fish farmers around the world.

These various interests that zooplankton has made it a well studied zoological group in the world. The Côte d'Ivoire, located in the West African part, is not in margin of this study. Thus, in this country several works concerning zooplankton have been carried out (Binet, 1976; Arfi et al., 1987; Pagano and Saint-Jean, 1988; Ouattara et al., 2007; N'doua et al., 2008; Aka-Koffi et al., 2010; Etilé, 2012; Monney et al., 2016; Anougbo et al., 2020). This work, essentially devoted to diversity, was mainly carried out in the South in lagoons, rivers and streams, and then in a few rivers and lakes in the North of the country. Limiting the study of zooplanktonic organisms to these areas can provide little information on their diversity. Indeed, Chemli (2017) mentioned in a study conducted in Canada that zooplankton diversity varies among aquatic environments. Therefore, the study of zooplankton in aquatic ecosystems in other regions of Côte d'Ivoire remains a field of exploration. It therefore appeared necessary to conduct a study on the diversity of zooplankton in aquatic ecosystems in the central-western part of the country, mainly in the city of Daloa. Indeed, Daloa is one of the largest areas containing various types of aquatic ecosystems distributed both in urban and periurban areas. The objective of this study is to assess the diversity of zooplanktonic organisms in Daloa.

Material And Methods:-

Study area

The area of this study is the city of Daloa. It is located in west-central Côte d'Ivoire, between parallels 6°30'00" and 7°00'00" of northern latitude and meridians 6°00'00" and 6°30'00" of western longitude. According to Diobo et al. (2013), the climate of Daloa is of the Attean type with a transient regime between the equatorial and tropical climate. This climate is characterized by two seasons that are distinguished during the year. These are the rainy season that extends from March to October and the dry season that covers the period from November to February (N'Guessan et al., 2014). In urban as well as periurban ecosystems of Daloa, 10 zooplankton sampling stations, consisting of three lakes (LACG, LABU and LABD), three streams (RUGO, RUMA and RUBC), three fish ponds (ETOS, ETPT, and ETPA), and one pool (MARU), were selected, according to their easy access and their potential to host zooplankton.

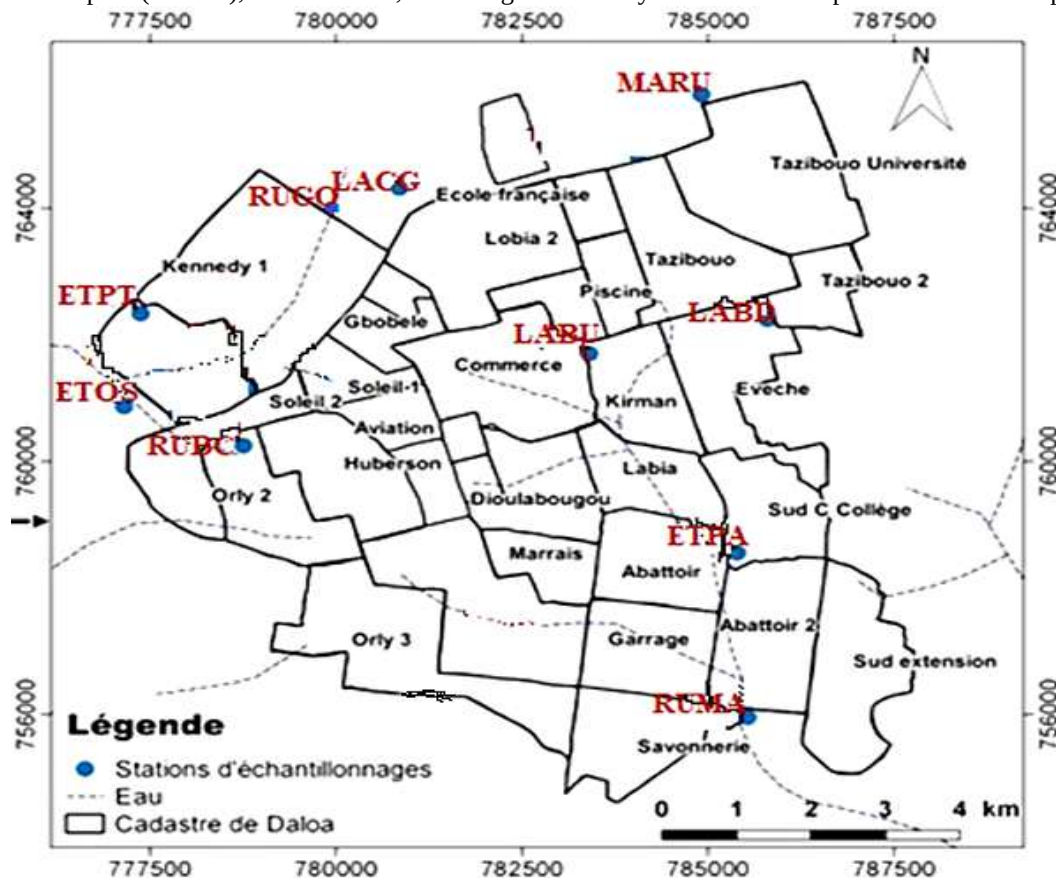


Figure 1:- Distribution of sampling stations in the city of Daloa.

Sampling, identification and counting of zooplankton organisms

Zooplankton sampling was done seasonally, both day and night, in the months of June and October 2020. During each sampling campaign, temperature, pH, dissolved oxygen, conductivity and turbidity were measured using a portable multi-parameter digital display. Zooplankton were collected by filtering 90 liters of water through a 50 µm mesh screen. At each station, the reject retained by the silk was collected and concentrated to 100 ml with the filtrate water in pillboxes and fixed with 70% alcohol. In the laboratory, subsamples of 10 ml were taken after homogenization and then observed drop by drop between slide and coverslip under an optical microscope. The observed taxa were photographed and then identified using the keys and books of Sladeczek (1983), Witty (2004), Aka-koffi et al. (2010), Kay & Hilde (2011), Razouls et al. (2011), Mollo & Noury (2013) and Cieplinski et al. (2016). To avoid losing taxa, the rinse water from the slides and coverslips was filtered, and the collected organisms were returned to the original subsample. The reconstituted subsample was observed under an inverted microscope in a 10 ml sedimentation dish for counting individuals of different taxa.

Data analysis

The biological data obtained from the count were translated into taxonomic richness, occurrence, and density (ind/L). These indices were used to determine the composition and structure of the zooplankton population. Percentage occurrence of taxa was calculated to determine taxa based on their constancy in the ecosystem according to the following relationship: $\%Occ = (Pa/P) \times 100$ with Pa = total number of removals containing the taxon under consideration; P = the total number of removals made. Dajoz's (1982) key was used to classify taxa into constant taxa ($\%Occ \geq 50\%$), accessory taxa ($25\% < \%Occ < 50\%$), and accidental taxa ($\%Occ \leq 25\%$). Of the incidental taxa, those with less than 5% occurrence are considered rare taxa. The density of individuals was calculated with the following formula, used by Agadjihouédé et al. (2010): $D = (n/v1) \times (v2/v3)$ with n = number of individuals counted, $v1$ = volume of filtrate collected (10 mL), $v2$ = volume of concentrated filtrate (100 mL), $v3$ = volume of filtered water (90 L).

Statistical processing of data

ReDundancy Analysis (RDA)

The ReDundancy Analysis (RDA) was performed to know the relationship between physicochemical parameters and abundances of zooplanktonic taxa in the sampling stations. For this purpose, two matrices of taxon-station and physico-chemical parameter-station data were constituted. This analysis highlights the environmental preferences of the populations (Ter Braak and Smilauer, 2002). The Monte Carlo test was performed to select the physico-chemical parameters that best explain the distribution of organisms in the ecosystems (Manly, 1994). This analysis was performed under the CANOCO 4.5 software (Canonical Community Ordination, version 4.5).

Comparative data analyses

Comparisons of abiotic and biotic variables were made using the Kruskal-Wallis test (for multiple comparisons) and the Mann-Whitney U test (for two-sample comparisons). Taking into account the p-value, the significant difference between the variables compared exists if this p-value is lower than the significance threshold of 0.05, and when this probability value is higher than 0.05, this significant difference does not exist between the variables compared. These different comparison tests were carried out using STATISTICA V 7.2 software.

Results:-

Physico-chemical parameters

The median values of the physico-chemical parameters obtained during the day and at night in the different sampling stations are presented in table 1. Overall, the values of these parameters vary little from one station to another. The nycthemeral variations of these physico-chemical parameters show that there is no significant difference between the daytime values and those measured at night (Mann-Whitney U test, $p > 0.05$). However, the daytime values are higher than the night-time values.

Table 1:- Median values of physico-chemical parameters of the sampling stations (June and October 2020).

Sampling stations	Code	Temperature (°C)		Ph		Dissolved oxygen (mg/l)		Conductivity (µS/cm)		Turbidity (ppm)	
		Day	Night	Day	Night	Day	Night	Day	Night	Day	Night
Pool MARU	MARU	26,64	26,41	7,10	6,64	3,67	3,58	113,05	103,84	55,76	51,15
Lake LACG	LACG	28,53	27,59	7,15	6,75	4,24	3,89	76,49	72,21	37,66	35,57

Creek RUGO	RUGO	27,32	26,66	7,09	6,66	4,38	3,88	130,43	118,04	64,32	58,15
Lake LABU	LABU	28,20	27,47	7,96	7,20	3,99	3,50	165,96	139,34	81,75	68,64
Lake LABD	LABD	28,64	27,47	7,61	7,15	3,95	3,62	133,98	118,62	65,99	58,43
Pond ETPA	ETPA	27,22	26,54	8,49	7,35	5,02	4,01	153,80	123,29	75,69	60,73
Creek RUMA	RUMA	27,36	26,74	7,50	6,80	3,53	3,30	158,31	128,46	78,06	63,28
Pond ETPT	ETPT	27,10	26,45	8,02	6,92	5,25	4,38	153,54	137,78	75,58	67,87
Pond ETOS	ETOS	26,50	26,21	8,41	7,45	5,95	5,17	149,47	131,00	73,60	64,53
Creek RUBC	RUBC	27,56	26,97	8,30	7,75	6,28	5,62	252,81	239,74	124,59	118,10

Composition of the planktonic fauna

During this study period, 57 zooplanktonic taxa were inventoried. Among these taxa, 29 taxa of Rotifers (50.88%), 17 taxa of Copepods (29.82%) and 11 taxa of Cladocerans (19.30%) were distinguished (Table 2). Taxonomic richness varied by aquatic environment (04 to 20 taxa) and sampling periods (00 to 11 taxa). The highest taxonomic richness (20 taxa) was obtained at the ETPA pond, and the lowest at the RUGO stream (04 taxa). These 57 taxa are distributed between 21 families and 09 orders. The most diversified family is the Brachionidae (12 taxa). It is followed by the family Cyclopidae (08 taxa). The nycthemeral variation of taxonomic richness shows that zooplankton is more diverse during the day (37 taxa) than at night (21 taxa) except in the ETPA pond (Mann-Whitney U test, $p > 0.05$). Also, some taxa of Copepods (Nauplius and Copepodites) and Cladocerans (Alona sp.) are essentially observable only at night.

Densities of the planktonic fauna

The zooplanktonic population sampled during this study is characterized by a maximum density of 139.99 ind/L, with a dominance of Rotiferans (53%), followed by Copepodites (36%), then Cladocerans (11%). Zooplankton were densest at the ETPA (139.99 ind/L), ETOS (75.56 ind/L) and ETPT (72.60 ind/L) fish ponds. While ETPA is characterized by a density of 133.33 ind/L of Rotifer, and ETOS by a density of 56.6 ind/L of Copepods, ETPT concentrates 39.63 ind/L of Copepods and 17.78 ind/L of Cladoceran. On the other hand, the lowest densities were recorded in RUGO creek (4.44 ind/L) and MARU pool (17.41 ind/L). The densities of zooplankton sampled at our different stations are higher in the dry season (October) than in the rainy season (June). Nycthemeral variations indicate higher densities during the day with a preponderance of Rotifers, than at night where Copepods are more abundant.

Occurrence of taxa

In total, 5 taxa representing 8.62% of the total richness are constant. These are the Rotifera *Anuraeopsis fissa*, *Brachionus urceolaris*, *Lecane bulla* and *Asplanchna priodonta*, and the Copepod *Mesocyclops* sp. The Rotifers *Brachionus caudatus*, *Trichocerca longiseta*, *Trichocerca pusilla*, *Asplanchna sieboldi* and *Conochilus hippocrepis*, as well as the copepods *Acanthocyclops vernalis*, *Tropocyclops extensus*, *Mesocyclops leuckarti*, *Tropocyclops prasinus*, *Pseudodiaptomus incisus*, and the Cladoceran *Moina macrocopa* constituting 18.97% of the taxonomic composition appeared as accessories. The other 42 taxa, with a proportion of 72.41% of the richness of this zooplanktonic population, were incidental.

Table 2:- Inventory of zooplankton organisms collected in urban aquatic environments in Dalao

CLASSES	ORDERS	FAMILIES	TAXA	Code	SAMPLING STATIONS							
					ETOS		ETPA		ETPT		LABD	
					Da	Ni	Da	Ni	Da	Ni	Da	Ni
Rotifers	Ploimida	Brachionidae	Brachionus falcatus	Brfa			x					
			Anuraeopsis fissa	Anfi			x			x		
			Keratella quadrata	Kequ								
			Keratella cruciformus	Kecr				x				
			Keratella tropica	Ketr								
			Brachionus angularis	Bran			x					
			Brachionus calyciflorus	Brca							x	
			Brachionus caudatus	Brau			x		x			
			Brachionus forficula	Brfo			x					
			Brachionus kostei	Brko								
			Brachionus quadridentatus	Brqu								
			Brachionus urceolaris	Brur	x		x					
		Lecanidae	Lecane aculeata	Leac			x					
			Lecane bulla	Lecu				x	x		x	
			Lecane leontina	Lele							x	
			Lecane lunaris	Lelu								
		Trichocercidae	Trichocerca capucina	Trca								
			Trichocerca longiseta	Trlo			x					
			Trichocerca pusilla	Trpu							x	
		Asplanchnidae	Asplanchna priodonta	Aspr	x		x					
			Asplanchna sieboldi	Assi			x					
		Euchlanidae	Euchlanis dilatata	Eudi								
			Euchlanis incisa	Euin								
		Colurellidae	Colurella uncinata	Coun			x					
		Dicranophoridae	Dicranophorus hanerianus	Diha								
		Notommatidae	Enteroplea lacustris	Enla								
	Bdelloidea	Habrotrochidae	Habrotrocha sp.	Hach								
	Flosculariacea	Conochilidae	Conochilus hippocrepis	Cohi						x		
	Gnesiotrocha	Filiniidae	Filinia longiseta	Filo				x				
Copepods	Cyclopoida	Cyclopidae	Acanthocyclops vernalis	Acve	x			x				
			Afrocylops gibsoni	Afgi							x	
			Diacyclops bicuspidatus	Dibi	x							
			Ectocyclops hirsutus	Echi								
			Tropocyclops extensus	Trex					x		x	
			Mesocyclops leuckarti	Mele	x				x			
			Mesocyclops sp.	Mesp	x						x	
			Tropocyclops prasinus	Trpr	x				x			
		Oithonidae	Limnoithona sinensis	Lisi		x				x		
	Calanoida	Diaptomidae	Pseudodiaptomus incisus	Psin								
			Allodiaptomus mieni	Almi					x			
			Topodiaptomus lateralis	Trla								
			Tropodiaptomus lateralis	Trol					x			
	Harpacticoida	Centropagidae	Sinocalamus laevidactylus	Sila					x			
		Cantocamptidae	Afrocamptus uncinatus	Afun								
			Copépodites	Codi								x
			Nauplius de copepode	Nape								x
Cladocers	Anomopoda	Chydoridae	Pleuroxus laevis	Plla	x							
			Alona guttata	Algu				x				
			Alona intermedia	Alin								
			Alona sp.	Alsp				x				x

		Daphniidae	Daphnia pulex	Dapu								x	
			Simocephalus serrulatus	Sise					x				
			Simocephalus vetulus	Sive				x					
		Macrothricidae	Macrothrix spinosa	Masp								x	
		Moinidae	Moina macrocopa	Moma	x				x				
		Ctenopoda	Sididae	Sicr				x				x	
			Diaphanosoma sarsi	Disa									
Total	09	21	57		09	01	11	09	10	03	10	03	
					10		20		13		13		

Da=Day

Ni=Night

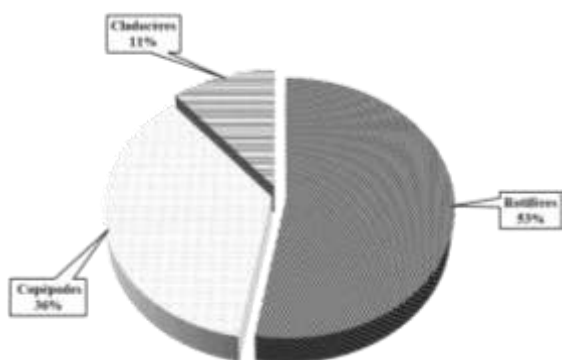


Figure 2:- Abundances of zooplankton groups

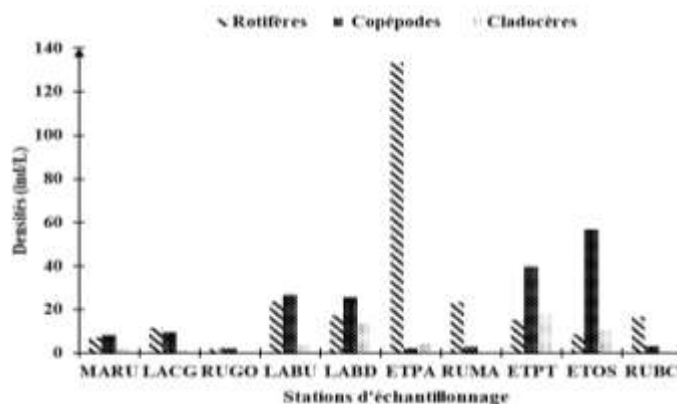


Figure 3:- Densities and structure of zooplankton settlement

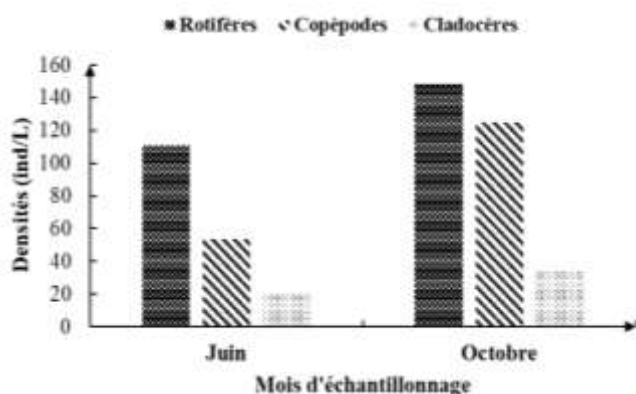


Figure 4:- Monthly zooplankton densities

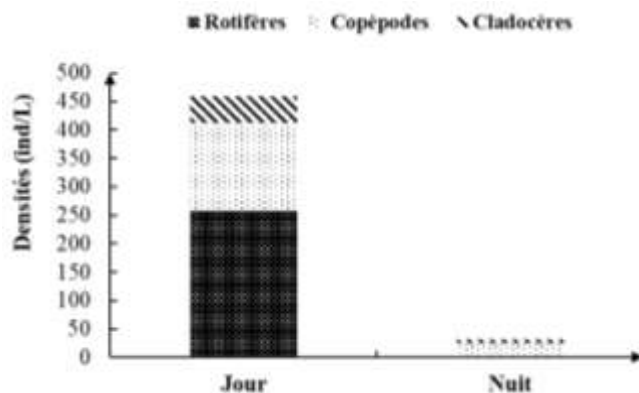


Figure 5:- Nycthemeral zooplankton density

Influence of environmental variables on the distribution of zooplankton taxa

The results of the redundancy analysis performed between physico-chemical parameters and the main taxa (constant taxa in our samples) at the different sampling stations specify Temperature and pH influence more the distribution of zooplankton in the different sampling stations.

Axis 1 with 48% of the information is negatively correlated with high pH values, and to a lesser extent with turbidity and conductivity. Axis 2 with 12% of the information is positively correlated with high temperature values and negatively correlated with dissolved oxygen. Axis 1 parameters influenced the distribution of the rotifers *Asplanchna priodonta* and *Anuraeopsis fissa* and the copepod *Mesocyclops* sp. These rotifers, strongly correlated with axis 1, seem to be determined by turbidity and conductivity as well as high pH values at the ETPA station. The copepod, on the other hand, although correlated to axis 1, is determined rather by the low values of these physico-chemical parameters at the MARU station. The taxa *Brachionus urceolaris* and *Lecane bulla* are positively correlated to axis 2, and are found respectively at stations ETOS and LABD. *Brachionus urceolaris* seems to be determined by high dissolved oxygen values and *Lecane bulla* by high temperature values.

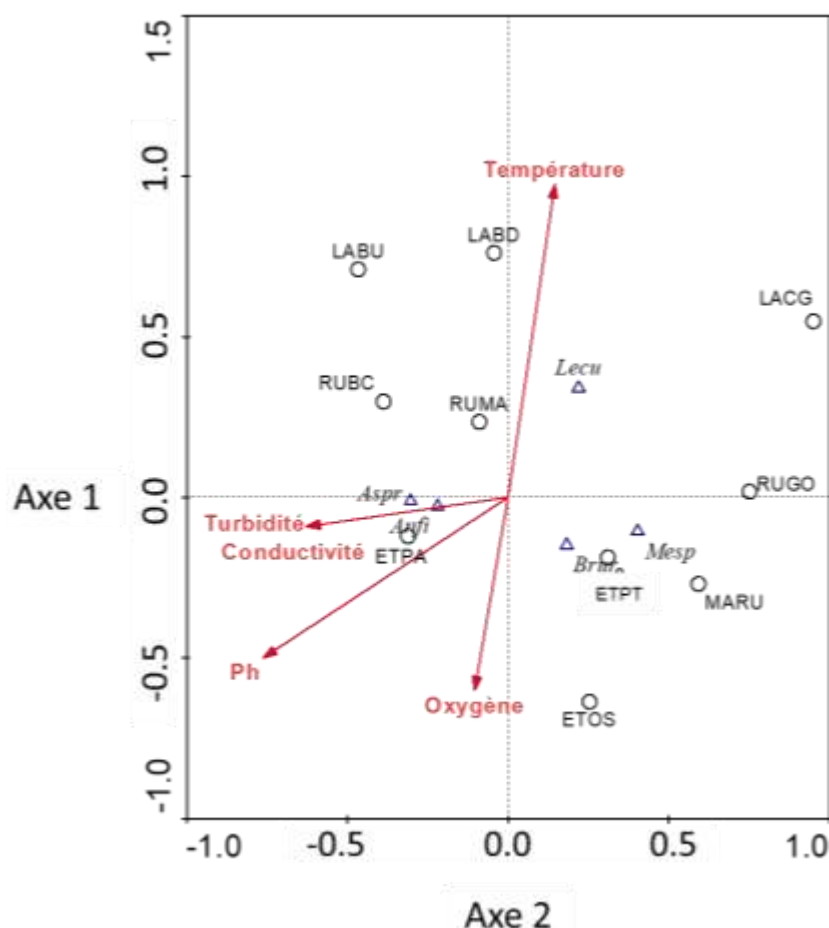


Figure 6:- Redundancy analysis (RDA) of the main zooplanktonic taxa of some urban aquatic environments of Daloa according to 339arbou-chemical parameters. Legend: ETOS, ETPT, LABD, LABU, LACG, MARU, RUBC, RUGO and RUMA are the codes of the sampling stations and Aspr, Lecu, Anfi, Mesp and Brur are the codes of the main taxa.

Discussion:-

This study reveals that the urban aquatic environments of Daloa 339arbour mainly Rotiferans, Copepods and Cladocerans with a dominance of Rotifers over the other groups. These same results have already been observed in the work of Monney et al. (2016), carried out on four coastal rivers in the southeast of Côte d'Ivoire. The same observation had also been made through the study conducted by Aka (1998) in small water reservoirs in the north of the country. The dominance of Rotifer in the zooplanktonic population, revealed in these different studies, shows that these organisms represent the most important zooplanktonic group in fresh water, as pointed out by Margalef (1983). Indeed, Rotiferans are able to proliferate in eutrophic ecosystems as is the case of most aquatic ecosystems in the urban area of Daloa, exposed to all kinds of pollution. According to Djéné (2020), the urban hydrosystems of Daloa, whose state of integrity he evaluated, suffer from a poor ecological quality. And this high representation of Rotifer in the aquatic ecosystems of Daloa can be considered as a biological indicator of a high trophic level. As well as Rotifer, the density of Copepod and Cladocer was greater in October, when rainfall is reduced, than in June when the basins and beds of aquatic ecosystems are overflowing with water. These results support those of Monney et al. (2016) who observed higher zooplankton densities, in four coastal rivers in southeastern Côte d'Ivoire, during flood periods than during flood periods. This situation would be linked to the planktonic life that characterizes this compartment of the aquatic biocenosis. Indeed, zooplanktonic organisms cannot oppose the current that is created in the water mass with the increase in the quantity of water in the aquatic ecosystems. In such situations, these animals cannot proliferate (Ouattara et al., 2007). The zooplanktonic population sampled in the aquatic ecosystems of Daloa has a taxonomic richness (57 taxa) significantly higher than those obtained by Monney et al. (2016) (28 taxa) and by Aka (1998) (30 taxa). This difference of nearly 50% may be due to several reasons. Indeed, these authors used a plankton net with a mesh size of 64 μm as opposed to 50 μm in the present study. In addition, the environments

visited in the present study are numerous and varied in type. Even better, zooplankton sampling was done during the day as well as at night, which increases the chances of obtaining a high taxonomic richness (Pagano et Saint-Jean, 1988). According to McQueen et al (1986), while some taxa migrate to the water surface during the day, others prefer to perform this movement at night, in search of food. This taxonomic richness was highest in the ETPA fish pond (20 taxa), which is routinely fertilized with poultry droppings, in contrast to other fish ponds that do not receive fertilizers. This result is in addition to those of Agadjihouede et al. (2010), Akodogbo et al. (2014), Elégbe et al. (2016), Elégbe et al. (2017), Amian et al. (2018), Anougbo et al. (2020), in fish ponds fertilized with inorganic and/or organic feed. The achievement of high taxonomic richness in these fertilized ponds is thought to be due to the availability of nutrients generated by the decomposing fertilizers. According to Seyer (2002), this material increases phytoplanktonic development which, in turn, stimulates zooplanktonic production. Abou et al. (2010) argue that taxon richness is high in fertilized fish ponds. These authors state that fertilizers stimulate the development of algae, bacteria, and protozoa, which Rotifers and Cladocerans feed on to proliferate. However, this taxonomic richness did not vary nycthemerally from one sampling station to another. At all stations visited, taxonomic richness was higher during the day than at night. This would be due to the fact that most zooplankton organisms, being herbivores, come to the surface during the day to graze on phytoplankton. However, other zooplanktonic organisms such as that Nauplii and Copepodites and the cladoceran *Alona* sp. are more planktonic than benthic at night. This is because these organisms, being the prey of the youngest fish stages (Balvay, 2009), flee from fish predation during the day and only come to the water surface at night, when the fish descend to rest (McQueen et al., 1986). Unfortunately, predation is not the only factor in the distribution of zooplanktonic organisms in the urban aquatic environments of Daloa. Some rotifers (*Asplanchna priodonta* and *Anuraeopsis fissa*) proliferate best under high turbidity, conductivity and Ph. The opposite is true for the copepod *Mesocyclops* sp. which grows better if the values of these parameters are low. The proliferation of other rotifers is rather conditioned by dissolved oxygen and temperature. Thus, *Brachionus urceolaris* reproduces abundantly in well oxygenated environments, and *Lecane bulla* in relatively warm waters.

Conclusion:-

At the end of this study, it should be noted that the urban aquatic ecosystems of Daloa are essentially home to Rotifers, Copepods and Cladocerans. 57 taxa of these organisms have been inventoried in these waters. These taxa are dominated by the Rotifer group. The zooplanktonic population is more important in the fish ponds. However, these organisms were observed more during the day than at night, both in quality and quantity, in all the aquatic ecosystems visited. The distribution of zooplankton in these aquatic environments is influenced more by temperature and Ph, whose relatively high values during the day allow a good taxonomic richness. However, nocturnal collections of zooplankton would increase this taxonomic richness.

Acknowledgements:-

The authors warmly thank all those people who helped them in the sampling missions as well as in the identification of organisms.

References:-

1. Abou, Y., Hossou E. and Fiogbé, ED (2010): Effects of an Azolla cover on the growth and production performance of pond-reared *Clarias gariepinus* (Burchell). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 4(1): 201-208.
2. Agadjihouède, H., Bonou, CA, Chikou, A. and Lalèyè, P. (2010): Comparative production of zooplankton in ponds fertilized with poultry dung and cow dung. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 4 (2): 432-442.
3. Aka, NM (1998): *Ecologie planctonique des petites retenues du Nord de la Côte d'Ivoire*. Mémoire de DEA, Université d'Abobo-Adjamé (Côte d'Ivoire), 61 p.
4. Aka-koffi, NM, Pagano, M., Cecchi, P. and Corbin, D. (2010) : Identification of some Copépodes from small dam lakes in northern Ivory Coast. Technical sheets and extension document, 1-7.
5. Akodogbo, HHC and Bonou, ED (2014): Effect of pig dung fertilization on zooplankton production. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 8 (6): 2721-2730.
6. Allan, JD and Flecker, AS (1993): Biodiversity conservation in running waters: identifying the major factors that threaten destruction of riverine species and ecosystems, *Biosciences* 43 (1): 32-43.

7. Amian, AF, Etilé, RN, Aka, MN, Wandan, EN and Blé, CM (2018): Zooplankton Diversity and Abundance in Extensive Fish ponds during the Rearing of tilapia *Oreochromis niloticus*. juveniles Fed with Rice Bran (West Africa, Ivory Coast). *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 6(4): 131-136.
8. Anougbo, AB, Etilé, NR, Nobah, KSC, Boua, AC and Gooré Bi, G. (2020): Zooplanktonic settlement of *Chrysichthys nigrodigitatus* (Lacépède, 1803) pre-growth ponds fertilized with three organic feeds composed of agricultural by-products harvested in Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences* 146: 15016 - 15024.
9. Arfi, R., Pagano, M. and Saint-Jean, L. (1987): Zooplanktonic communities in a tropical lagoon (the Ebrié Lagoon, Cote d'Ivoire): spatio-temporal variations. *Revue d'Hydrobiologie Tropicale*, 20: 21-35.
10. Balvay, G. (2009): The biodiversity of freshwater zooplankton in Haute-Savoie and France. *Archives des Sciences*, 62 : 87-100.
11. Binet, D. (1976): Contribution à l'écologie de quelques taxons du zooplancton de Côte d'Ivoire: doliolés salpes-appendiculaires. Document Scientifique, Centre de Recherche Océanographique, Abidjan, 7(1): 45-61.
12. Bony, KY, Konan, KF, Edia, OE, Kouassi, NC, Diomandé, D. and Ouattara, A. (2013): Anatomy and reproductive strategies of *Indoplanorbis exustus* (Deshayes, 1834), an invasive freshwater mollusc in Côte d'Ivoire (West Africa). *Journal of Applied Biosciences* 71: 5742-5752.
13. Chemli, A. (2017): Zooplankton as a bioindicator of trophic status and ecological integrity in the lakes of Mont-Tremblant Park. Master's thesis in biological sciences, Faculty of Arts and Sciences, Université de Montréal, Canada, 111 p.
14. Cieplinski, A., Weisse, T. and Obertegger, U. (2016): High diversity in *Keretella cochlearis* (Rotifera, Monogononta): morphological and genetic evidence, 243 p. Dabbadié, 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. Doctoral thesis from the University of Paris 6. Spécialité : Océanologie biologique, 215 p.
15. Dajoz, R. (1982): Précis d'écologie. Bordas, Paris, 505 p.
16. Diobo, KSD, Koli Bi, Z., Asse, H. and Brou, YT (2013): Environmental parameters and prevalence of buruli ulcer in the department of Daloa (west-central Ivory Coast). *Revue de Géographie du Bénin Université d'Abomey-Calavi (Bénin)* (14): 184- 205.
17. Djéné, KR (2020): Diversity of macroinvertebrates and their use in the evaluation of the ecological quality of urban aquatic ecosystems in Daloa (Centre-West, Ivory Coast). Doctoral thesis of the University Jean Lorougnon Guédé of Daloa, Ivory Coast. Specialty: Hydrobiology, 197 p.
18. Elègbe, HA, Blé, CM, Agbohessi, PT, Etilé, RN, Imorou Toko, II and Laleye, P. (2017): Plankton Diversity in a Tropical Traditional Fish Farming "Whedos" in the Oueme River (Benin, West Africa) During an Experience of Compensatory Overeating Essay on *Clarias gariepinus* and *Oreochromis niloticus*. *International Journal of Agriculture Innovations and Research*, 2(6): 2319-1473.
19. Elègbe, HA, Blé, CM, Etilé, RN, Chikou, A., Toko, II, Maryse N'Guessan Aka, MN, Agbohessi, PT and Laleye, P. (2016): Diversity and structure of zooplankton in a tropical traditional aquaculture system "Whedos" in Ouémé river high delta (Benin, West Africa). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 4(6): 772-779.
20. Etilé, NR (2012): Peuplement zooplanctonique d'une lagune tropicale ouest-africaine : cas du complexe lagunaire de Grand-Lahou (Côte d'Ivoire). Single thesis, Université Félix Houphouët Boigny de Cocody-Abidjan, 228 p.
21. Kay, VD and Hilde, E. (2011): The Afromontane Cladocera (Crustacea: Brachiopoda) of the Rwenzori (Uganda-D. R. Congo): taxonomy, ecology and biogeography. *Hydrobiologia*, 676: 57-100.
22. Kiblut, K. (2002): Ichthyological communities and measures of biotic integrity in the Kamouraska River watershed. Diplôme d'Etudes Supérieures Spécialisées " Ingénierie des Hydrosystèmes Continentaux en Europe ", 64 p.
23. Lardeux, F., Riviere, F., Sechan, Y. and Kay, BH (1992) : Release of *Mesocyclops aspericornis* (Copepoda) for control of larval *Aedes polynesiensis* (Diptera: Culicidae) in land crab burrows on an atoll of French Polynesia. *Journal of Medical Entomology*, 29: 571-576.
24. Lardeux, F., Riviere, F., Sechan, Y. and Loncke, S. (2002): Control of the aedes vectors of the dengue viruses and *Wuchereria bancrofti*: the French Polynesian experience. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 96 (2): 105-116.
25. Manly, BFJ (1994): Multivariate Statistical Methods. A primer. Second edition. Chapman & Hall, London, 215 p.
26. Margaleff, R. (1983): *Limnologia*. Omega, Barcelona, 1010 p.
27. McQueen, DJ, Post, JR and Mills, EL (1986): Trophic relationships in freshwater pelagic ecosystems. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 43: 1571-1581.
28. Mollo, P. and Noury, A. (2013): The plankton manual. Editions Charles Léopol Mayer, Paris (France), 198 p.

29. Monney, AI, Ouattara, NI, Etilé, NR, Aka, NM, Bamba, M. and Koné, T. (2016): Distribution of zooplankton in relation to environmental characteristics of four coastal rivers in southeastern Ivory Coast (West Africa). *Journal of Applied Biosciences*, 98: 9344-9353.
30. N'doua, E., Kouassi, AM and Adingra, AA (2008): Zooplanktonic communities of the Grand-Lahou lagoon (Ivory Coast). *Fiches techniques et document de vulgarisation*, 1-5.
31. N'Guessan, AH, N'Guessan, KF Kouassi, KP, Kouamé, NN and N'Guessan, PW (2014): Population dynamics of the cocoa stem borer, *Eulophonotus myrmeleon* Felder (Lepidoptera: Cossidae) in the Haut-Sassandra region of Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences*, 83: 7606-7614.
32. Ouattara, IN, Ouattara, A., Koné, T., N'douba, V. and Gourène, G. (2007): Distribution of zooplankton along two small West African coastal basins (Bia and Agnébi; Ivory Coast). *Agronomie Africaine*, 19 (2): 197-210.
33. Pagano, M. and Saint-Jean, L. (1988): Importance and role of zooplankton in a tropical lagoon, the Ebrje lagoon (Ivory Coast): populations, biomass, production and metabolic balance. Thesis of Doctorat d'Etat Es-sciences naturelles. Université d'Aix-Marseille II, Faculté des Sciences de Luminy, 451 p.
34. Razouls, C., De Bovée, F., Kouwenberg, J. and Desreumaux, N. (2011) : Diversity and geographical distribution in marine planktonic copepods. CNRS, UPMC, 77p.
35. Seyer, J. (2002): The song of the water. Production of live prey *Brachionus plicatilis* and *Artemia salina*. Ifremer, Merea station, 83-84.
36. Sladeczek, V. (1983): Rotifers as indicators of water quality. *Hydrobiologia*, 100: 169 - 201.
37. Ter Braak, CJF et Smilauer, P. (2002) : CANOCO Reference Manual and CanoDraw for Windows user's guide : Software for Canonical Community Ordination (Version 4.5). Microcomputer Power, Ithaca, New York, 351 p.
38. Witty, LM (2004) : Practical Guide to Identifying Freshwater Crustacean Zooplankton. Cooperative Fresh Water Ecology Unit, 2e édition, Ontario (Canada), 50 p.

PUBLICATION 2

N'Do B.B.V., Allouko J-R., Kéita 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 Research and Reviews*, 23(1) : 402-409.

Use of zooplankton prey in aquaculture production of Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758) in Daloa, Côte D'Ivoire

Bi Boly Valérie N'DO^{1,*}, Jean Renaud ALLOUKO¹, Gaoussou KEITA¹, Kotchi Yves BONY¹ and Amidou OUATTARA²

¹ Tropical Biodiversity and Ecology Laboratory, UFR Environment, Jean Lorougnon Guédé University, Daloa, Côte d'Ivoire.

² Ouattara N'golo fish farm "hatchery producing improved tilapia fry", Daloa, Côte d'Ivoire.

World Journal of Advanced Research and Reviews, 2024, 23(01), 402–409

Publication history: Received on 25 May 2024; revised on 03 July 2024; accepted on 05 July 2024

Article DOI: <https://doi.org/10.30574/wjarr.2024.23.1.2019>

Abstract

The aim of the study carried out at the Ouattara N'golo fish farm in Daloa was to contribute to the improvement of fish production in Côte d'Ivoire through the production of Nile tilapia fed on zooplankton prey. Larvae of the Brazilian strain of *Oreochromis niloticus*, with an initial weight of 0.03 ± 0.01 g and an initial total length of 1.7 ± 0.1 cm, were distributed in triplicate in three plastic tanks. Fish in BAC 1 were fed only low-grade rice flour (LSRF), while those in BAC 2 were fed LSRF and live zooplankton (LSRF + ZOO). Fish in BAC 3 were fed mainly live zooplankton (ZOO). The main results show that fish fed with low-grade rice flour and live zooplankton (FBR + ZOO), and those fed mainly with live zooplankton (ZOO) recorded the highest survival rates ($95.25 \pm 0.0025\%$ and $97.5 \pm 0.005\%$ respectively). Furthermore, weight and length growth at the end of the experiment were greater in fish fed with low-grade rice flour and live zooplankton (2.66 ± 0.01 g and 6.8 ± 0.1 cm) than in those fed with low-grade rice flour only (2.46 ± 0.02 and 5.8 ± 0.1 cm) and those fed mainly with live zooplankton (1.93 ± 0.03 and 5.5 ± 0.1 cm). The involvement of zooplankton prey in the diet of Nile tilapia larvae confers better survival and growth performance on these small fish, while at the same time reducing the expense of producing them.

Keywords: *Oreochromis niloticus*; Zooplankton; Survival; Growth

1. Introduction

Fish is an excellent source of fatty acids, some of which are essential for the development and functioning of the nervous system [1]. And thanks to these fatty acids, fish helps prevent cardiovascular disease [1]. As a result, it has become the most widely consumed animal in the world [2]. In Côte d'Ivoire, fish is the main source of animal protein for consumers [3]. But local production is too low to meet the fish needs of the Ivorian population. The country has therefore had to increase its local production by importing fish [4]. Despite all these efforts, the Ivorian population's demand for fish is far from being met. The government of Côte d'Ivoire has also invested in aquaculture to revitalise the fish production sector. Unfortunately, the aquaculture projects initiated by the government to increase fish production have all failed [5]. The government then went on to popularise fish farming in several regions of the country. In the Centre-West, Daloa is the area most interested in fish farming [6]. However, this aquaculture activity is essentially hampered by a problem of feeding from the larval stage to the adult stage [6]. The survival rate of fish from the larval stage to the fry and juvenile stages is low, and the market weight is not optimal, resulting in poor yields [7]. Good fish yields are closely linked to the survival and harmonious development of the larvae [8]. And these larvae require the presence of mobile prey of microscopic size that can meet their food and nutritional requirements [8], in this case zooplankton organisms [9]. In Western countries, zooplankton organisms are fed to fish to improve fish production [10, 11, 12, 13]. In Côte d'Ivoire, studies of animal plankton have focused mainly on their biology or diversity in various aquatic environments. Few

* Corresponding author: Bi Boly Valérie N'DO

studies have been devoted to the use of zooplankton in fish production in Côte d'Ivoire [14]. Yet zooplankton is the preferred live food of several fish species, including Tilapia [15]. Therefore, using zooplankton prey in the production of tilapia *Oreochromis niloticus* could be an alternative to satisfy the fish demand of the Ivorian population. The aim of this study is therefore to contribute to the improvement of fish production in Côte d'Ivoire through the production of Nile tilapia fed on zooplanktonic prey.

2. Materials and methods

2.1. Materials

21-day-old *Oreochromis niloticus* larvae of the improved Brazilian strain (Figure 1) were used. These fish were produced at the OUATTARA N'golo fish farm "Hatchery for the production of improved tilapia fry" in Daloa, Côte d'Ivoire. Average individual weight was 0.03 ± 0.01 g and total length 1.7 ± 0.1 cm. The stocking density was 800 larvae / m³ of water [16].



Figure 1 Sample of reared *Oreochromis niloticus* larvae

2.2. Methods

2.2.1. Conduct of the experiment

Fish distribution

The larvae were placed in three plastic tanks (BAC 1, BAC 2 and BAC 3), each of which was tripled, giving a total of nine tanks (Figure 2). Each of these tanks, containing 500 liters of borehole water, was stocked with 400 *Oreochromis niloticus* larvae.



Figure 2 Partial view of the fish rearing system

Ra = diet ; FBR = low-grade rice flour ; ZOO = live zooplankton

Feeding

The fish were fed different diets in the rearing tanks. They were fed three times a day at specific times of the day, with a daily ration equivalent to 10% of their weight according to [17]. Fish in BAC 1 media were fed only low-grade rice flour. Fish in BAC 2 were fed two meals of zooplankton prey and one meal of rice flour. The fish in BAC 3 were fed mainly zooplankton prey (Table 1).

The quantity of zooplankton organisms distributed to the fish during each meal was obtained by filtering 20 liters of water taken from the zooplankton prey production medium using a 50 µm mesh plankton net. The contents of the plankton net were then concentrated to 100 ml. An aliquot of 5 ml of this was fixed in pillboxes by the addition of an ethyl alcohol solution containing 70% alcohol, and then observed under an optical microscope. The rest of the 100 ml was poured into the tank containing the fish that were to receive a meal of live zooplankton.

To check whether the zooplankton organisms were being ingested by the fish, a 20-liter sample of water was taken from the tanks of the fish fed zooplankton and filtered every morning. The net residue was concentrated to 100 ml and fixed in pillboxes for observation under an optical microscope. The fish in each of these environments were fed for six days during the week, and on the seventh day they were fished to check their growth in size and weight.

Table 1 Daily feeding frequency of fish

Rearing environments	Days	Diets	Feed rations	Hours
BAC 1	Six days in the week	Low-grade rice flour	0,5 g	between 8 am and 9 am
		Low-grade rice flour	0,5 g	between 12 pm and 1 pm
		Low-grade rice flour	0,5 g	between 4 pm and 5 pm
BAC 2	Six days in the week	Live zooplankton	20 l filtered water	between 8 am and 9 am
		Low-grade rice flour	0,5 g	between 12 pm and 1 pm
		Live zooplankton	20 l filtered water	between 4 pm and 5 pm
BAC 3	Four days in the week	Live zooplankton	20 l filtered water	between 8 am and 9 am
		Live zooplankton	20 l filtered water	between 12 pm and 1 pm
		Live zooplankton	20 l filtered water	between 4 pm and 5 pm
	two days in the week	Live zooplankton	20 l filtered water	between 8 am and 9 am
		Low-grade rice flour	0,5 g	between 12 pm and 1 pm
		Live zooplankton	20 l filtered water	between 4 pm and 5 pm

Monitoring fishing

Fishing to monitor fish growth was carried out every seven days for the duration of the experiment. To do this, a sample representing 30% of the fish population in each tank was caught and weighed. The total length of some of the individuals in the sample was then measured. After these various measurements, the fish were immediately returned to their original tanks.

Measurement of physico-chemical parameters

The temperature and pH of the water in each tank were measured daily before each meal. These physico-chemical parameters, which significantly control fish growth [18], were measured using an APERA pH meter. After switching on the device and selecting the desired temperature unit (°C), its probe was dipped into the water of the rearing media and held until the pH and temperature values stabilized. This action was repeated twice (for a total of three measurements) in each medium.

2.2.2. Analysis of fish zootechnical performance

The growth performance of the fish was analysed by evaluating a number of indices according to [19]. These are changes in size and weight, survival rate (SR), absolute weight gain (AWG), daily weight gain (DWG) and specific growth rate (SGR).

Each of these indices is calculated according to an appropriate formula, as follows:

$$SR = (\text{Final number of fish} / \text{Initial number of fish}) \times 100$$

$$AWG \text{ (g)} = \text{Final weight} - \text{Initial weight}$$

$$DWG \text{ (g / d)} = (\text{Final weight} - \text{Initial weight}) / \text{Rearing time}$$

$$SGR \text{ (\% / d)} = [(\ln \text{ Final weight}) - (\ln \text{ Initial weight})] \times 100 / \text{Rearing duration}$$

2.3. Statistical analysis of the data

The data were processed using Statistica 7.1 software in Excel.

3. Results

3.1. Variations in physico-chemical parameters of culture media

The effects of the diets on the temperature and pH of the fish culture media are shown in figures 3A and 3B, respectively. The lowest temperature value (24.2 °C) was observed with the FBR diet, and the highest value (28.8 °C) with the ZOO diet. pH values fluctuated between 6.6 (FBR) and 8.3 (ZOO). The variations in these physico-chemical parameters were not significantly different for all the diets (Kruskal-Wallis test, $p > 0.05$).

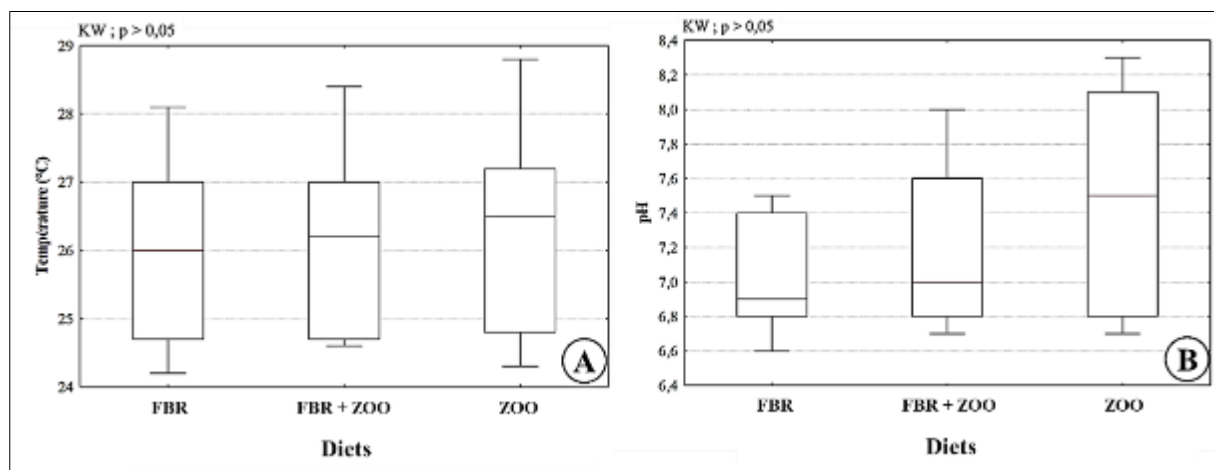


Figure 3 Temperature (A) and pH (B) variations with different diets

3.2. Quantity of feed distributed during rearing

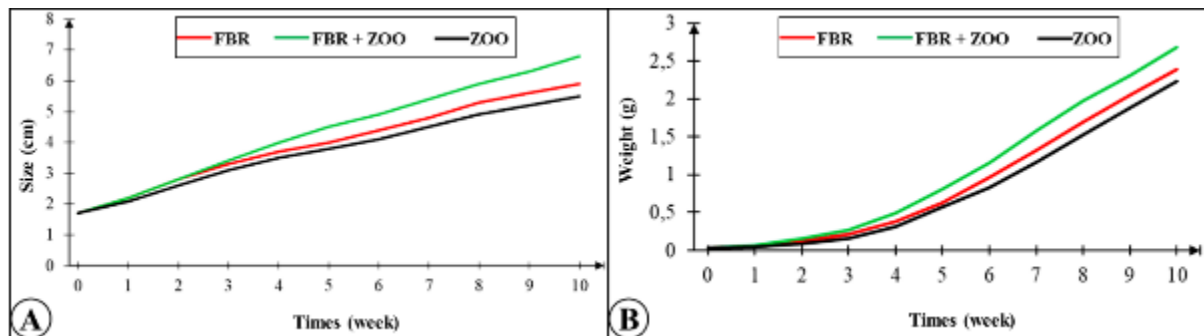
A total of 130 g of inert feed (low-grade rice flour) and 1,982,916 live zooplankton individuals were distributed to the fish. In terms of inert feed, the fish on the FBR diet received the largest proportion (90 g). They were followed by the fish on the FBR + ZOO diet with 30 g. The fish on the ZOO diet had the smallest amount of this food (10 g). These quantities of inert feed distributed to the different batches of fish were significantly different (Kruskal-Wallis test, $p < 0.05$ and Mann-Whitney test, $p < 0.05$). More live food (zooplankton) was distributed to fish fed the ZOO diet (1,184,132 individuals) than to those fed the FBR + ZOO diet (798,784 individuals). The quantity of live zooplankton distributed to fish on the ZOO diet was significantly different from that distributed to fish on the FBR + ZOO diet (Mann-Whitney test, $p < 0.05$) (Table 2).

Table 2 Quantities of feed distributed to fish by diet during 10 weeks of rearing

			Diets		
Food			FBR	FBR + ZOO	ZOO
Live food	Zooplankton	Rotifers		32341 ± 8192 ind/d	48061 ± 12288 ind/d
		Copepods		12331 ± 8192 ind/d	25804 ± 3431 ind/d
		Cladocerans		8580 ± 1600 ind/d	12524 ± 1600 ind/d
		Total		53252 ± 12080 ind/d	86389,8 ± 16248 ind/d
Inert food	Low-grade rice flour		90 ^a g	30 ^b g	10 ^c g

3.3. Changes in fish size and weight

At the end of the first week of rearing, the size of all the fish on the three different diets had increased from 1.7 ± 0.1 cm to 2.2 ± 0.1 cm. After this first week, fish on the FBR and FBR + ZOO diets showed greater growth in length than fish on the ZOO diet. But after the third week of rearing, the fish on the FBR + ZOO diet showed much faster growth in length. While these fish reached 6.8 ± 0.1 cm at the end of the experiment, those on the FBR diet and those on the ZOO diet measured 5.8 ± 0.1 cm and 5.5 ± 0.1 cm respectively (Figure 4A). Fish on the FBR + ZOO diet grew significantly faster than those on the other diets (Kruskal-Wallis test, $p < 0.05$ and Mann-Whitney test, $p < 0.05$). With regard to weight growth, during the first two weeks of the experiment, all the fish had almost the same weight, increasing from 0.03 ± 0.01 g to 0.12 ± 0.03 g, whatever the diet. From the second week of rearing, the fish on the FBR + ZOO diet stood out from the other two batches of fish by their rapid weight gain until the end of the experiment when they weighed 2.66 ± 0.01 g, while those on the FBR and ZOO diets weighed 2.46 ± 0.02 g and 1.93 ± 0.03 g respectively (Figure 4B). Despite the high weight of fish on the FBR + ZOO diet compared with fish on the FBR diet, there was no statistically significant difference between these two batches of fish. However, the weight growth of fish fed the FBR diet differed significantly from that of fish fed the ZOO diet (Kruskal-Wallis test, $p < 0.05$ and Mann-Whitney test, $p > 0.05$).

**Figure 4** Changes in the size (A) and weight (B) of fish fed different diets

3.4. Variation in zootechnical parameters

Fish survival rates, absolute and daily weight gains and specific growth rates are presented in table 3.

3.4.1. Fish survival rates

During the experiment, fish fed the ZOO diet showed the best survival rates (97.5 ± 0.005 %). This was followed by fish on the FBR + ZOO diet (95.25 ± 0.0025 %). The lowest survival rates (87.25 ± 0.0025 %) were observed in fish fed the FBR diet. The survival rates of fish fed the ZOO and FBR + ZOO diets were, together, significantly different from the survival rates of fish fed the FBR diet (Kruskal-Wallis test, $p < 0.05$ and Mann-Whitney test, $p < 0.05$).

3.4.2. Absolute and daily weight gain

Weight gain was greatest in fish fed the FBR + ZOO diet (2.63 ± 0.01 g), with a daily weight gain of (0.037 ± 0.00 g). They were followed by fish on the FBR diet (2.43 ± 0.02 g). The weight of the latter increased by 0.034 ± 0.00 g each day. Weight gain was lower in fish fed the ZOO diet (1.9 ± 0.03 g), which gained 0.027 ± 0.00 g daily. Their weight gain was

significantly different from that observed in fish fed the FBR and FBR + ZOO diets (Kruskal-Wallis test, $p < 0.05$ and Mann-Whitney test, $p > 0.05$).

3.4.3. Specific growth rate

Fish fed with live zooplankton and low-grade rice flour (FBR + ZOO) showed the highest specific growth rate ($6.39 \pm 0.007\%$ / d). They were followed by fish fed only with low-grade rice flour (FBR) ($6.27 \pm 0.012\%$ / d), then by those whose diet consisted mainly of live zooplankton (ZOO) ($5.92 \pm 0.022\%$ / d). The specific growth rates of fish fed the FBR and FBR + ZOO diets were, together, significantly different from the specific growth rate of fish fed the ZOO diet (Kruskal-Wallis test, $p < 0.05$ and Mann-Whitney test, $p > 0.05$).

Table 3 Variation in zootechnical parameters according to diet during experimentation

Zootechnical parameters	Diets		
	FBR	FBR + ZOO	ZOO
Initial number	400	400	400
Final number	349 ± 1	381 ± 3	390 ± 5
Survival rate (%)	$87,25 \pm 0,0025^a$	$95,25 \pm 0,0025^b$	$97,5 \pm 0,005^b$
Initial mean weight (g)	$0,03 \pm 0,01$	$0,03 \pm 0,01$	$0,03 \pm 0,01$
Final mean weight (g)	$2,46 \pm 0,02^a$	$2,66 \pm 0,01^a$	$1,93 \pm 0,03^b$
Absolute weight gain (g)	$2,43 \pm 0,02^a$	$2,63 \pm 0,01^a$	$1,9 \pm 0,03^b$
Daily weight gain (g / d)	$0,034 \pm 0,00^a$	$0,037 \pm 0,00^a$	$0,027 \pm 0,00^b$
Specific growth rate (% / d)	$6,27 \pm 0,012^a$	$6,39 \pm 0,007^a$	$5,92 \pm 0,022^b$

4. Discussion

The temperature and pH of the water in the fish rearing environments varied between 24.2°C and 28.8°C and between 6.6 and 8.3 respectively during the experiment. These temperature and pH ranges are favourable for rearing Nile tilapia [20], allowing them to feed well and develop better [210]. It is therefore clear that the temperature and pH conditions in the rearing environments could not have been a limiting factor in the survival and growth of the fish. Consequently, the survival and growth of the fish in the rearing environment were essentially conditioned by the quality and quantity of the feed they were given. Fish fed only low-grade rice flour (FBR) had more food. However, it was in the latter group that more fish died during the experiment. This situation would therefore be linked to the nutritional quality of this agricultural product. According to [7], this food, which is not very digestible, causes morphological anomalies in the digestive system of fish larvae that consume it. These anomalies could reduce the ability of the larvae to absorb, digest and assimilate nutrients efficiently, leading to the death of these small fish. On the other hand, in fish fed meals including zooplankton prey (fish fed FBR + ZOO and ZOO diets), survival rates were very high ($95.25 \pm 0.0025\%$ and $97.5 \pm 0.005\%$). These larval survival rates are similar to those obtained by [10, 12, 13] when feeding zooplankton to the larvae of *Cyprinus carpio*, *Lota lota* and *Clarias anguillaris* respectively. Nile tilapia larvae have the same dietary requirements as those of other fish species. Indeed, all fish larvae are essentially carnivorous, and require the presence of microscopic prey for their survival [8]. But it seems that the effectiveness of zooplankton is limited to ensuring better survival for fish. In fact, in the present experiment, fish fed mainly with zooplankton organisms (fish on the ZOO diet) were characterized by poor weight growth even though they each received 216 ± 40.62 zooplankton prey per day, a quantity that even exceeded the useful quantity (163 zooplankton prey per fish larvae per day) recommended by [22]. The poor growth of fish fed in this way is thought to be linked to the period over which larval fish should be fed with zooplankton. [22] points out that the effectiveness of zooplankton for weight gain in fish extends over a period of 30 days from the first day of the larva's life. However, in the present study, fish that were already 21 days old were fed live zooplankton for 60 days, when they had just over a week left to partially do without this live food. This is why, beyond the first week of rearing in the present study, either after around 30 days of life, the growth in size and weight of these larval fish changed moderately, while the other fish gained much more in length and weight. These findings show that zooplanktonic prey are more useful for the survival of fish larvae than for their growth. However, when these micro-organisms are added to low-grade rice flour on a daily basis, they can ensure that fish larvae grow well throughout their lives. And this growth is even better than that observed in larvae fed on low-grade rice flour (FBR) alone. This suggests that zooplanktonic prey fill the protein deficit in low-grade rice flour [7], acting as a food supplement. It is clear that

with a small quantity of zooplankton prey, added to a small quantity of low-grade rice flour, the harmonious development of fish fed these two types of meal on a daily basis is guaranteed [7]. The use of this food supplement in fish farming has been of vital importance in the production of *Oreochromis niloticus*, in terms of the specific growth rate. Larvae fed daily with zooplankton and low-grade rice flour gained more weight than fish fed otherwise. This rate of specific growth thus remained better in these fish up to fry age. [13] also obtained high specific growth rates in *Clarias anguillaris* fed on zooplankton prey. These microscopic organisms are thought to play a role in the optimal growth of fish larvae. In fact, zooplanktonic prey, in this case Rotifers, Copepods and Cladocerans, improve the growth performance of the larvae of several species of fish [23, 24, 25, 26, 27]. Furthermore, the effects of the consumption of zooplanktonic prey by fish larvae are felt by the latter after a certain time in their larval stage. In fact, zooplankton organisms constitute a bank of polyunsaturated fatty acids, phospholipids, essential amino acids, proteins and vitamins, including vitamin B [11]. Therefore, the ingestion of these micro-organisms by small fish enables them to continue their growth until they become juveniles or adults [28, 29].

5. Conclusion

In view of the evolution of the size and weight of the fish reared in the present experimental study, it should be noted that the use of zooplanktonic organisms in the feeding of *Oreochromis niloticus* larvae confers better survival and growth performance on these small fish. What's more, adding zooplankton organisms to low-grade rice flour could help reduce the quantity of this agricultural product that has to be used to produce market fish.

Compliance with ethical standards

Acknowledgments

We would like to thank the technical staff of the OUATTARA N'golo fish farm in Daloa (hatchery for the production of improved Tilapia fry), as well as all the authors for their contributions to the aquaculture work and the writing of this study.

Disclosure of conflict of interest

No conflict of interest to be disclosed.

References

- [1] Simopoulos AP. Omega-3 fatty acids in health and disease and ingrowth and development. American Journal of Clinical Nutrition. 1991 ; 54: 438-463.
- [2] FAO. The global situation of fisheries and aquaculture. Contributing to food security and nutrition for all, Rome (Italy) ; 2016.
- [3] Coulibaly R. (2010). Analysis of the contribution of fishing to the Ivorian economy. Diploma of Advanced Studies thesis in Economic Policy Management from the Advanced studies, Abidjan (Côte d'Ivoire) ; 2010.
- [4] Koffi C. Economic aspects of pond fish farming : the experience of rural fish farming in central and central-western Côte d'Ivoire. Doctoral thesis, UFR Biosciences, National University of Côte d'Ivoire, Abidjan ; 1995.
- [5] MIPARH. Current context and proposed strategic orientations for the Ivorian aquaculture development plan. Ministry of Animal Production and Fisheries Resources, Abidjan, (Côte d'Ivoire) ; 2008. p. 5-7.
- [6] Yao AH, Koumi AR, Atse BC, Kouamelan EP. State of knowledge on fish farming in Côte d'Ivoire. African Agronomy. 2017 ; 29(3): 227-244.
- [7] Toily KNB. The fish farming industry in Côte d'Ivoire : Abidjan, Agboville and Aboisso regions. Thesis in Veterinary Medicine, Interstate School of Veterinary Science and Medicine (E.L.S.M.V.) of Dakar (Sénégal) ; 2009.
- [8] Ali A.A. (2008). Effects of different types of diet (live prey and inert food), influence of their compositions in n-3 polyunsaturated fatty acids of total lipids on the growth and survival of larvae and fry of the common dentex (*Dentex dentex* Linnaeus, 1758). Doctoral thesis, Hassan II University, Casablanca (Morocco) ; 2008.
- [9] Legendre M, Teugels GG, Cauty C, Jalaber B. A comparative study on Morphology, growth rate and reproduction of *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), *Heterobranchus longifilis* (Valenciennes, 1840), and their reciprocal hybrids (Pisces, Clariidae). Journal of Fish Biology. 1992 ; 40: 59-79.

- [10] Guerrin F. Valorization of zooplankton produced in lagoons as a basis for feeding cyprinid larvae and juveniles. French fishing and fish farming bulletin. (1988) ; 311: 113-125.
- [11] Awaïss A, Kestemont P. Production dynamics and nutrient quality of the freshwater rotifer *Brachionus calyciflorus*. Aquatic Living Resources. 1997 ; 10: 111-120.
- [12] Shiri HA, Charlery D, Auwerx J, Vught J, Slycken J, Dhert P, Sorgeloos P. Larval rearing of burbot (*Lota lota*) using *Brachionus calyciflorus* rotifer as starter food. Journal of Applied Ichthyology. (2003) ; 19(2): 84-87.
- [13] Arimoro FO. Preliminary investigation into the isolation, culture and suitability of the freshwater rotifer, *Brachionus calyciflorus* as starter food for the African catfish *Heterobranchus longifilis* larvae. Journal of Scientific and Industrial Research. 2005 ; 3: 27-33.
- [14] Barro M. Study of the dynamics and efficiency of a mixed rearing system of *Heterobranchus longifilis* larvae and prey dominated by rotifers (Anna aquaculture station, Ivory Coast, Africa). Master's thesis in Renewable Resources. University of Quebec (Canada) ; 1995.
- [15] Marquet J-P. Manual de pisciculture semi-intensive. Aquaculture Sector Development Project (PRODEFA), Sikasso (Mali) ; 2014.
- [16] Brol J, Pinho SM, Sgnaulin T, Pereira KR, Thomas MC, Melo GL, Miranda-Baeza A, Emerenciano MGC. Biofloc technology (BFT) in the zootechnical performance of tilapia : effect of strain and stocking densities. Archives of Zootechnics. 2017 ; 66 (254): 229-235.
- [17] Yi Y, Lin CK, Diana JS. Hybrid catfish (*Clarias macrocephalus* x *C. gariepinus*) and Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) culture in an integrated pen-cum-pond system : growth performance and nutrient budgets. Aquaculture. 2002 ; 217: 395-408.
- [18] Thabet R. Comparative study of Nile Tilapia breeding "*Oreochromis niloticus*" between fresh and geothermal water in Tunisia. Master's thesis in Environmental Engineering, Bizerte Higher Institute of Fishing and Aquaculture (Tunisia) ; 2017.
- [19] Cruz-Suarez LE, Nieto-Lopez M, Guajardo-Barbosa C, Tapia-Salazar M, Scholz U, Ricque-Marie D. Replacement of fish meal with poultry by product meal in practical diets for *Litopenaeus vannamei*, and digestibility of the tested ingredients and diets. Aquaculture. 2007 ; 272: 466-476.
- [20] CTA. Aquaculture Technical Center : Species sheet : Nile Tilapia *Oreochromis niloticus*. Factsheet on continental aquaculture in Tunisia, Tunis (Tunisia) ; 2017.
- [21] Popma T, Masser M. Tilapia life, history and biology. SRAC Publication N°283, Stoneville (USA), 1999.
- [22] Girin M. Feed ration in sea bass larval rearing *Picentrarchus labrax* (L.). In : 10th European Symposium on Marine Biology, Ostend (Belgium) ; 1975. p. 171-188.
- [23] Villegas CT, Millamena O, Escritor F. Food value of *Brachionus plicatilis* fed three selected algal species as live food for milk fish *Chanos chanos* Forsskal fry production. Aquaculture and Fish Management. 1990 ; 21: 213-219.
- [24] Ottera H. Feeding, growth and survival of atlantic cod (*Gadus morhua*) larval reared in replicate plastic enclosure. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. 1993 ; 50(5): 913-924.
- [25] Reitan L, Kjell T, Jose R, Gunvor O, Olsen Y. Nutritional effects of algal addition in the first feeding of turbot *Scophthalmus maximus* larvae. Aquaculture. 1993 ; 188(3): 257-275.
- [26] Lim LC, Wong CC. Use of the rotifer, *Brachionus calyciflorus* Pallas, in freshwater ornamental fish larviculture. Hydrobiologia. 1997 ; 358: 269-273.
- [27] Castell J, Blair T, Neil S, Howes K, Mercer S, Reid Young-Lai J, Gullison B, Dhert P, Sorgeloos P. The effect of different HUFA enrichment emulsions on the nutritional value of rotifers (*B. plicatilis*) fed to larvae haddock (*Melanogrammus aeglefinus*). Aquaculture International. 2003 ; 11(1-2): 109-117.
- [28] Billard R, Marie D. The quality of fish farm pond water and its control. In: Pond fish farming. National Institute of Agronomic Research, Paris (France) ; 1980. p. 107-127.
- [29] Wurtz-Arlet J. (1980). Pond fertilization. In : Pond fish farming. French National Institute for Agronomic Research, Edition INRAE, Paris (France) ; 1980. p. 99-106.

RESUME

Les organismes zooplanctoniques constituent le second maillon des chaînes trophiques des milieux aquatiques. Ils sont l'aliment vivant privilégié des plus jeunes stades des poissons. Leur apport dans la production aquacole du tilapia du Nil reste mal connu en Côte d'Ivoire en général, et en particulier à Daloa, l'une des importantes zones de production et de diffusion de cette espèce ichthyologique. Les organismes zooplanctoniques des plans et cours d'eau de cette ville ont été étudiés pour déterminer leur contribution à l'amélioration de la production piscicole en Côte d'Ivoire. Dix milieux aquatiques, composés de trois étangs piscicoles, trois lacs, trois ruisseaux et une mare, ont été visités pour collecter les données des paramètres physico-chimiques et les organismes zooplanctoniques. Ces données abiotiques et biotiques ont été collectées, le jour comme la nuit pendant les mois de juin, octobre et décembre 2020 et le mois de février 2021, respectivement à l'aide d'un multiparamètre et d'un filet à plancton de 50 µm de vide de maille. L'analyse des données abiotiques a montré que les eaux des différents milieux visités sont relativement chaudes et peu oxygénées. L'inventaire du zooplancton dans l'ensemble de ces milieux a révélé la présence de 85 taxons appartenant à 26 familles réparties en cinq groupes à savoir les Cladocera, les Copepoda, les Ostracoda, les Rhizopoda et les Rotifera. Cette richesse taxonomique a été plus remarquable dans les étangs piscicoles. Aussi bien dans ces milieux que dans les autres milieux aquatiques visités, les organismes zooplanctoniques ont été plus denses en saison sèche qu'en saison des pluies et pendant la journée que pendant la nuit. Cependant, d'autres taxons comme les nauplies de Copepoda et *Alona* sp. ont été plus abondants dans les échantillons de nuit que dans ceux de jour, probablement à cause de la prédation des poissons. En dépit de l'action de ce facteur biotique, les valeurs élevées de pH, de conductivité et de turbidité ont favorisé une forte densité de plusieurs taxons dans ces étangs piscicoles. Peu importe le moment ou la saison de leur récolte, les groupes des Rotifera, des Copepoda et des Cladocera ont été les plus dominants dans les milieux aquatiques visités. La production plurispécifique, en laboratoire, de ces trois principaux groupes de zooplancton a été plus favorable dans les milieux non fertilisés et ceux fertilisés avec de la bouse de bœuf. Le nourrissage des stades larvaires du tilapia du Nil avec ces organismes zooplanctoniques a assuré à ces poissons un meilleur taux de survie par rapport à ceux qui ont été nourris avec de la farine basse de riz uniquement. Par ailleurs, lorsque ces organismes zooplanctoniques sont associés à la farine basse de riz, ils accélèrent la croissance en longueur et en poids des poissons ainsi nourris. En plus de contribuer à la survie et à une meilleure croissance des poissons, l'utilisation des organismes zooplanctoniques permet de réduire la quantité de farine basse de riz utilisée dans la production piscicole. Cette utilisation de ces micro-organismes dans l'alimentation du tilapia du Nil contribuerait, par conséquent, à réduire les coûts de sa production.

Mots clés : zooplancton, milieux aquatiques, Daloa, nourrissage, tilapia du Nil.

ABSTRACT

Zooplanktonic organisms are the second link in the trophic chains of aquatic environments. They are the preferred living food of the youngest fish stages. Their contribution to the aquaculture production of Nile tilapia remains poorly known in Côte d'Ivoire in general, and in Daloa in particular, one of the major production and distribution areas for this fish species. Zooplankton organisms in Daloa's water bodies were studied to determine their contribution to improving fish production in Côte d'Ivoire. Ten aquatic environments, comprising three fish ponds, three lakes, three streams and one pond, were visited to collect data on physico-chemical parameters and zooplankton organisms. These abiotic and biotic data were collected, day and night during the months of June, October and December 2020 and February 2021, respectively, using a multiparameter and a plankton net with a mesh size of 50 µm. Analysis of the abiotic data showed that the waters in the various environments visited are relatively warm and low in oxygen. The inventory of zooplankton in all these environments revealed the presence of 85 taxa belonging to 26 families divided into five groups: Cladocera, Copepoda, Ostracoda, Rhizopoda and Rotifera. This taxonomic richness was most remarkable in the fish ponds. Both in these environments and in the other aquatic environments visited, zooplankton organisms were denser in the dry season than in the rainy season, and during the day than at night. However, other taxa such as Copepoda nauplii and *Alona* sp. were more abundant in night samples than in day samples, probably due to fish predation. Despite the action of this biotic factor, the high pH, conductivity and turbidity values favored a high density of several taxa in these fish ponds. Regardless of the time or season of their harvest, the Rotifera, Copepoda and Cladocera groups were the most dominant in the aquatic environments visited. Multispecies laboratory production of these three main zooplankton groups was most favorable in unfertilized and ox-dung-fertilized environments. Feeding the larval stages of Nile tilapia with these zooplankton organisms ensured these fish a better survival rate than those fed low-grade rice flour alone. Moreover, when these zooplanktonic organisms were combined with low-grade rice flour, they accelerated the growth in length and weight of the fish thus fed. In addition to contributing to fish survival and growth, the use of zooplanktonic organisms reduces the amount of rice flour used in fish production. The use of these micro-organisms in Nile tilapia feed would therefore help reduce production costs.

Key words : zooplankton, aquatic environments, Daloa, feeding, Nile tilapia.