UNIVERSITE
JEAN LOROUGNON GUEDE

UFR ENVIRONNEMENT

REPUBLIQUE DE CÔTE D'IVOIRE
Union-Discipline-Travail

Ministère de l'Enseignement Supérieur et
de la Recherche Scientifique

ANNEE ACADEMIQUE : 2020-2021
N° D'ORDRE : 0443/2021

N° CARTE D'ETUDIANT : CI0414006573

MASTER

Production et Valorisation des Ressources Aquacoles

THEME :

Inventaire de la faune parasitaire chez *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) et *Parachanna obscura* (Günther, 1861) du lac du Monastère (Daloa, Côte d'Ivoire)

LABORATOIRE :

BIODIVERSITE ET ECOLOGIE TROPICALE

Présenté par :

KOUACOU Boadou Tchounwa Ursula Théodora

JURY

Président : M. KOFFI Béné Jean-Claude, Professeur Titulaire,
Université Jean Lorougnon Guédé

Directeur : M. KONE Tidiani, Professeur Titulaire,
Université Jean Lorougnon Guédé

Encadreur : M. SYLLA Idrissa, Maître-Assistant,
Université Jean Lorougnon Guédé

Examinateur : Mme KOUAME Née YEBOUE Ahou Nicole, Maître de Conférences,
Université Jean Lorougnon Guédé

Soutenu publiquement
Le : 11/10/2021

UNIVERSITE
JEAN LOROUGNON GUEDE

UFR ENVIRONNEMENT

REPUBLIQUE DE CÔTE D'IVOIRE
Union-Discipline-Travail

Ministère de l'Enseignement Supérieur et
de la Recherche Scientifique

ANNEE ACADEMIQUE : 2020-2021
N° D'ORDRE : 0443/2021

N° CARTE D'ETUDIANT : CI0414006573

MASTER

Production et Valorisation des Ressources Aquacoles

THEME :

Inventaire de la faune parasitaire chez *Oreochromis niloticus* (Linné, 1758) et *Parachanna obscura* (Günther, 1861) du lac du Monastère (Daloa, Côte d'Ivoire)

LABORATOIRE :

BIODIVERSITE ET ECOLOGIE TROPICALE

Présenté par :

KOUACOU Boadou Tchounwa Ursula Théodora

JURY

Président : M. KOFFI Béné Jean-Claude, Professeur Titulaire,
Université Jean Lorougnon Guédé

Directeur : M. KONE Tidiani, Professeur Titulaire,
Université Jean Lorougnon Guédé

Encadreur : M. SYLLA Idrissa, Maître-Assistant,
Université Jean Lorougnon Guédé

Examinateur : Mme KOUAME Née YOBOUE Ahou Nicole, Maître de Conférences,
Université Jean Lorougnon Guédé

Soutenu publiquement
Le : 11/10/2021

REMERCIEMENTS

Ce mémoire de fin de cycle de Master en Production et Valorisation des Ressources Aquacoles est l'aboutissement d'un long processus d'efforts et de travail qui n'aurait pas vu le jour sans l'apport et la sollicitude de certaines personnes. Ainsi, nous remercions les personnes suivantes :

Madame TIDOU Abiba Sanogo épouse KONE, Professeur Titulaire, Présidente de l'Université Jean Lorougnon Guédé (UJLoG), pour m'avoir accueillie dans ladite institution et pour la formation de qualité dont nous avons bénéficié ;

Monsieur KONE Tidiani, Professeur Titulaire, Vice-président de l'Université Jean Lorougnon Guédé de Daloa, Directeur scientifique de ce mémoire pour la supervision de mes travaux ;

Monsieur KOUASSI Kouakou Lazare, Professeur Titulaire, Directeur de l'UFR Environnement, pour avoir accepté mon inscription au sein de l'UFR et pour tous les efforts consentis pour l'avancée de cette UFR ;

Monsieur KOFFI Béné Jean-Claude, Professeur Titulaire, Directeur du Laboratoire de Biodiversité et Ecologie Tropicale pour avoir accepté de présider ce jury ;

Monsieur ASSEMIAN N'Guessan Emmanuel, Maître de Conférences, Responsable de parcours Production Aquacole et Protection de l'Environnement (PAPE). Je lui réitère ma reconnaissance pour m'avoir inculquée l'amour du travail bien fait ;

Monsieur BOUSSOU Koffi Charles, Maître de Conférences, Responsable de filière Production et Valorisation des Ressources Aquacoles (PVRA), pour ses conseils et sa disponibilité ;

Mes sincères gratitudes vont à l'endroit de Monsieur SYLLA Idrissa, Maître-Assistant à l'Université Jean Lorougnon Guédé pour avoir accepté d'encadrer ce travail ;

Madame KOUAME Née YEBOUE Ahou Nicole, Maître de Conférences pour sa participation à ce jury en qualité d'examinatrice ;

Mes remerciements vont également à l'endroit de tous les enseignants de l'UFR Environnement en particulier de l'équipe Hydrobiologie (Docteurs ASSEMIAN N'Guessan Emmanuel, ALIKO N'Guessan Gustave, N'GORAN Kouamé Germain, BONY Kotchi Yves, BOUSSOU Koffi Charles (tous Maîtres de conférences), KONE Mamadou, KOUAME Martin et DJIRIEOULOU Kémomadjèhi Claver (Maîtres-assistants), et au Docteur ASSI Sonan Romuald pour leur disponibilité et leur contribution à ma formation ;

Mes remerciements vont à l'endroit de tous les Enseignants-Chercheurs des UFR Agroforesterie et Environnement pour leurs conseils ;

Tous les étudiants du Laboratoire Biodiversité et Ecologie Tropicale et en particulier aux doctorants, pour leurs conseils et leurs encouragements qui ont été un apport important dans ce travail ;

Nos sincères remerciements vont aussi à l'endroit de la famille N'GUESSAN Kouassi et M. AYOLIE Koutoua pour leurs encouragements ;

Mes amis de l'UFR Environnement et en particulier à mes camarades de promotion de la filière PVRA (KOFFI Kacou Enoc, GNAMIEN Joris Geoffroy, BROU Fernand Jacob, TETCHI Odilon, N'GUESSAN Hugues Martial, SAHIE Ilah Lydia, KOUAME Jean Karlos, TRAORE Fatoumata, TCHOULAFOLO Konaté et KONAN Bohoussou Joël) pour avoir apporté leur contribution à la réalisation de ce travail dans l'amitié et la fraternité ;

Madame NIAMKE, restauratrice à l'Université pour son encouragement et son soutien sans faille tout au long de mon cursus universitaire ;

Nous ne saurions terminer ces remerciements sans témoigner notre infinie reconnaissance à toute notre famille :

Mon père KOUACOU Boadou et Ma mère NIANGORAN Adou Yah Jeannette, pour m'avoir apprise la patience, la persévérance, le travail bien fait, pour leurs nombreuses prières, leurs soutiens moraux et financiers à mon égard au cours de ces longues années d'études ;

Mes frères KOUACOU Boadou Franck-Arnaud, KOUACOU Boadou Cédric Arsène, KOUACOU Boadou Carl Auguste, OPOKU Atta Adjei Charles et OPOKU Koffi Boackyé Eric qui ont été de véritables appuis à travers leurs conseils et leurs encouragements dans la réalisation de ces travaux ;

Mes cousins, mes cousines et MAMBO Ludivine Nadège Epiphanie pour leurs soutiens moraux et leurs assistances.

Pour finir, toutes les personnes que j'ai omises et qui m'ont été d'une aide précieuse dans ce travail trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude.

TABLE DES MATIERES

LISTE DES SIGLES ET ACRONYMES iii
LISTES DES FIGURES iv
INTRODUCTION
PREMIERE PARTIE : GENERALITES
1.1-Généralités sur les parasites et le parasitisme 3
1.1.1- Parasites 3
1.1.2- Parasitisme 3
1.2- Généralités sur la zone d'etude 3
1.2.1- Situation géographique 3
1.2.2- Relief 4
1.2.3- Pédologie 5
1.2.4- Climat 5
1.2.5- Végétation 5
1.2.6- Hydrographie 6
1.2.7- Production agricole 6
1.3- Présentation de *Oreochromis niloticus* et de *Parachanna obscura* 6
1.3.1- Systématique de *Oreochromis niloticus* 6
1.3.2- Description 8
1.3.3- Systématique de *Parachanna obscura* 9
1.3.4- Description 10
1.4- Groupes de parasites 10
1.4.1- Embranchement des Plathelminthes 10
1.4.1.1- Classe des Trématodes 10
1.4.1.2- Classe des Cestodes 11
1.4.2- Embranchement des Némathelminthes 11
1.4.2.1- Classe des Nématodes 11
1.4.3- Embranchement des Acanthocéphales 12
1.4.4- Embranchement des Arthropodes 12
1.4.4.1- Groupe des Copépodes 12
DEUXIEME PARTIE : MATERIEL ET METHODES
2.1- Matériel 13
2.1.1- Matériel biologique 13

2.1.2- Matériel technique 14
2.2- Méthodes 15
2.2.1- Description du site d'échantillonnages 16
2.2.2- Techniques de pêche 16
2.2.2.1- Pêche à la nasse 16
2.2.2.2- Pêche à la canne 17
2.2.2.3 - Pêche au filet maillants 17
2.2.3- Echantillonnage des poissons 18
2.2.4- Analyses parasitologiques 19
2.2.4.1- Dissections des poissons 19
2.2.4.2- Récolte, fixation et conservation des parasites 20
2.2.4.3- Examen macroscopique et microscopiques du tube digestif 20
2.2.4.3.1-Observation du tégument 20
2.2.4.3.2- Observation des branchies 21
2.2.4.3.3- Observation de la cavité abdominale 21
2.2.4.4- Identification des parasites 21
2.2.4.5- Dénombrement des parasites 22
2.2.5- Traitement des données 23
2.2.5.1- Détermination du type de croissance de la structure de tailles 23
TROISIEME PARTIE : RESULTATS ET DISCUSSION
3.1- Résultats 24
3.1.1- Identification des parasites en fonction de la taille des poissons 24
3.1.1.1- Structure des espèces de poissons étudiées en fonction de la taille 24
3.1.1.2- Identification des parasites chez deux espèces de poissons 25
3.1.1.2.1- *Parachanna obscura* 25
3.1.1.2.2- *Oreochromis niloticus* 25
3.1.2- Description morpho-anatomique des poissons du lac 26
3.1.2.1- Parasite du genre *Rhadinhorynchus* sp 26
3.1.2.2- Parasite de la sous-classe des Monopisthocotylea du genre *Gyrodactylus* sp 28
3.2- Discussion 30
CONCLUSION ET PERSPECTIVES
REFERENCES

LISTE DES SIGLES ET ACRONYMES

ANOFEL : Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie

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

GPS : *Global Positioning System*

MIPARH : Ministère des Ressources Animales et Halieutiques

PAPE : Production Aquacole et Protection de l'Environnement

PVRA : Production et Valorisation des Ressources Aquacoles

SODEXAM : Société d'Exploitation et de Développement Aéroportuaire, Aéronautique et Météorologique

UFR : Unité de Formation et de Recherche

UJLoG : Université Jean Lorougnon Guédé

LISTES DES FIGURES

Figure 1 : Situation de la zone d'étude 4
Figure 2 : Diagramme ombrothermique de la ville de Daloa de 2007 à 2017 (SODEXAM, 2017) 5
Figure 3 : Photographie d'un spécimen de poisson *Oreochromis niloticus* 13
Figure 4 : Photographie d'un spécimen de poisson *Parachanna obscura* 13
Figure 5 : Pilulier et Boîte de pétri 14
Figure 6 : Filet maillant et Microscope optique 15
Figure 7: Site de la zone d'échantillonnage 16
Figure 8 : Nasse en matériaux mixte 16
Figure 9 : Photographie d'une pêche à la canne 17
Figure 10 : Photographie d'un filet maillant avec des flotteurs 18
Figure 11 : Vue partielle des stations d'échantillonnages du lac du Monastère à Daloa 18
Figure 12 : Structure de taille de l'espèce *Oreochromis niloticus* 24
Figure 13 : Structure de taille de l'espèce *Parachanna obscura* 24
Figure 14 : Vue d' un parasite du genre (*Rhadinhorynchus* sp.) dans une boîte de pétri 25
Figure 15 : Vue du parasite de la sous classe des Monopisthocotylea du genre *Gyrodactylus* sp 26
Figure 16 : *Rhadinhorynchus* sp 28
Figure 17 : *Gyrodactylus* sp 29

INTRODUCTION

La parasitologie est l'étude des parasites, de leurs hôtes et leurs interactions mutuelles. En tant que discipline biologique, les enjeux de la parasitologie ne sont pas tant déterminés par l'organisme ou l'environnement en question, mais par les modes de vie et les interactions durables entre les parasites et leurs hôtes. Il existe des organismes parasites dans beaucoup de taxons animaux depuis les virus jusqu'aux vertébrés (Blondel, 1995 ; Durieux, 2007). Selon Windsor (1998), les parasites s'observent chez la majorité des espèces vivantes. Environ 40% des espèces connues dans le monde du vivant sont des parasites (Dobson, 2008).

Malgré cette omniprésence manifeste, les parasites ont longtemps été ignorés par les écologues et ce, en raison de leur caractère discret (Combes, 1995). Selon Combes (2001), il y a trois sortes de parasites selon leur localisation chez l'hôte ; les ectoparasites qui vivent sur l'hôte au contact du milieu extérieur ; les endoparasites qui, au contraire, vivent dans l'organisme sans aucun contact avec l'extérieur et enfin les mésoparasites qui colonisent avec une partie de l'hôte qui est en contact avec le milieu extérieur.

La connaissance des espèces de parasites infestant naturellement les poissons, de leur spectre d'hôtes et de la dynamique de leurs populations s'avère indispensable afin de prévenir les dégâts potentiels en situation d'élevage (Bilong Bilong, 1995).

Les travaux portant sur ces parasites revêtent un triple intérêt, scientifique, écologique et économique. Ils représentent des marqueurs biologiques, phylogénétiques, géographiques et même écologiques des populations hôtes (Euzet *et al*., 1989 ; Paugy & Guégan, 1989 ; Guégan & Lambert, 1991). Ces parasites peuvent s'avérer nuisibles pour le poisson car, le cycle de développement est court et la contagiosité est importante (El Madhi & Belghyti, 2006). Ils affectent l'état physiologique (état de santé) des poissons. Ces derniers sont donc vulnérables aux Monogènes. Une accumulation anormale de parasites, par rapport à l'équilibre généralement observé dans la nature, engendre des effets pathogènes comme des épizooties (Buchmann & Lindenstrom, 2002) chez les poissons en aquaculture induisant une perte de productivité (Obiékczié & Taege, 1991 ; Aloo, 2002 ; Bilong Bilong & Tombi, 2005). Ce parasitisme peut aussi affecter la croissance et la reproduction.

Le déclin mondial des stocks de poissons a entrainé ces quinze dernières années un plafonnement des captures de la pêche maritime et continentale autour de 90 millions de tonnes par an (93,4 millions de tonnes en 2014) (FAO, 2016). Selon ce même auteur, le taux de croissance annuel des captures sur la période 2010-2014 est de 1,2 %.

Par contre, des spécialistes de la FAO tablent sur une augmentation prochaine de la consommation de poissons de l'ordre de 20 %, faisant ainsi passer la consommation de 16 à 19

kg par an et par habitant d'ici à 2030. La pêche seule ne pourra donc pas satisfaire les besoins en produit halieutique (FAO, 2016).

La Côte d'Ivoire dispose d'immenses potentialités physiques, climatiques, humaines et hydrographiques pour le développement de la pisciculture. Malgré ces potentialités et plus d'un demi-siècle d'efforts consentis, ce secteur d'activité avec une production de 3 750 tonnes en 2014, ne représente que 5% de la production halieutique nationale **(**FAO, 2016). Aussi, la contribution de l'aquaculture à la production nationale de poisson en Côte d'Ivoire est d'environ 1,5% malgré les potentialités réelles dont dispose le pays. Pourtant, le rôle du secteur (aquaculture) reste considérable dans l'économie locale, c'est-à-dire dans les zones de production (MIPARH, 2004 ; FAO, 2008). La production aquacole est influencée par plusieurs facteurs liés aux techniques de gestion des fermes piscicoles, de l'alimentation des poissons, des systèmes pratiqués du type de culture, du choix de l'espèce et les facteurs environnementaux (Elegbe *et al.,* 2015). Pour que cette volonté politico-économique prenne forme, il faut avoir un niveau de technicité élevé des activités piscicoles.

L'objectif de la présente étude est d'inventorier les différentes espèces de parasites chez des espèces de poissons (*Oreochromis niloticus* et *Parachanna obscura*) provenant du lac du Monastère à Daloa. De façon spécifique il s'agit de :

- identifier les parasites en fonction de la taille des poissons du lac ;

- faire une description morpho anatomique des parasites de poissons du lac.

Hormis l'introduction, le contenu de ce manuscrit est articulé autour de trois chapitres. Le premier chapitre fait référence aux généralités sur la ville de Daloa sur des deux espèces de poissons et les parasites. Le deuxième décrit le matériel et les méthodes utilisés dans la technique de pêche et le traitement des données. Le troisième chapitre, enfin, est consacré à la présentation des résultats et la discussion puis nous terminerons par une conclusion ainsi que des perspectives.

PREMIERE PARTIE :

GENERALITES

1.1-Généralités sur les parasites et le parasitisme

1.1.1- Parasites

Les parasites sont de petits êtres vivants appartenant au règne animal, végétal, bactérien ou mycosique (champignons) (Hordé, 2016), qui évoluent de façon obligatoire, pendant une partie ou la totalité de son existence, aux dépens d'un autre organisme vivant "l'hôte" pour survivre : ils se nourrissent et se reproduisent (Morlot, 2011).

1.1.2- Parasitisme

Le parasitisme est une association temporaire ou permanente de deux êtres vivants dont un seul, le parasite, tire la nourriture indispensable à sa subsistance. Il peut être à l'origine de dommages importants chez l'hôte parasité lorsque la charge parasitaire ou infestation est massive, il entraîne ainsi l'affection ou maladie parasitaire (Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie) (ANOFEL, 2014).

1.2- Généralités sur la zone d'étude

1.2.1- Situation géographique

Les travaux ont été conduits dans le lac du Monastère pour la diversité des parasites des poissons de Daloa. Le Département de Daloa est situé au Centre-Ouest de la Côte d'Ivoire. Il est entre 6°53'de latitude Nord et 6°27' de longitude Ouest. Daloa est à 141 km de Yamoussoukro, la capitale politique et à 386 km d'Abidjan la capitale économique. Il est limité au Nord par les Départements de Vavoua et Zuénoula, au Sud par ceux d'Issia et de Bouaflé, à l'Est et à l'Ouest (Figure 1).

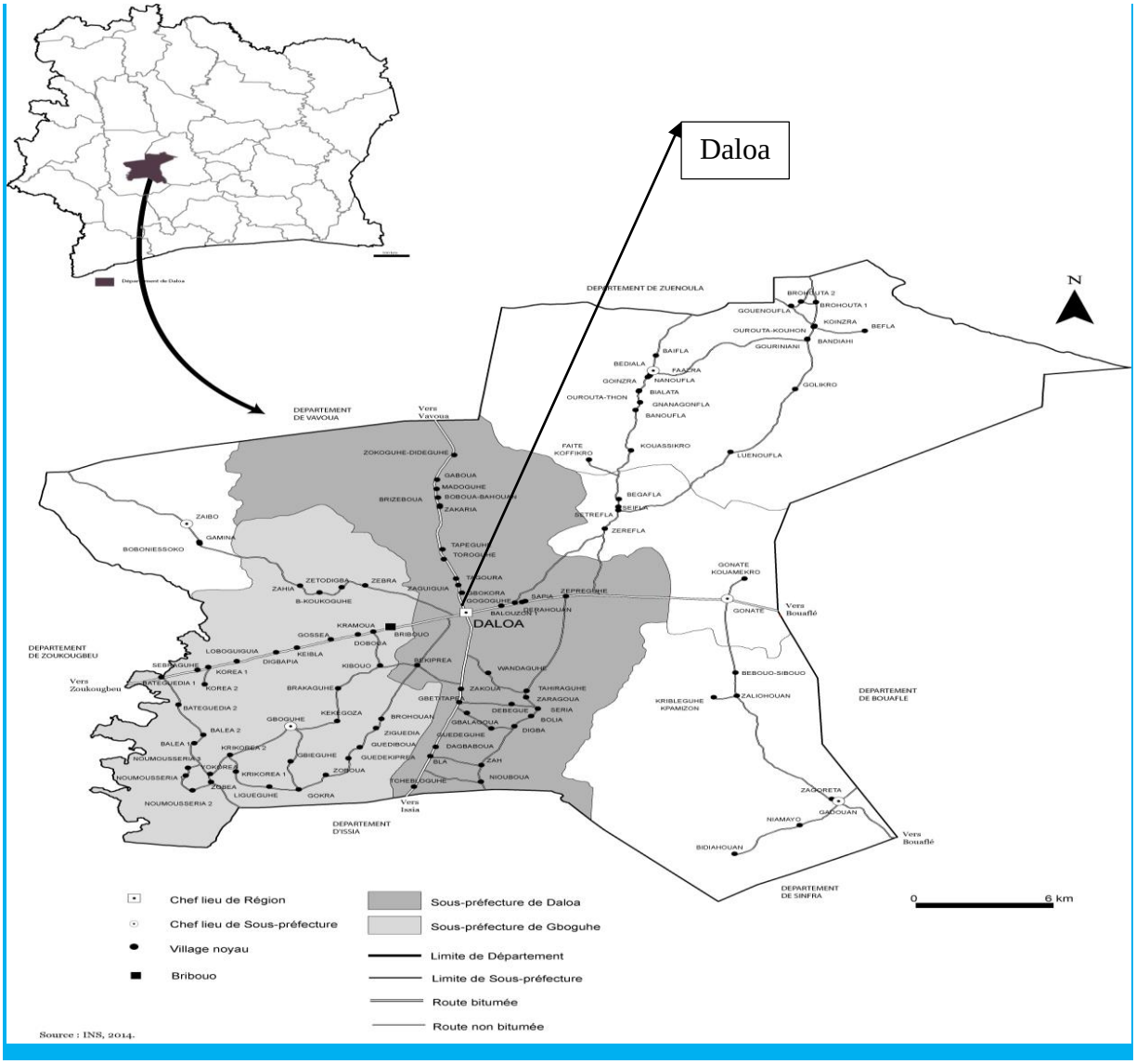

Figure 1 : Situation de la zone d'étude

1.2.2- Relief

La ville de Daloa est située dans une zone de transition ayant des caractères de glacis manifestes (Camil, 1984). Le trait principal du relief est un abaissement en direction du Sud, plus marqué que dans le Nord. Les collines et les vallonnements sont plus fréquents vers le Sud. Les buttes cuirassées ou reliefs résiduels sont en revanche moins marquées que dans le Nord de la Côte d'Ivoire (Camil, 1984).

Le relief de la région de Daloa est aplani et constitué de plateaux granitiques de 200 à 300 m d'altitude coupé en plusieurs endroits par des plaines et bas-fonds (Avenard, 1971). Il s'agit d'une pénéplaine monotone légèrement inclinée vers le sud.

1.2.3- Pédologie

Le substrat pédologique de Daloa appartient au vieux socle précambrien composé de granite. La région de Daloa est située généralement sur des sols ferralitiques (typiques) très profonds avec un taux élevé de matière organique, de couleur rouge à ocres en surface, souvent gravillonnaire ou granuleux épais (sols remaniés) (Dural, 1993). Dans les bas-fonds se trouvent des sols gris-claires à blancs, très sableux. Vers l'aval, ils se colmatent progressivement et se couvrent de colluvions et d'alluvions argileuses (Dural, 1993).

Les sols ferralitiques d'origine granitique moyenne sont faiblement dénaturés. Ces sols ferralitiques présentent de bonnes aptitudes agricoles et se prêtent à tous les types de culture**.**

1.2.4- Climat

La région de Daloa est caractérisée par un climat de type attiéen à régime transitaire entre le climat équatorial et le climat tropical. Les précipitations moyennes mensuelles sont comprises entre 6,21mm et 183,34 mm par an, et réparties entre mars et octobre. La ville de Daloa est soumise à deux saisons climatiques. Il s'agit de la saison des pluies qui s'étend de mars à octobre et la saison sèche de novembre à février (N'Guessan *et al*., 2014) (Figure 2).

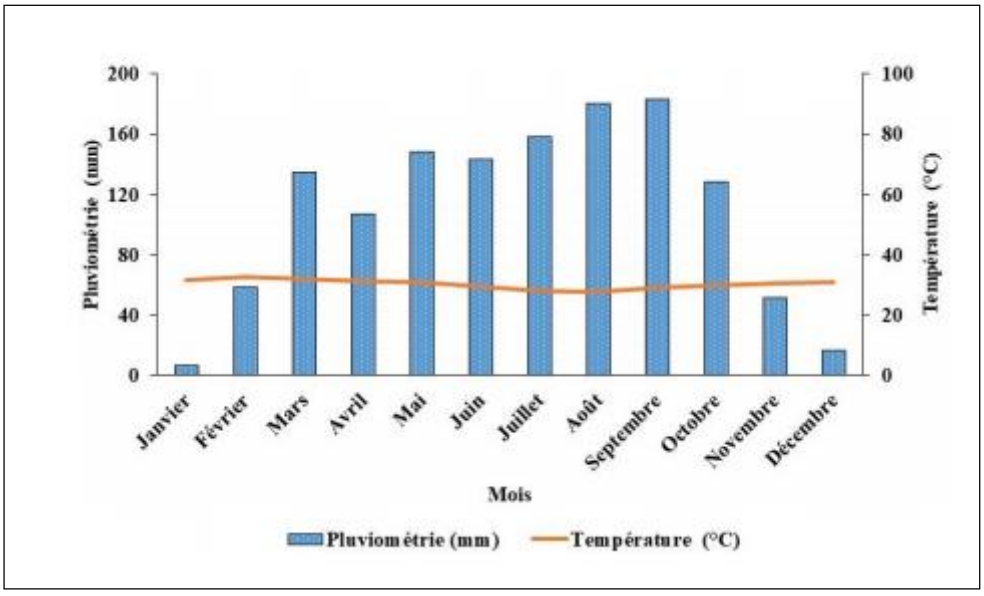

Figure 2 : Diagramme ombrothermique de la ville de Daloa de 2007 à 2017 (SODEXAM, 2017)

1.2.5- Végétation

Selon Brou (2010), la modification des conditions bioclimatiques, observée ces trois dernières décennies, s'est accompagnée d'une mobilité spatiale importante des populations rurales. La forte pression exercée par ces populations sur les ressources forestières, depuis maintenant plus

de 40 ans a abouti à d'inévitables modifications profondes du milieu forestier ivoirien. En conséquence, le paysage forestier de la région du Haut-Sassandra passe progressivement de la forêt dense humide à une forêt défrichée mésophile. Ces forêts abritent, par ailleurs, de nombreuses espèces animales (Éléphants, Antilopes, Sangliers, Buffles, Hippopotames, grande réserve d'oiseaux, etc.). La région renferme plusieurs groupes ethniques représentatifs de la sous-région Ouest Africaine (Raulin, 1957) dominés par l'ethnie autochtone Bété. L'Etat a aménagé dans ces espaces forestiers d'importantes zones protégées sous forme de forêts classées et de parcs naturels. Le département de Daloa renferme des forêts semi-décidues à *Celtis spp* (*Ulmaceae*) et *Triplochitons cleroxylon Kushum* (*Sterculiaceae*) dans le secteur mésophile du domaine guinéen **(**Guillaumet & Adjanohoun, 1971).

1.2.6- Hydrographie

Le réseau hydrographique est relativement pauvre eu inégalement réparti. La région est arrosée par quatre (04) rivières qui sont du nord-est au nord-ouest, le Sogu, le Lobhu, le Gute, le Dé. Le Lobhu est le plus important de ces cours d'eau. Le système hydrographique comprend également de petits torrents sans importance. Les petits cours d'eau qui sont à sec le reste de l'année, se transforme en torrent en mai et en octobre et coulent après bord. La pénurie d'eau n'a jamais constitué un obstacle à la vie dans la région de Daloa. Les points d'eau ont influencé le peuplement dans une certaine mesure.

1.2.7- Production agricole

La ville de Daloa à l'instar des autres villes des régions forestières du pays est une zone de production de cultures pérennes comme le café et le cacao (Guillaumet & Adjanohoun, 1971) et plus récemment l'hévéa et le palmier à huile (Sangaré *et al.,* 2009). Les cultures vivrières, maraîchères ainsi que les activités rizicoles et piscicoles sont pratiquées en majeure partie dans les bas-fonds de la ville (Brou, 2005).

1.3- Présentation de *Oreochromis niloticus* et de *Parachanna obscura*

1.3.1- Systématique de *Oreochromis niloticus*

La famille des *Cichlidae*, dont fait partie *Oreochromis niloticus*, est composée de plus de 1300 espèces (Stiassny *et al.,* 2007) d'eau douce et d'eau saumâtre. Elle est principalement répandue en Amérique, en Afrique tropicales, en Asie mineure, en Asie tropicale, à Madagascar et au Sri Lanka. Cette famille est caractérisée par la présence d'une seule paire de narine (Stiassny *et al.,* 2007).

Les *Cichlidae* appartiennent à l'ordre des Perciformes constitué de 150 familles (Nelson, 1994). Trewavas (1983), en se basant sur des caractères morpho-métriques, métriques et comportementaux, a décomposé la famille des Cichlidae en plusieurs sous-familles dont les Tilapinae. Cette dernière est constituée de 10 genres parmi lesquels se trouvent les genres *Tilapia*, *Sarotherodon* et *Oreochromis* ; communément appelés tilapias (Trewavas, 1983).

Le genre *Oreochromis* est composé d'espèces à incubation buccale exclusivement pratiquée par la femelle. Les espèces de ce genre possèdent 15 à 27 branchiospines inférieures ; la mâchoire et l'os pharyngien sont garnis de dents grossières et fines (Trewavas, 1983). Ce genre se distingue aussi des autres par l'association des caractères suivants : la taille réduite des écailles sur le ventre, comparée à celle des écailles sur le flanc et la papille génitale bien développée chez les deux sexes (Trewavas, 1983).

Le genre *Oreochromis* renferme une trentaine d'espèces parmi lesquelles fait partie *Oreochromis niloticus* dont la position systématique est la suivante (Nelson, 1994) :

Subphylum	:	Vertebrata (Craniata)
Super-classe	:	Gnathostomata
Classe	:	Actinopterygii
Ordre	:	Perciformes
Famille	:	Cichlidae
Genre	:	*Oreochromis*
Espèce	:	*Oreochromis niloticus*

1.3.2- Description

Le genre *Oreochromis* renferme 33 espèces déjà recensées dont 2 sont connues en Afrique de l'Ouest (*Oreochromis niloticus* et *Oreochromis aureus*) (Teugels *et al.*, 1992). *Oreochromis niloticus*, l'espèce sur laquelle a porté notre étude, a une teinte générale grisâtre avec un dos vert-olive et des flancs pâles qui portent des bandes transversales peu apparentes.

La bouche est petite pourvue d'une lèvre supérieure vert-pâle ou blanche et d'une lèvre inférieure blanche. Les dents pharyngiennes postérieures sont bicuspides et solides. Sur les mâchoires on dénombre 3 à 4 séries de dents pouvant aller jusqu'à 6 chez les individus dépassant 200 mm de longueur standard (Teugels & Audenaerde, 1992).

Les nageoires dorsale et anale sont grisâtres et présentent parfois un liseré rouge très mince. La ligne latérale est discontinue et est composée de 21 à 24 écailles pour la ligne supérieure et de 14 à 18 pour la ligne inférieure.

Oreochromis niloticus est facilement reconnaissable par les bandes verticales régulières noires sur tout le long de la nageoire caudale. Par ailleurs, la taille des écailles du ventre est plus réduite par rapport à celle des flancs et notons également le fait que chez *Oreochromis niloticus* la papille génitale est bien développée chez les 2 sexes.

Les synonymes de *Oreochromis niloticus* selon la FAO (2006) sont :

- *Perca nilotica* Linnaeus, 1758
- *Chromis guentheri* Steindachner, 1864
- *Tilapia eduardiana* Boulenger, 1912
- *Tilapia cancellata* Nichols, 1923
- *Tilapia calciati* Gianferrari, 1924
- *Tilapia regain* Poll, 1932

- *Tilapia vulcani* Trewavas, 1933

- *Tilapia inducta* Trewavas, 1933

- *Oreochromis niloticus filoa* Trewavas, 1983

- *Oreochromis niloticus baringoensis* Trewavas, 1983

- *Oreochromis niloticus sugutae* Trewavas, 1983

- *Tilapia nilotica* Uyeno & Fujii, 1984

- *Oreochromis niloticus tana* Seyoum & Kornfield, 1992

Le corps du tilapia du Nil *Oreochromis niloticus* est comprimé. La profondeur du pédicule caudal est égale à sa longueur. Les écailles sont cycloïdes et il y a absence de protubérance sur la surface dorsale du museau (Bolivar *et al.,* 2004). La longueur de la mâchoire supérieure ne montre aucun dimorphisme sexuel. Des rayons épineux et mous forment une ligne continue de la nageoire dorsale. La nageoire dorsale contient 16 à 17 épines et 11 à 15 rayons mous. La nageoire anale a 3 épines et 10 à 11 rayons. La nageoire caudale est tronquée (Bolivar *et al.,* 2004). La couleur des nageoires pectorales, dorsales et caudales devient rougeâtre pendant la saison de froid. La nageoire caudale comporte de nombreuses lignes noires verticales (Bolivar *et al.,* 2004).

1.3.3- Systématique de *Parachanna obscura*

Les *Channidae* sont une famille de poissons d'eau douce communément appelée poissons serpent et sont trouvés en Afrique *(Parachanna)* et en Asie *(Channa).* Le genre *Parachanna* comprend quatre espèces dont *Parachanna fayumensis, Parachanna insignis, Parachanna african* et *Parachanna obscura* (Bonou & Teugels, 1985). *Parachanna obscura* présente un corps allongé, fusiforme, sub- cylindrique, et recouvert d'écailles cycloïdes plus grandes que celles du corps et symétriques. Les yeux relativement grands et latéraux lui permettent de localiser rapidement les proies. Deux narines existent de chaque côté de la bouche. La bouche est grande et protractile. La mâchoire inférieure est légèrement plus longue que la mâchoire supérieure et porte 4-6 canines bien développées. Les adultes et les jeunes de *Parachanna obscura* sont de couleur olive noirâtres du côté dorsal et sur les flancs. Le côté ventral à la coloration ocre marbrée. Quelques taches sombres qui tendent à se connecter sur le dos sont présentes de chaque côté de la nageoire dorsale (Kpogue *et al.,* 2013).

Parachanna obscura est un poisson carnivore d'eau douce originaire d'Afrique. C'est une espèce comestible dont la position systématique est la suivante (Günther, 1861) :

Subphylum	:	Vertebrata
Super- classe	:	Osteichtyes
Classe	:	Actinopterygii
Ordre	:	Perciformes
Famille	:	Channidae
Genre	:	*Parachanna*
Espèce	:	*Parachanna obscura*

1.3.4- Description

Parachanna obscura possède à l'âge adulte un fond de coloration brun/beige, sombre sur la partie haute du corps et claire sur la partie basse. Des grosses tâches noires mal définies sur la petite claire (basse) du corps. Suivant les spécimens et suivant l'état de stress des individus, la coloration s'atténue ou s'intensifie.

Le corps est allongé et cylindrique. Les nageoires dorsales et anales sont longues, rayonnées et sans épines. Les nageoires pelviennes sont situées en dessous des nageoires pectorales. Chez les adultes, il y a 5 à 8 tâches sombres plus ou moins arrondies sur les flancs. Celles-ci sont absentes chez les juvéniles qui ont une large bande noire sur les flancs (Günther, 1861).

1.4- Groupes de parasites

1.4.1- Embranchement des Plathelminthes

1.4.1.1- Classe des Trématodes

Ce sont des vers endoparasites ayant un corps plat et dont le cycle évolutif nécessite au moins un hôte intermédiaire. Les poissons les hébergent aux stades larvaires ou adultes ; les adultes occupent en général le tractus digestif tandis que les larves sont souvent enkystées au niveau des branchies, des téguments et pour d'autres espèces de parasites dans le cœur et le système vasculaire comme (douve du foie). Parmi les Trématodes pathogènes pour le poisson, on peut citer le genre *Cryptocotyle* (Paperna & Overstreet, 1981).

- **Monogènes**

La plupart des Monogènes sont presque tous ectoparasites ayant un cycle évolutif direct, à l'état adulte, ce sont des parasites de vertébrés. Leur corps est non segmenté plus ou moins foliacé, dotés d'un hapteur (organe postérieur armé de ventouses et de crochets avec ou sans pinces). Leurs téguments portent chez la larve des cils vibratiles qui disparaissent chez l'adulte. Certains Monogènes portent à leur extrémité antérieure un organe de fixation. Cette particularité permet

à ces parasites de se multiplier très rapidement et d'occasionner des ré- infestations entraînant de sérieux problèmes pour l'aquaculture marine. Ces parasites infestent la peau et/ou les branchies provoquant ainsi une irritation et une érosion de la peau, une hypersécrétion du mucus et des dommages dans le tissu branchial. On peut citer en exemple l'espèce *Gyrodactylus arcuatus* (Sinderman, 1989).

- **Digènes**

Ce sont une sous-classe de l'embranchement des Plathelminthes qui regroupe les vers plats parasites dotés d'un tégument syncitial et, le plus souvent, de deux ventouses, une ventrale et une buccale. Les organes de fixation des Digènes sont constitués d'une ventouse orale et d'une ventouse ventrale (acétabulum) ; à l'exception des Digènes dépourvus de ventouses (Cyclocoelidae et Bivesiculidae) (Stewart, 1985 ; Gibson & Bray, 1986). Les Digéniens sont trouvés dans l'intestin des poissons. Cependant ils peuvent se trouver dans le foie, le cœlome, les gonades, les écailles, la cavité branchiale, les vaisseaux sanguins, les vésicules urinaires et natatoires.

1.4.1.2- Classe des Cestodes

Ce sont des endoparasites dont le cycle évolutif exige au moins un hôte intermédiaire sauf pour la famille de Caryophyllidae. Les adultes parasitent l'intestin et les larves sont souvent enkystées dans les muscles ou les viscères. L'hôte définitif est représenté par les reptiles, les oiseaux piscivores et les mammifères. La présence de milliers de larves de Cestode dans les viscères ou dans la chair du poisson le rend de mauvaise qualité et donc non commercialisable, ce qui a des retombées négatives sur l'économie, c'est le cas des larves de Cestode Trypanophynchiae (Brill *et al.,* 1987). Les manifestations cliniques d'une forte infestation sont une entérite hémorragique, une destruction de l'épithélium intestinal, une destruction de l'abdomen, des adhérences au niveau du mésentère et du péritoine.

1.4.2- Embranchement des Némathelminthes

1.4.2.1- Classe des Nématodes

Ce sont des parasites généralement allongés, à corps cylindrique aminci à chaque extrémité. Leur cycle évolutif exige au moins un hôte intermédiaire. L'effet pathogène des larves est très remarquable par l'invasion des tissus, surtout le foie, les gonades et les muscles. Parmi les Nématodes pathogènes chez le poisson on peut citer les genres *Anisakis, Contracaecum,* etc. Le parasite important parmi ces Nématodes est le genre *Anisiakis* qui est très pathogène pour l'homme et le poisson. Le stade larvaire est observé chez les poissons et certains invertébrés.

En revanche, les vers adultes sont observés chez les vertébrés. C'est le cas de *Anisiakis simplex* communément appelé vers du Hareng (Huss, 1996).

1.4.3- Embranchement des Acanthocéphales

Les Acanthocéphales sont des parasites caractérisés par une trompe rétractile couverte de plusieurs rangées de crochets recourbés (proboscis) grâce à laquelle ils vivent ancrés à la paroi intestinale de leur hôte. Ce sont des vers généralement cylindriques allongés sans intestin à sexes séparés. Leur cycle évolutif exige au moins un hôte intermédiaire (Arthropode par exemple). Les Acanthocéphales adultes sont trouvés seulement dans l'intestin. Le proboscis épineux est enfoncé dans la paroi de l'intestin.

Ils sont différents de tous les Helminthes par la présence d'épines sur leur proboscis. Chez les poissons marins, il y a aussi le stade larvaire ainsi que la forme de ces vers. Les adultes se trouvent dans l'intestin et les vers juvéniles dans les autres viscères. En général, les Acanthocéphales ne sont pas très pathogènes. L'insertion du proboscis épineux dans la paroi intestinale de l'hôte lèse la muqueuse. Le parasite le plus communément rencontré sur les côtes du nord atlantiques est *Echinorhynchus gadi,* observé dans le tractus digestif chez 54 espèces de poissons marins (Cissé, 2005).

1.4.4- Embranchement des Arthropodes

1.4.4.1- Groupe des Copépodes

Les Copépodes sont des Arthropodes appartenant à la classe des crustacés marins ou dulcicoles. Ils sont libres ou parasites à corps sans carapace à segmentation bien visible. La tête et le thorax sont peu distincts. Les deux formants le céphalothorax. L'abdomen apode est terminé par un furca garnie de soies souvent plumeuses. Les Copépodes rencontrés chez les poissons sont presque tous des ectoparasites. L'extraordinaire plasticité adaptative permet aux Copépodes de conquérir tous les milieux aquatiques ou s'y développer avec d'autres êtres vivants ayant conduit au parasitisme (V*ibrio cholerae*). Dans le groupe des Copépodes plus évolués tels que les Caligidae et les Lernaeidae, l'un ou la totalité des stades copépodiques peuvent être parasitaires. Chez certaines espèces, le mâle devient parasite de la femelle ou ne se fixe à l'hôte que pendant une brève période (Margolis & Kabata, 1988).

DEUXIEME PARTIE : MATERIEL ET METHODES

2.1- Matériel

2.1.1- Matériel biologique

Le matériel biologique est constitué des échantillons de *Oreochromis niloticus* et de *Parachanna obscura* pêchés dans le lac du Monastère de Daloa et les parasites identifiés chez ces poissons.

Lors de notre échantillonnage, nous avons échantillonnés 30 individus de poissons qui sont répartis comme suit :

20 spécimens de poissons *Oreochromis niloticus* de masse comprise entre 57 g et 207,5 g et 10 spécimens de poissons *Parachanna obscura* de masse comprise entre 64,5 g et 353 g (Figures 3 et 4).

Figure 3 : Photographie d'un spécimen de poisson *Oreochromis niloticus*

Figure 4 : Photographie d'un spécimen de poisson *Parachanna obscura*

2.1.2- Matériel technique

Pour conduire à bien ce travail, le matériel technique s'est constitué de :

- une fiche de collecte de données sur laquelle seront mentionnés le poids et la taille (longueur standard e longueur totale) des poissons capturés ;
- un GPS (Global positioning system) pour la prise en compte de l'enregistrement des coordonnées géographiques ;
- des gants pour se protéger les mains ;
- des flacons étiquetés pour prélever et conserver les prélèvements (Figure 5a) ;
- des boîtes de pétri pour isoler les parties suspectes de parasites (Figure 5b) ;
- du formol à 10% mis dans les flacons étiquetés pour conserver les partis prélevés ;
- de l'alcool à 70% mis dans les flacons étiquetés pour conserver les éventuels parasites prélevés ;
- flacons d'eau de javel pour la décontamination de matériels de prélèvement ;
- une glacière pour transporter les flacons au laboratoire ;
- un congélateur pour conserver les échantillons ;
- un appareil photo pour la prise d'éventuelles images ;
- des filets maillants pour la pêche des poisons de mailles d'environ 15, 20, 25, 30, 40 (Figure 6a) ;
- un microscope optique pour observer les parasites (Figure 6b).

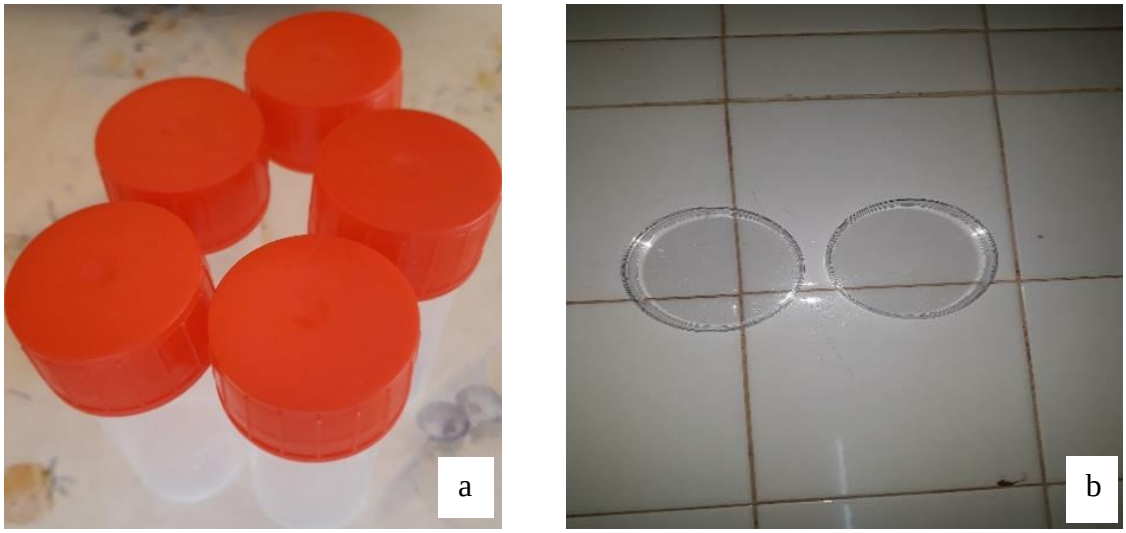

Figure 5 : Pilulier et Boîte de pétri

a : Pilulier b : Boîte de pétri

Figure 6 : Filet maillant et Microscope optique

a : Filets d'expériences b **:** Microscope optique

2.2- Méthodes

2.2.1- Description du site d'échantillonnage

La présente étude a été effectuée dans la partie du lac du Monastère de Daloa. Afin d'obtenir une vision plus globale de la qualité d'eau et de la connaissance des espèces du lac du Monastère de 10,21 ha de surface, deux stations d'échantillonnages ont été choisis sur le lac en fonction des habitats, des fermes (avicole et piscicole) et une canopée peu couverte et une carrière de sable.

Le lac est situé dans un quartier de Daloa précisément à Tazibouo 3 non loin de la Paroisse Ste Hélène. Il a pour coordonnées géographiques de longitude Ouest 6°26'03.8'' et de latitude Nord 6°53'02.6'' (Figure 7).

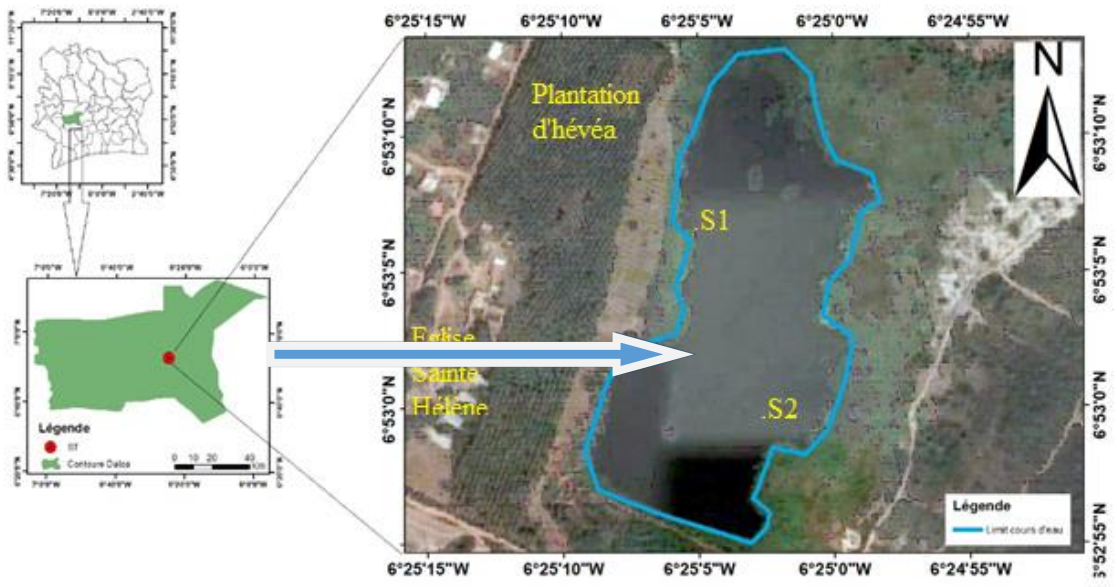

Figure 7 : Site de la zone d'échantillonnage

2.2.2- Techniques de pêche

Pour la collecte des données sur le terrain, trois techniques ont été utilisées pour la pêche.

2.2.2.1- Pêche à la nasse

La pêche à la senne ou seine est une technique de pêche très ancienne qui consiste à capturer les poissons à la surface en pleine eau en les encerclant à l'aide d'un filet de pêche appelé senne. Celle-ci est montée sur deux ralingues, l'une garnie de flotteurs et l'autre d'un lest, puis manœuvrée par deux fins fixés aux extrémités servant au halage des poissons (Domaine Bazinet, 2020) (Figure 8).

Figure 8 : Nasse en matériaux mixte

2.2.2.2- Pêche à la canne

La canne est un élément essentiel en pêche de la carpe puisque c'est l'outil qui va nous permettre de lancer et de combattre efficacement le poisson.

Cette technique est probablement l'une des plus efficaces, elle permet de capturer facilement et rapidement des poissons, dans tous les lieux (Décathlon, 2019).

L'élément essentiel est utilisé pour attraper la carpe, le goût classique et peut-être le plus utilisé est le maïs Polyvalent et efficace, C'est un appât efficace constitué d'un mélange de farine (farine de blé, farine de poisson, etc.), pour les appâts naturels, le receveur de carpes utilise des vers, des larves ainsi que des larves (Comptoir des pêcheurs | France, 2020) (Figure 9).

Figure 9 : Photographie d'une pêche à la canne

2.2.2.3 - Pêche au filet maillants

Le placement des barrages et des filets (surtout sur les berges herbeuses) se font le matin et le soir. Les filets maillants sont constitués d'une nappe rectangulaire déployée verticalement dans l'eau. Des flotteurs sont fixés sur la partie supérieure, La partie inférieure est lestée pour maintenir les filets en position verticale (Cheikh, 2018). Ce processus est caractérisé par l'abondance et la diversité des poissons pendant une petite période météorologique (dans un délai maximum de 5 heures) (Figure 10).

Figure 10 : Photographie d'un filet maillant avec des flotteurs

2.2.3- Échantillonnage des poissons

Les poissons ont été échantillonnés du 24 juin 2021 au 16 juillet 2021 au lac du Monastère à Daloa (Figure 11) à l'aide de filets.

Figure 11 : Vue partielle des stations d'échantillonnages du lac du Monastère à Daloa

a : station 1 ; b : station 2

Ces poissons ont été acheminés au laboratoire pour des analyses. Deux stations d'échantillonnages ont été retenues pour le travail et ensuite numérotées.

Les filets ont été régulièrement posés à 17h et relevé le lendemain matin à 7h. Les poissons capturés ont été comptés, groupés et identifiés à l'aide de clé détermination. Chaque poisson a été mesuré (longueur standard, longueur totale) à l'aide d'un ichtyomètre millimétré puis pesé à l'aide d'une balance de modèle CONSTANT. Les poissons transportés au laboratoire ont été conservés dans un congélateur à environ 20°C jusqu'à leur examen.

2.2.4- Analyses parasitologiques

2.2.4.1- Dissections des poissons

Pour la recherche des parasites, chaque poisson est examiné à l'œil nu puis sous une loupe binoculaire. Les poissons ont été disséqués et les différents organes (les branchies, le foie, le cœur, l'estomac, la peau etc.) ont été prélevés et placés dans une boîte à pétri contenant une solution physiologique (5 ml d'une solution de NaCl à 0,9 pour 1000) puis observés.

L'observation des différentes parties du corps des poissons ont fait l'objet d'un examen minutieux. Ce sont les nageoires, les cavités buccales et branchiales et les opercules. Une fois les parasites repérés, ils ont été détachés puis nettoyés et conservés dans l'alcool à 70%.

Après examen externe à la loupe manuelle, des dissections ont été effectuées au laboratoire au niveau des nageoires, des opercules et des branchies (Lyndon, 1994). Les nageoires (caudales, pectorales, anales, pelviennes et dorsales) ont été coupées avec une paire de ciseaux et mise séparément dans des boîtes de Pétri contenant 5 ml d'une solution de NaCl à 0,9 %. Les arcs branchiaux droits et gauches ont été sectionnés des côtés dorso-ventraux et numérotés de l'extérieur vers l'intérieur de la manière suivante : D1, D2, D3, D4, et G1, G2, G3, G4 (D pour le côté droit, G pour le côté gauche et les chiffres correspondants à la position des arcs). Chaque arc branchial a ensuite été déposé dans une boîte de pétri contenant 5 ml d'une solution de NaCl à 0,9 pour 1000. Il en a été de même pour les opercules.

Avec une aiguille entomologique « 00 » chaque arc branchial, nageoire et opercule maintenu avec une pince dans la solution de NaCl, a été gratté dans le sens de la longueur des filaments et dans le sens des rayons ; respectivement pour les arcs branchiaux et les nageoires afin de détacher les monogènes accrochés selon la technique modifiée de Lyndon (1994). Les opercules ont été grattés avec une spatule. Après le grattage, l'organe a été retiré de la boîte de pétri et observé à la loupe pour l'identification d'éventuel résidu de parasite. Les boîtes de pétri contenant le mélange de la solution de NaCl et le liquide de grattage (mucus) ont été observées sous une loupe binoculaire (Lyndon, 1994).

2.2.4.2- Récolte, fixation et conservation des parasites

A l'autopsie, toutes les régions du corps de l'hôte capable d'héberger des parasites ont été minutieusement examinées.

Pour récolter les parasites branchiaux, on dégage la cavité branchiale en découpant de chaque côté, le volet operculaire de chaque arc branchial pris séparément et détaché ventralement et dorsalement puis déposé dans deux séries de boîtes de pétri contenant de l'eau. Les parasites ont été prélevés à l'aide d'une aiguille entomologique « 00 » puis rincés dans l'eau de lac. Les arcs droits et gauches ont été numérotés d'un à quatre de l'avant vers l'arrière puis examinés séparément sous loupe binoculaire. Les parasites ont été recherchés sur tous les filaments branchiaux et lorsqu'ils sont présents, on note leur position précise sur la branchie.

Ensuite, ils ont été fixés dans l'A. F. A (Acide Formol Acide acétique) ou conservés dans l'alcool 70%.

Les parasites intestinaux ont été prélevés après ouverture médio-ventrale du poisson, de l'anus au cœur et une incision longitudinale de l'intestin pour assurer une bonne évagination des parasites (Belghti, 1996).

2.2.4.3- Examen macroscopique et microscopiques du tube digestif

Dans un plateau, le tube digestif est d'abord étalé puis examiné macroscopiquement en entier. Ensuite, il est découpé en 5 parties à l'aide d'un scalpel selon les normes définies par Reid *et al.,* 1978 : duodénum, partie antérieure de l'intestin grêle partie postérieure de l'intestin grêle, cæcums et gros intestin. Chaque portion est ensuite ouverte, les lésions sont notées avant et après l'ouverture du segment d'intestin.

Pour l'examen microscopique, des observations sont faites sur certaines parties détachées et placées dans des boîtes de pétri contenant, selon le cas, soit de l'eau de lac, soit de l'eau de robinet.

2.2.4.3.1- Observation du tégument

Après l'examen du corps des nageoires, de la cavité buccale et des opercules à l'œil nu, ils sont observés à l'aide d'une loupe (Meddour, 2002).

Une loupe binoculaire est utilisée pour la mise en évidence d'ectoparasites ou de kystes (Labed *et al.,* 2011).

Pour la recherche au microscope (parasites d'une taille inférieure à 1 mm), on applique les étapes suivantes (Attrout & Badani, 2009) :

-prélèvement des échantillons de différentes zones de la peau en particulier à l'endroit où elle est rougie, ou bien là où le mucus présente un aspect grisâtre opaque. On gratte au niveau de tégument (à contre sens des écailles) à l'aide de scalpel ;
-placement de chaque prélèvement au centre d'une lame de verre propre et l'ajout d'une goutte de l'eau ;
-l'observation sous microscope optique (Obj × 10).

2.2.4.3.2- Observation des branchies

L'observation des branchies a nécessité les étapes suivantes (Beghoura, 2014) :
A l'aide d'une paire de ciseaux, les arcs branchiaux sont délicatement dégagés en découpant l'opercule de chaque côté de la tête. Les branchies sont détachées par deux incisions, une dorsale et une ventrale ; après leur retrait, ils sont placés dans des boîtes de pétri contenant l'eau et quelques gouttes de formol (10%).

- Puis les lamelles branchiales ont été découpées et grattées.
- Ensuite, elles ont été examinées sous microscope par dépôt de quelques gouttes sur une lame avant la recherche des parasites.
- L'identification des parasites a été réalisée après observation microscopique des caractères morpho anatomiques de ces dernières.

2.2.4.3.3- Observation de la cavité abdominale

Pour ouvrir la cavité abdominale, le poisson a été posé sur le côté, le fixé au fond de la planche à dissection ensuite, la cavité abdominale a été incisée en partant de la papille (Dominique, 2002).
Une fois la partie découpée, les organes contenus dans la cavité abdominale sont visibles (Dominique, 2002).

2.2.4.4- Identification des parasites

Environ six clés d'identification des parasites ont été utilisées. Pour chaque taxon, des images des organes caractéristiques ont été prises à l'aide du microscope optique muni d'un appareil photo.

- **Monogènes**

La démarche utilisée pour l'identification de ces Monogènes est identique à celle des Monogènes de la famille des Ancyrocephalidae. Les clés et ouvrages de Garcia (2007),

Mousavi *et al.* (2012) et Harris *et al.* (2004) ont été consultés pour faire les comparaisons permettant une identification de ces Monogènes.

- **Protozoaires**

Les clés et ouvrages de Lom (1970), Lom & Dykova (1992) et Dobberstein & Palm (2000) ont été consultés pour l'identification des protozoaires. Cinq (5) spécimens de chaque groupe de protozoaire fixés et colorés auparavant sur des lames ont été observés au microscope optique mini d'un micromètre calibré.

- **Branchioures**

Les clés et ouvrages des branchioures du genre *Argulus* ont été identifiés à l'aide de la clé d'identification existante proposée par Rushton-Mellor (1994).

- **Annélides**

Pour l'identification des annélides, les ouvrages de Klemm (1972), Utevsky & Trontelj (2005) et Oosthuizen (1991) ont été utilisés.

- **Acanthocéphales et Cestodes**

La fixation des Cestodes et des Acanthocéphales s'est fait à chaud dans une solution à 70% d'alcool ou décontractés dans l'eau de robinet (s'ils sont vivants) puis fixés dans une solution tamponnée de formaldéhyde à 10% pendant 24 à 48h (Georgiev *et al*., 1986 ; Mackinnon & Burt, 1985). Le rinçage dans l'eau distillée est réalisé durant 1h à 2h (Meddour *et al*., 2010).

2.2.4.5- Dénombrement des parasites

Les ectoparasites macroscopiques (annélides, insectes et branchioures) ont été dénombrés par comptage à l'œil nu et sous une loupe manuelle.

Les Monogènes et protozoaires ont été dénombrés avec la lame de McMaster (Tavares-Dias *et al*., 2001). Pour cela, 0,30 ml du mélange de grattage des arcs branchiaux, opercules et nageoires et des solutions de rinçage des poissons ont été pris avec une poire et mis dans les deux chambres de comptage de la lame de McMaster. Sous un microscope optique, les parasites de chaque groupe ont été comptés sur une cellule de chacune des deux chambres de la lame. Avec une règle de trois, le nombre total de Monogènes dans les 5 ml de mélange de grattage et dans les 20 ml de rinçage a été estimé par organe.

2.2.5- Traitement des données

2.2.5.1- Détermination du type de croissance de la structure des tailles

Les classes de tailles utilisées dans la distribution des fréquences de tailles ont été déterminées à l'aide de la règle de Sturge (Scolt, 2009). Cette règle fait varier le nombre entier k de classes ou d'intervalles à constituer selon le nombre n de données en utilisant l'opération logarithmique suivante :

$$\mathbf{K = 1 + (3{,}3 \times \log(n))}$$

La borne inférieure des classes est la plus petite valeur et la borne supérieure correspond à la plus grande valeur. Concernant l'intervalle de classe, elle se calcule comme suit :

Intervalle de classes = (valeur maximale – valeur minimale) / (Nombre de classe).

Une prémisse à la construction de la règle de Sturge est que le nombre de classes à utiliser doit être suffisamment grand lorsque les données sont peu nombreuses afin de repérer une concentration éventuelle de données dans une classe.

Les données recueillies ont été traitées grâce au Tableur Microsoft Excel

TROISIEME PARTIE :

RESULTATS ET DISCUSSION

3.1- Résultats

3.1.1- Identification des parasites en fonction de la taille des poissons

3.1.1.1- Structure des espèces de poissons étudiées en fonction de la taille

Chez l'espèce *Oreochromis niloticus* la taille varie de 13,4 cm à 25,9 cm (Figure 12). Cette population est dominance des individus de taille comprise entre 13,4 cm et 15,8 cm.
Quant à l'espèce *Parachanna obscura*, la taille des individus de sa population varie de 20,5 cm à 35,2 cm. (figure 13), Cette population est dominée par des individus de taille comprise entre 20,5 cm et 23,8 cm.

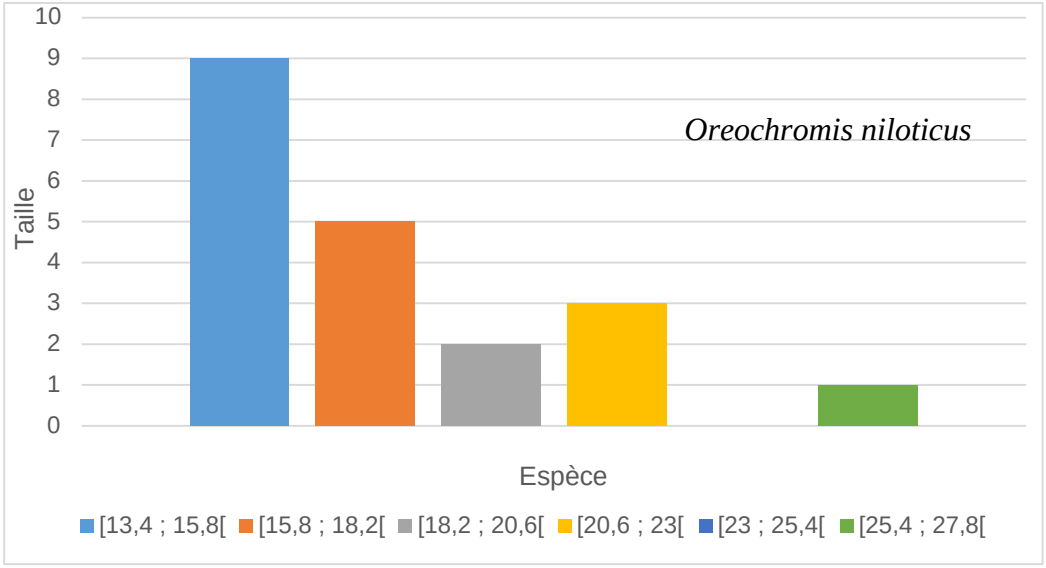

Figure 12 : Structure de taille de l'espèce *Oreochromis niloticus*

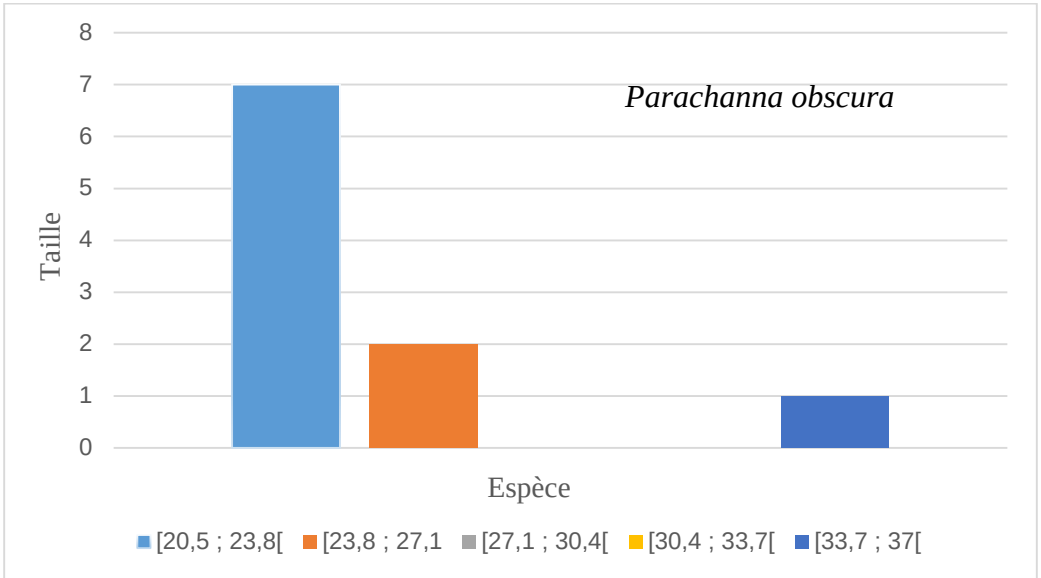

Figure 13 : Structure de taille de l'espèce *Parachanna obscura*

3.1.1.2- Identification des parasites chez deux espèces de poissons

3.1.1.2.1- *Parachanna obscura*

Le parasite du genre *Rhadinhorynchus* sp a été identifié au niveau de la chair de l'espèce *Parachanna obscura.* Ce parasite est pourvu d'un proboscis long cylindrique armé de files longitudinales mené de crochets dont la forme est simple présentant une très forte dissymétrie dorso- ventrale. Il assure la fixation du parasite à la paroi intestinale de l'hôte (Figure 14). Le poisson chez lequel le parasite a été rencontré à une taille de 21,3 cm.

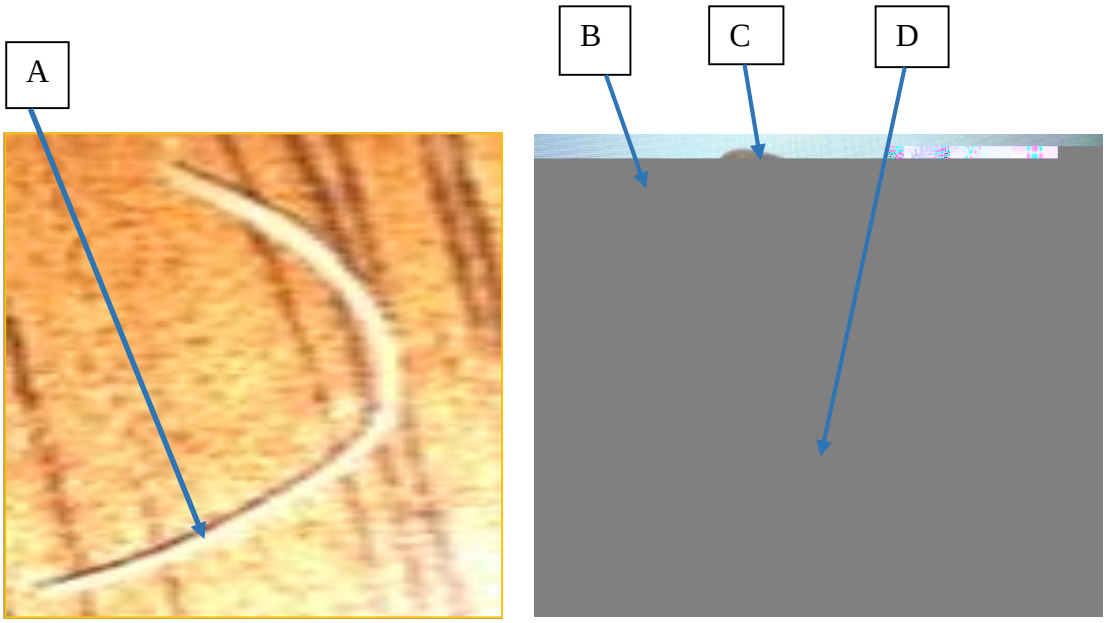

Figure 14 : Vue d'un parasite du genre (*Rhadinhorynchus* sp.) dans une boîte de pétri

A : Parasite récolté ; B : Crochets sur le proboscis ; C : Proboscis et D : Champs d'épines

3.1.1.2.2 *Oreochromis niloticus*

Un parasite de la sous-classe des Monopisthocotylea du genre *Gyrodactylus* sp a été identifié au niveau de la branchie de l'espèce *Oreochromis niloticus*. Ce parasite est muni de petits crochets larvaires marginaux ou alors de forme réduite avec des grands crochets. Il peut porter des ventouses musculaires ou des pinces sessiles ou pédonculées (Figure 15). Le poisson chez lequel le parasite a été rencontré à une taille de 14,3 cm.