

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE

جامعة 20 اوت 1955- سكيكدة

UNIVERSITE 20 AOUT 1955- SKIKDA



Faculté des Sciences

Département des Sciences de la Nature et de la Vie

Mémoire Présenté en Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité: Ecotoxicologie Animale

Intitulé :

**Criblage phytochimique, valorisation pharmacologique et
nutritionnelle d'une plante aquatique endémique à la
Méditerranée**

**Présenté Par : Mallem Yasmine, Mecibah Bouchra,
Merrouche Nour el Houda, Taoutaou Hadjar.**

Membre de Jury:

Mme. Zaidi Nedjoua (Prof)	Président	Univ. du 20 Août 1955 – Skikda
Mme. Boucetta Sabrina (MCA)	Promoteur	Univ. du 20 Août 1955 – Skikda
Mme. Laib Imen (MCA)	Examineur	Univ. du 20 Août 1955 – Skikda

Année universitaire 2023/2024

REMERCIEMENTS

Avant tout, nous remercions en premier lieu Allah le tout puissant de nous avoir donné la volonté d'entamer et terminer ce mémoire.

*Tout d'abord ce travail ne serait pas aussi riche et n'aurait pas pu avoir le jour sans l'aide et l'encadrement de **Mme. Dr. Boucetta Sabine** (MCA, université 20 août 55, Skikda), pour avoir accepté de diriger ce travail, et pour sa disponibilité, sa confiance et pour nous avoir fait bénéficier de son expérience et de précieux conseils.*

*Nous remercions et saluons vivement nos membres de jury, **Mme. Prof. Zaidi Nedjouda** (Professeur, université 20 août 55, Skikda) d'avoir accepté de présider le jury de soutenance.*

*Mes vifs remerciements s'adressent à **Mme. Dr. Laib imen** (MCA, université 20 août 55, Skikda), qui a bien voulu examiner ce travail.*

Ces critiques et remarques nous seront d'une grande utilité.

*Toute notre gratitude et reconnaissance à **Mr Raouf Bouzoualegh Nadjib** (inspecteur principal, DPRH-Skikda, pour sa disponibilité ses conseils pour maintenir les poissons vivants*

*Aux ingénieurs de laboratoire , notamment du hall technologique **Mr Djilani Karim**, Université 20 Aout 55, Skikda.*

Pour leurs conseils et leur aide, tout au long de notre séjour.

Nous remercions également à tout nous Enseignants pour leurs générosités et grande patience dont ils ont su faire preuve malgré leurs charges académiques et professionnelles.

On tien chaleureusement à remercier tous ceux qui de près ou de loin, nous ont apporté leur sollicitude pour accomplir ce travail.



Dédicace

*Remercie Allah de m'avoir donné la force et le courage pour pouvoir réaliser ce
modeste travail .*

À mes chers parents ,

*Vous m'avez soutenu moralement et financièrement tout au long de mes années
d'études et jusqu'à aujourd'hui .*

*J'espère que ce travail sera pour vous un témoignage de mon amour profond et de ma
tendresse envers vous .*

*Que Dieu vous protège, vous accorde la santé, le bonheur, la longévité et vous préserve
de tout mal ..*

À mes sœurs cadettes chéries Rimah, Manal, Chaima

Et à leurs époux Zouhair, Lamine

*À mes frères Ali, Ramzi, Hassam Eddine que j'aime beaucoup. Merci pour votre
soutien .*

*À mes belles-sœurs qui ont une place spéciale dans mon cœur ; Safia et Narjis .
Je tiens à remercier spécialement mon bras droit qui a toujours été là pour me
soutenir .*

Tout mon amour et ma gratitude à mes partenaires Hajar, Yasmin et Bouchra .

À mon amie d'enfance Marwa, que Dieu la guide dans sa vie professionnelle .

Et à toutes mes amies d'enfance, d'études et de famille, que Dieu vous préserve .

*Et à tous ceux qui ont été à mes côtés tout au long de cette année et ont partagé tant
de choses avec moi .*

Atoute la promo de Ectoxicologie Animale.



Houda



Dédicace

Remercie Allah de m'avoir donné la force et le courage pour pouvoir réaliser ce modeste travail .

À mes chers parents

Wassila et fethi

Vous m'avez soutenu moralement et financièrement tout au long de mes années d'études et jusqu'à aujourd'hui .

J'espère que ce travail sera pour vous un témoignage de mon amour profond et de ma tendresse envers vous .

Que Dieu vous protège, vous accorde la santé, le bonheur, la longévité et vous préserve de tout mal .

À mes sœurs cadettes chéries kawtar , ibtihel

À mon frères bilel wail, que j'aime beaucoup. Merci pour votre soutien .

Tout mon amour et ma gratitude à mes partenaires Houda , Yasmin et Bouchra..

Et à toutes mes amies d'enfance, d'études et de famille, que Dieu vous préserve.

Et à tous ceux qui ont été à mes côtés tout au long de cette année et ont partagé tant de choses avec moi .

À toute la promo de Ectoxicologie Animale.



Hadjer



Dédicace

Tout d'abord,

je tiens à remercier DIEU De m'avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste travail.

Je tiens à dédier cet humble travail à :

A ma tendre mère NOURA et mon très cher père NACIR ,Merci pour votre soutien et vos prières tout au long de mes étude.

A mes Frères : RAMZI et HAMZA.

A mes sœurs chéries : FATEN et AICHA

A ma Seule tante paternelle : BRAIKA Elle m'a beaucoup soutenu. Merci ma tante.

A mes petite nièce : ANFEL et DJOUMANA. Je vous aime ,mes chéris.

A ma tante GALIMA

A mon amour et ma gratitude à mes partenaires, Yasmin ,hadjer ; houda.

A mon amie ,amante, partenaire et soutien ,merci beaucoup pour tout le soutien moral tout au long de mes étude universitaire SAJA

A mes amis NOUR EL YAKINE / WASSILA /LAYLA

Tout ceux qui m'aiment et que j'aime.



Bouchra



Dédicace

*Remercie Allah de m'avoir donné la force et le courage pour
pouvoir réaliser ce modeste travail.*

A ma chère mère

*A mon paradis, Aucune dédicace ne serait exprimée mon
respect, mon amour éternel et ma considération pour les
sacrifices que vous avez consentie pour mon instruction et mon
bien être, je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que
vous me partagez depuis mon enfance et j'espère que votre
bénédictioin m'accompagne toujours.*

A mon cher père

*Ça été pour moi une bénédiction divine de t'avoir comme père toi
qui à tout accepté pour que je sois ce que je suis aujourd'hui, tu
m'as inculqué le savoir vivre et savoir-faire, tu m'as insecte à
l'école et veille à ma réussite que dieu te garde parmi nous le plus
longtemps*

Possible et te bénisse.

*A ma grande sœur ma moitié Houda qui n'a pas cessé de me
conseiller encourager et soutenir tout au long de mes études*

*A mes tantes Fatima et Yamina Aucun langage ne saurait
exprimer mon respect et ma considération pour votre soutiens et
encouragements, Je vous dédie ce travail en Reconnaissance de
l'amour que vous m'offrez quotidiennement et votre bonté
exceptionnelle.*

*A mes chère amies Bouchra, Houda, Hadjar En témoignage de
l'amitié qui nous unit et des Souvenirs de tous les moments que
nous avons passés ensemble, je vous dédie ce travail et je vous
souhaite une vie pleine de santé et de bonheur, Je vous dédie ce
travail en A mes collègues, et a tout ce qui ont participé à ma
réussite.*



Yasmin

Liste des Figures

N° Figure	Titre	Page
Figure 1	Collecte des échantillons	08
Figure 2	Processus d'extraction de <i>P. oceanica</i> (POV ; POD).	10
Figure 3	Forme libre et réduite du DPPH.	11
Figure 4	Les poissons de les 2 sites -BISKRA- et -COLLO.	14
Figure 5	Acclimatation des bio-essais. (Cliché personnel 2024 à 19h00).	16
Figure 6	Paramètre physicochimique (cliché personnel-2024).	17
Figure 7	Les poissons séparés dans les aquariums.	19
Figure 8	Prélèvement du matériel biologique.	21
Figure 9	Cobas intégral 400 plus et de réactifs du type Roche.	21
Figure 10	Photographie originale montrant l'étape de fixation et d'incubation (Laboratoire d'anapath-EPH-Skikda).	23
Figure 11	Photographie originale représentant l'étape d'enrobage et de Confection.	24
Figure12	Photographie originale récapitulant l'étape de coloration et celle du montage	25
Figure 13	Dosage des protéines.	26
Figure 14	Principales étapes d'extraction des métabolites (Clichés personnels sis Laboratoire pédagogique de biochimie, SNV).	28
Figure15	Courbe d'étalonnageDPPH avec les concentrations Hydro-méthanoliques pour les extraits de POV et POD.	31
Figure16	Courbe d'étalonnage ABTSAvec les concentrations Hydro-méthanoliques pour les extraits de POV et POD.	32
Figure17	Globules rouges (A), Hb (B), Ht (C), MCV (D), MCH (E) et MCHC (F) d' <i>Oreochromis Sp</i> nourri avec deux régimes supplémentés en POV et POD.	36
Figure18	Bilan immunologique [WBC (G), PLT (H), lymphocytes (I)], Bilan ferrique (J) et BilanCalcémie (K) ; <i>Oreochromis sp</i> nourri avec de l'extrait méthanoliques POV et POD.	38
Figure19	Bilan glucidique (L ; M), Bilan hépatique (N ; O), Bilan rénal (P; Q) d' <i>Oreochromis sp</i> nourriAvec deux régimes supplémentés en POV et POD.	42
Figure20	Composition approximative (Tissu et intestins ; µg/mg de tissu) des Bio-essais d' <i>Oreochromis sp nourris</i> avec POD et POV.	43
Figure21	Photomicrographie de coupes de foie (complexe hépatopancréatiques) de différents groupes avec régime supplémenté en POV et POD.	45
Figure22	Photomicrographie de coupes des intestins des différents groupes avec régime supplémenté en POV et POD	46
Figure23	Photomicrographie de coupes des tissus externe des différents groupes avec régime supplémenté en POV.	47
Figure24	Positionnement des bio-essais Morts « témoin et supplémenté avec (POD et POV) » dans un sac percé pour la réalisation d'un cliché radiographique.	48
Figure25	Radiographies Bio-essais Morts (POD et POV) présentant tous deux une dilatation abdominale	49

Liste des tableaux

N° Tableau	Titre	Page
Tableau 1	Limites de tolérance de certains paramètres physico-chimique <i>Oreochromis sp</i> (Arrignon,1996).	16
Tableau 2	Ingrédients et composition approximative des régimes expérimentaux (%de matière sèche).	21
Tableau 3	La gamme d'étalonnage de dosage des protéines (Bradford,1976) .	26
Tableau 4	Dosage des glucides totaux réalisation de la gamme d'étalonnage.	27
Tableau 5	la gamme d'étalonnage de dosage des lipides totaux.	28
Tableau 6	Caractéristiques organoleptiques des extraits POV et POD.	30
Tableau 7	Performance de croissance des Bio-essaies d' <i>Oreochromis sp</i> recevant les deux (02) régimes alimentaires expérimentaux (POD ; POV).	33
Tableau 8	Symptômes morphologiques chez les bio-essaies (<i>Oreochromis sp</i>) observés dans le groupe témoin et les différents groupes expérimentaux.	34

Introduction

L'utilisation de médicaments antimicrobiens en aquaculture a des effets positifs bien connus sur le contrôle des infections bactériennes ; cependant, plusieurs effets secondaires qui affectent à la fois les poissons et l'environnement sont associés à une utilisation excessive. Si l'on considère que 70 à 80 % des antibiotiques administrés aux poissons sous forme d'aliments médicamenteux granulés sont rejetés dans le milieu aquatique par excrétion urinaire et fécale et/ou sous forme d'aliments médicamenteux non utilisés [1-3] il n'est pas difficile d'imaginer à quel point les antibiotiques peuvent affecter l'habitat aquatique.

Les effets des antibiotiques sur l'environnement sont principalement dus à la surutilisation de ces médicaments par l'industrie aquacole et à la présence de résidus de médicaments dans les produits de la pêche [4]. Malheureusement, seules quelques études analysent les effets secondaires de l'utilisation d'antibiotiques sur les poissons eux-mêmes. Il existe des preuves que certains antibiotiques peuvent induire une **néphrotoxicité** [5], mais l'effet secondaire le mieux documenté est l'immunomodulation [6-9].

La néphrotoxicité, [5] a déterminé que, comme chez le rat et l'homme, la gentamicine, un antibiotique aminoside, induit une insuffisance rénale aiguë chez le poisson. Leurs résultats ont montré que la gentamicine induisait un œdème péricardique de manière dépendante du temps et de la dose, ce qui rendait le poisson incapable de maintenir l'homéostasie des fluides. De plus, une analyse histologique des larves traitées pronéphros a démontré l'existence d'une phospholipidose lysosomale, d'un aplatissement de la bordure en brosse, d'une accumulation de débris dans la lumière tubulaire et d'une distension tubulaire et glomérulaire. De plus, ils ont observé une accumulation péri-tubulaire de leucocytes avec une infiltration occasionnelle dans le glomérule chez les larves médicamenteuses, une caractéristique typique de l'insuffisance rénale aiguë humaine.

Les effets antimicrobiens sur le système immunitaire décrits ci-dessus ont été détectés à l'aide d'essais dans lesquels le médicament était administré par voie orale ou injecté au poisson ; ces études n'ont pas examiné les effets provoqués par l'exposition

aux antibiotiques qui demeurent dans la colonne d'eau et/ou dans les sédiments. Il est courant de doser les poissons d'élevage avec des antibiotiques dans leur alimentation pour se protéger contre les maladies et, comme les enclos à poissons sont généralement situés dans des rivières ou des lacs, les excréments toxiques, les granulés de nourriture non consommés, les poissons morts et les résidus d'antibiotiques sont répartis dans l'ensemble de l'écosystème. C'est un point important car, en tant que **composés actifs**, les antibiotiques doivent être considérés comme des micropolluants environnementaux potentiels et donc comme une source de stress environnemental artificiel pour les poissons. Par dégradation ailleurs, outre la présence de l'antibiotique lui-même, l'existence de ses produits est également préoccupante [10-12] L'utilisation de médicaments en aquaculture est soumise à des contraintes juridiques différentes dans chaque pays, et le contrôle du respect des réglementations varie également d'un pays à l'autre. Malgré d'importantes disparités dans la quantité d'antibiotiques utilisée dans les différents pays, on peut observer une tendance globale à réduire les antibiotiques au contrôle des maladies.

Chimio-thérapie

Au cours des deux dernières décennies, le nombre de recherches a augmenté et aboutit à des conclusions communes selon lesquelles les extraits de plantes médicinales ont effectivement le potentiel d'éradiquer l'utilisation de produits chimiques synthétiques tels que les antibiotiques et autres médicaments **Chimio-thérapeutiques en aquaculture**. Les extraits de plantes médicinales se distinguent comme des **alternatives potentielles** aux médicaments synthétiques en aquaculture car ils fournissent des métabolites biologiquement actifs utiles avec divers avantages tels que **la modulation immunitaire** [22-25], favorisant la croissance, améliorant les **antioxydants, antidépresseur**, améliorant la digestion, **effets stimulants** sur l'appétit [26-28] et des effets **hépato-protecteurs** [29-30], s'il est correctement administré. Une autre raison est que les extraits de plantes médicinales sont facilement disponibles, peu coûteux et ont tendance à être de nature plus biodégradable que les **ATBs** synthétiques [31]; [14].

L'objectif de l'étude :

Les objectifs de ce travail étaient :

1. La quantification de la teneur poly-phénolique et de la capacité anti-oxydante des extraits obtenus à partir de feuilles de *P. oceanica* et l'évaluation de l'efficacité de différents solvants pour l'extraction des polyphénols.
2. Évaluer les performances zootechniques (croissance, survie, indice de conversion alimentaire)

1. Collecte d'échantillons, traitement et préparation d'extraits de plantes

Au total, 10 kg de fascicules foliaires frais détachés (POV et POD), non encore déposés le long de la côte Est-Algérienne pour former des banquettes, ont été collectés pour des fins scientifiques, ce qui représente une part négligeable des feuilles annuelles moulees. (Fig. 1 a et b). Cette méthode garantissait la préservation à la fois du *P. Océanica* prairie, qui est restée intacte en conservant son rôle écologique important et des banquettes qui jouent un rôle important dans la morpho-dynamique du rivage et la stabilité côtière [77], car la collecte a eu lieu avant sa formation.



Figure 1: Collecte des échantillons () photographies personnelles prise (08.04.2024)

Avant chaque manipulation, la *P.océanica* des faisceaux foliaires ont été sélectionnés et la gaine basale (ou pétiole) a été retirée et jetée pour faciliter le séchage et l'extraction.

Une fois arrivé au laboratoire, les échantillons de POD et POV ont subi des rinçages successifs à l'eau de mer, à l'eau courante puis à l'eau distillée dans le but

d'éliminer les potentiels contaminants, notamment les organismes épibiontes, les fragments de coquilles et les particules sédimentaires.

Les feuilles de *P. oceanica* ont été extraits frais et séchés. Deux procédures ont été réalisées pour sécher les feuilles détachées vertes et déchets : dans la première procédure,

1.1. Détermination de l'activité antioxydante de POV et POD

Compte tenu de la complexité des processus d'oxydation, il n'existe pas de méthode unique qui permettrait de refléter le profil antioxydant d'un échantillon. C'est pourquoi, Nous avons effectué de différents tests de mesure de pouvoir antioxydant. Les antioxydants peuvent réduire les radicaux primaires par deux mécanismes : par transfert d'électron ou par transfert d'atome d'hydrogène.

Les méthodes DPPH• et ABTS•⁺) jouent sur le transfert d'un atome d'hydrogène. Le DPPH• est un radical commercial directement utilisable, alors que l'ABTS•⁺ doit être généré par une réaction enzymatique ou chimique. Une autre différence importante concerne la solubilité de ces deux radicaux : ABTS•⁺ est soluble en milieux organique et aqueux alors que DPPH• est soluble uniquement en milieu organique et plus particulièrement alcoolique. Le test à l'ABTS•⁺ permet donc l'étude de tous les agents hydrophiles et lipophiles. Le test au DPPH• est plus restrictif. (Fig.3).

1.1.1. Détermination de l'activité anti oxydante par la méthode DPPH

1) Test au DPPH :

Le radical DPPH• est l'un des substrats les plus utilisés généralement pour l'évaluation rapide et directe de l'activité antioxydante en raison de sa stabilité en forme radicalaire et la simplicité de l'analyse [80].

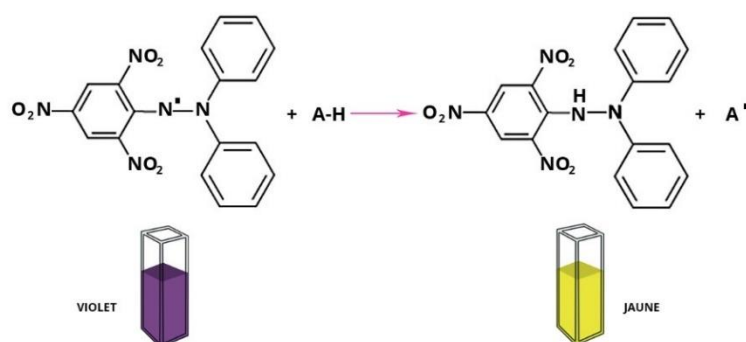
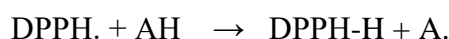


Figure.3. Forme libre et réduite du DPPH [80]

L'activité antioxydante est déterminée par la diminution de l'absorbance d'une solution alcoolique de DPPH• à 517nm, qui est due à sa réduction à une forme non radicalaire DPPH-H par les antioxydants (AH) donateurs d'hydrogènes présent dans l'extrait végétal ou par une autre espèce radicalaire comme le montre les équations suivantes [81]. Ce radical est un oxydant qui peut être réduit par l'antioxydant (AH) selon la réaction suivante :



En présence d'un antioxydant la force d'absorption est diminuée et la décoloration résultante est stœchiométrique en ce qui concerne le nombre d'électrons captés [80]. Les résultats peuvent être exprimés en tant que l'activité anti-radicalaire où l'inhibition des radicaux libres en pourcentages (I %) en utilisant la formule suivante :

$$I \% = \left[\frac{\text{Abs Control négatif} - \text{Abs Echantillon}}{\text{Abs Control négatif}} \right] \times 100$$

Où

% : Pourcentage de l'activité anti-radicalaire ;

Abs Echantillon : Absorbance de l'échantillon ;

Abs Control négatif : Absorbance du control négatif ;

✓ Calcul des IC50 :

IC50 ou concentration inhibitrice de 50 % (aussi appelée EC50 pour Efficient concentration 50), est la concentration de l'échantillon testé nécessaire pour réduire 50 % de radical DPPH•. Les IC50 sont calculées graphiquement par les régressions linéaires des graphes tracés ; pourcentages d'inhibition en fonction de différentes concentrations des fractions testées.

2) Méthode ABTS

Cette méthode repose sur l'aptitude de certains composés à capturer le radical-cation ABTS•+ (sel d'ammonium de l'acide 2,2'-azinobis (3-éthylbenzothiazoline)-6-sulfonique), qui a une teinte bleu-vert à l'état initial. Ce radical cationique est produit par l'oxydation de l'ABTS, qui n'a pas de couleur initialement.

La réaction se déroule en deux étapes : dans un premier temps, le radical ABTS•+ est généré en retirant un électron d'un atome d'azote de l'ABTS grâce à la présence de persulfate de potassium K₂S₂O₈ dans le milieu réactionnel. Dans un deuxième temps,

en présence d'un antioxydant donneur de H⁺, le radical d'azote correspondant capte un H⁺, formant ainsi l'ABTSH⁺ et entraînant la décoloration de la solution [82] .

Pour préparer la solution mère d'ABTS, on mélange 5 ml d'eau et 19,2 mg d'ABTS avec 3,3 mg de K₂S₂O₈, puis on laisse le mélange réactionnel incuber à l'obscurité pendant 16 heures à température ambiante. La solution fille de travail d'ABTS + est obtenue en diluant la solution mère d'ABTS avec de l'eau jusqu'à obtenir une absorbance d'environ (0,7) à 734 nm [82].

Dans chaque tube des prises de 1ml des différentes concentrations (0-1mg/ml) des extraits de la plante **POD** et **POV** et 160 µl de la solution d'ABTS. Ont été incubés à l'obscurité pendant 30 minutes. La lecture des absorbances est effectuée à 734nm.

L'activité antioxydante a été calculée en utilisant la formule suivante :

$$\% \text{ inhibition} = \frac{[(\text{absorbance du contrôle} - \text{absorbance de l'échantillon})]}{\text{absorbance du contrôle}} \times 100$$

Les pourcentages d'inhibition du radical ABTS ont été tracés en fonction des concentrations d'extrait pour déterminer l'index IC50.

2. Animaux

Les recherches et les procédures sur l'élevage du tilapia du Nil ont été réalisées conformément aux directives du comité d'éthique en expérimentation animale (CETEA) **Décret n° 2013-118 du 1er février 2013 relatif à la protection des animaux utilisés à des fins scientifiques.** de l'Institut Pasteur de Algérie.

2.1. Le Choix de l'animal

Le tilapia est bien adapté à un large éventail de variations trophiques et écologiques, et ses caractéristiques adaptatives de cycle biologique en font une espèce d'élevage potentielle dans le monde entier [83]. Par conséquent, il a été largement introduit pour l'aquaculture et la pêche de loisir [84, 85] et est désormais présent dans tous les pays tropicaux. Commercialement, après les carpes, le tilapia est le deuxième

groupe de poissons le plus capturé dans la nature, avec 851 millions de tonnes de captures sauvages en 2018.[86]

L'élevage du tilapia est populaire depuis les années 1990 et constitue actuellement l'un des groupes d'espèces de poissons d'élevage les plus répandus au monde, avec une production commerciale de 6,031 millions de tonnes, correspondant à une valeur estimée à 11,7 milliards de dollars. En 2020, la culture du tilapia du Nil (*Oreochromis niloticus*) était classée au premier rang des espèces les plus cultivées au monde, avec une production aquacole totale de 6,031 millions de tonnes, représentant environ 87,6 % de la production mondiale totale de tilapia. On prévoit que la production mondiale de tilapia du Nil atteindra près de 15 millions de tonnes, avec une valeur marchande de près de 20 milliards de dollars en 2030 ..[86]

La Chine est de loin le plus grand consommateur et producteur de tilapia, représentant environ 46 % de la production mondiale, avec une production estimée à 1,62 million de tonnes en 2018, contre 1,45 million de tonnes en 2017. Les autres principaux pays producteurs de tilapia d'élevage en 2017-2018 sont l'Indonésie (1 227 741 tonnes), l'Égypte (1 051 444 tonnes), le Bangladesh (344 784 tonnes), le Brésil (317 080 tonnes) et les Philippines (277 006 tonnes). Les projections indiquent que l'Indonésie pourrait rivaliser avec la Chine en matière de production de tilapia au cours de la prochaine décennie [86]. Les poissons issus de l'aquaculture revêtent une importance capitale dans l'alimentation humaine depuis des décennies et constituent toujours une source de protéines animales majeure pour de nombreuses populations à travers le monde [88].

2.2. Poisson Tilapia du Nil

L'espèce *Oreochromis sp.* (Tilapia Du Nil Hybride avec le tilapia rouge, Cichlidae) a été sélectionnée comme organisme modèle pour cette étude.

Des spécimens de tilapia (*Oreochromis sp*) ont été collectés d'une station d'élevage du Nord Algérien (c) et D'autres d'une ferme aquacole du Sahara (b). Les poissons pesant entre 50 ± 30 g.



Figure 04 : Le Bioessaie *Tilapia Oreochromis sp*

La position systématique de *Tilapia* du Nil –Hybride adoptée ici est inspirée de [94] :

- **Règne** : Animalia
- **Embranchement** : Chordata
- **Sous-embranchement** : Vertebrata
- **Super-classe** : Gnathostomata **Classe** : Actinopterygii
- **Ordre** : Perciformes **Sous-ordre** : Labroidei
- **Famille** : Cichlidae
- **Sous-famille** : Pseudo crenilabrinae
- **Genre** : *Oreochromis*
- **Espèce** : *Oreochromis sp* [95]

2.3. Conditions d'hébergement et d'alimentation

Lors des expériences, dans le laboratoire pédagogique SNV-Université de Skikda, la température du local expérimental est maintenue à 22°C (± 3 °C). (Tab1).

Tab1 : Limites de tolérance de certains paramètres physico-chimique *Oreochromis sp.*[96]

<i>Paramètres</i>	<i>Limites de tolérances</i>
<i>T (°C)</i>	21 – 30
<i>O² (mg/l)</i>	> 5
<i>S (%•)</i>	< 29
<i>PH</i>	5 – 11

Les poissons triés ont été répartis au hasard pour obtenir 6 lots de 10 poissons chacun et répartis également dans 10 aquariums rectangulaires en fibre de verre de 120 L (60 poissons par lot) et conservés à l'intérieur. Des réservoirs en triple par traitement

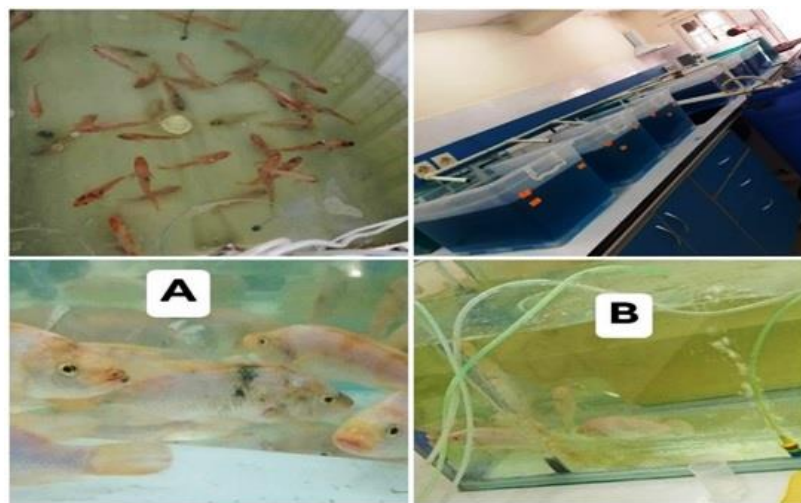


Figure 5 : Acclimatation-des bio-essais. (Cliché personnel 2024)

diététique ont été utilisés. Chaque réservoir faisait partie d'un système de recirculation ouvert comme décrit par [Azaza et al., \[97-99\]](#). L'eau était constamment remplacée de manière égale par un débit continu à un débit de 4 à 6 L/ min/ aquarium pour fournir de l'oxygène et éliminer les déchets azotés en excès, et parfois une aération modérée était prévue si nécessaire. La photopériode a été maintenue à 12 heures de lumière et 12 heures d'obscurité, avec un début de phase lumineuse de 7h00 à 19h00 (**Fig. 5**).

Avant le début de l'essai d'alimentation, les poissons ont été acclimatés au système d'élevage pendant sept –quinze jours (7-15jours). Pendant cette période, ils se sont

nourris avec un aliment industriel avec trois apports journaliers en fonction de critères biométriques précis, à savoir le poids, la taille et le sexe. (Fig.6).et les poissons morts ou apparemment stressés ont été retirés et remplacés par des individus de tailles similaires.



Figure 6 : paramètre physicochimique (cliché personnel-2024).

3. Bio-essais et condition d'élevage expérimentales

A la veille de l'essai de croissance, les poissons acclimatés ont été privés de nourriture pendant 24 heures et pesés individuellement. Au début de l'expérience, chaque régime expérimental a été réparti au hasard dans les aquariums, réduisant ainsi l'effet de l'aquarium. Les poissons ont été nourris à la main jusqu'à satiété apparente, quatre repas par jour, cinq jours par semaine (08h00, 11h00, 14h00 et 17h00) et deux repas par jour le week-end (09h00 et 12h00). La satiété apparente a été atteinte dès le premier refus de nourriture.

La consommation alimentaire quotidienne « *The daily feed intake* » (FI) par aquarium a été enregistrée quotidiennement en pesant l'aliment au début et à la fin de

chaque journée. Pour éviter la perte de nourriture, la nourriture était distribuée lentement pour garantir que les poissons mangeaient toute la nourriture proposée. Aucun granulé n'a été gaspillé pour aucun des régimes au cours de l'étude. Les aquariums ont été vérifiés quotidiennement.

- **Poids moyen initial (Pmi)**

- **Poids moyen final (Pmf)**

- **Taux de survie (TS).** Ce taux a permis de connaître l'effet de la substitution sur la survie des poissons.

- **Gain moyen de poids journalier (GMPJ).**

- **Taux de croissance spécifique (TCS).**

- **L'indice de consommation (IC).**

La qualité de l'eau a été surveillée quotidiennement : la température de l'eau, l'oxygène dissous et les niveaux de pH dans chaque réservoir (à 20 cm sous la surface de l'eau) ont été mesurés in situ avec un système de surveillance par thermo-oxymètre numérique (WTW, MIQ-C184, www.memecosales.com (Lincolnwood, IL, USA); précision de 0.1 °C et 0.1 mg O₂L⁻¹).

L'ammonium total et les nitrites ont été mesurés une fois par semaine en utilisant des méthodes standards [100]. La température de l'eau a été maintenue à près de 28°C tout au long de l'expérience, ce qui correspond à l'optimum thermique de croissance du tilapia du Nil [101]. Aucune valeur critique n'a été enregistrée pour les substances dissoutes voir ci-dessus (**Tab.1**). Oxygène (> 4,47 mg·L⁻¹). Nitrite (NON₂N : <0,009 mg·L⁻¹) et l'ammoniac total-N (TAN, NH₃·N+NH₄⁺-N : <0,1 mg·l-1) les valeurs sont restées inférieures aux limites recommandées pour l'élevage du tilapia du Nil [102-103].

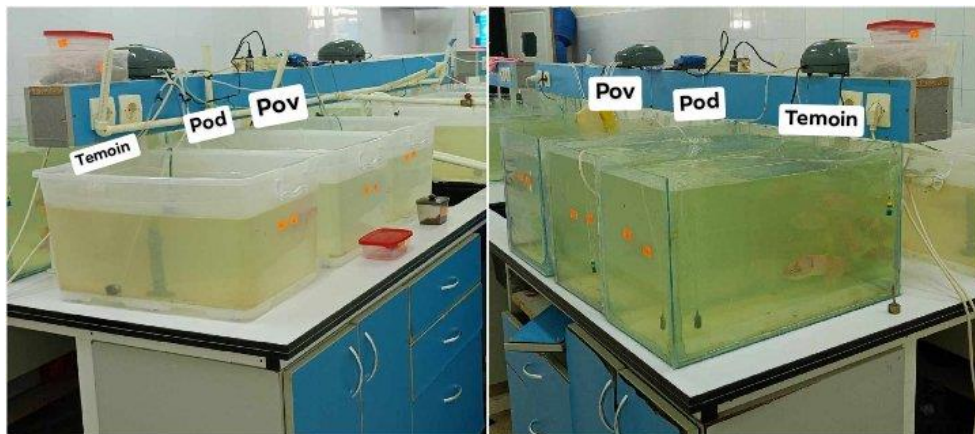


Figure 7: Les poissons séparés dans les aquariums.

4. 2.2. Formulation des aliments et préparation

Avant la formulation des aliments, tous les ingrédients des aliments ont été analysés pour leur composition immédiate. Sur la base de ces données et des besoins nutritionnels du tilapia du Nil [104].

4. Prélèvement du sang

Deux (02) prélèvements sanguins ont été réalisés, le premier (01) acte est réalisé après traitement des bio essais « Tilapias » par l'extrait de POD et POV pendant 7jours ;et le deuxième (02) est réalisé après 21jours .

Pour que les résultats soient significatifs, nous avons prélever le sang avec soin (**Fig8**). De nombreuses techniques ont été mises au point pour les poissons par conséquent nous avons réalisé : ponction cardiaque, ponction veineuse et sectionnement du pédoncule caudal, cette dernière étant recommandée pour les petits poissons. L'utilisation d'un anesthésique général, le méthanesulfonate de tricaine a été recommandé avant la ponction cardiaque [105].

L'anticoagulant de choix est l'EDTA, car il permet de conserver les composants sanguins sur une plus longue période, et aussi de son action anticoagulante exceptionnellement efficace.

L'ensemble des paramètres étudiés lors de notre étude sont les paramètres hématologiques (GB, GR, HB, PLT) . Les tubes ont été évacués sur le champ dans des conditions de conservations adéquates (**glacière hermétiquement fermé**), vu l'hypersensibilité du sang des poissons via le laboratoire pour l'étude concerné.

5. Dosage des paramètres biochimiques

Les analyses biochimiques ont été réalisées au niveau du laboratoire DOS-SONATRACH – SKIKDA à l'aide d'un appareil automatique de type Cobasintégral 400 plus et de réactifs du type Roche (**fig.9**) Les paramètres dosés sont : glycémie (GLY) et paramètres biochimiques (CREA;TRI ; FER)[106] .

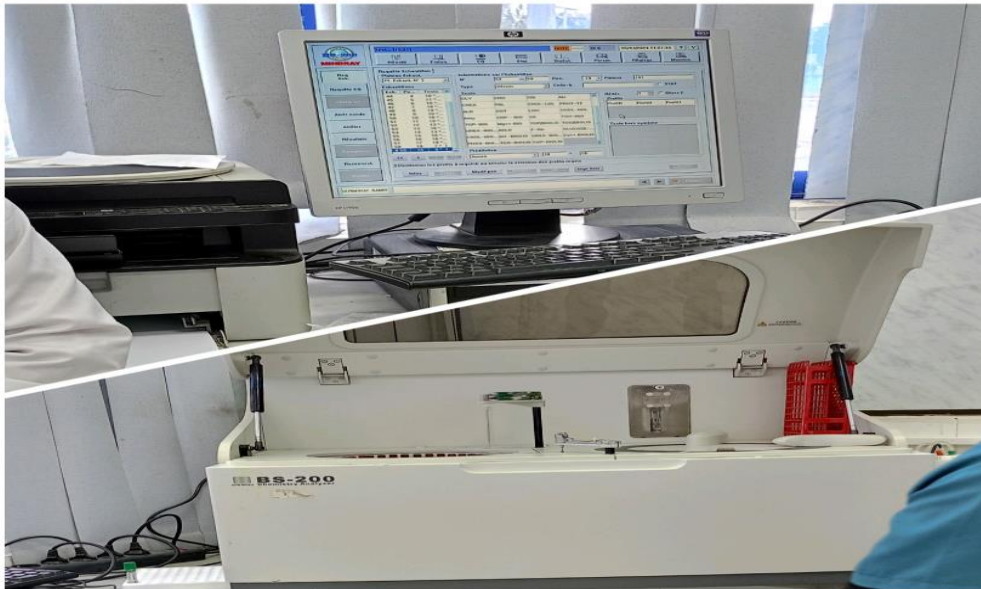


Figure 9: Cobas intégral 400 plus et de réactifs du type Roche.

6. L'étude histologique

L'étude histologique a été effectuée au laboratoire de l'hôpital de *Saad Guermeh* du SKIKDA, au niveau du service d'anapathie. Cette technique comprend plusieurs étapes principales successives : fixation, inclusion, coloration, et montage.

6.1 Fixation et incubation

Les tissus et les intestins, précédemment prélevés, ont été fixés dans une solution contenant un volume, 10 fois plus important que l'organe, du liquide du Bouin pendant une durée d'environ 48h à 4°C. Cette étape a pour but de préserver la morphologie cellulaire et tissulaire afin de garder l'échantillon dans un état aussi proche que possible de l'état *in vivo* tout en renforçant la consistance du tissu .[107]

Les organes ont été par la suite découpés transversalement puis placés dans des cassettes histologiques marquées avant d'être plongées dans un erlenmeyer contenant

le fixateur. Ces cassettes devraient ensuite être mises dans un panier de l'appareil automate de circulation, contenant 12 cuves qui permet la réalisation de trois étapes :

- La déshydratation qui a été faite par passage des échantillons dans des cuves d'éthanol aux gardiens ascendants (de 70, 95, 100%) pour une durée de 45 min chacune.
- Cette étape permet d'éliminer l'eau des tissus pour les préparer à l'inclusion. [108]
- La clarification, qui a une durée d'une heure, a été effectuée par passage du panier dans deux bains de xylène. Cette étape élimine toute trace d'éthanol dans l'échantillon [108]
- L'inclusion (imprégnation), qui a été faite par immersion des cassettes dans deux bains successifs de paraffine de 1h30 chacun à une température de 56°C.
- Du fait de l'absence de cet appareil, les bains ont été réalisés manuellement dans la structure d'histopathologie. (Fig. 10).



Figure 10 : Photographie originale montrant l'étape de fixation et d'incubation (Laboratoire d'anapath-EPH-Skikda).

6.2. Enrobage et confection des coupes

Les échantillons ont été délicatement retirés des cassettes avec une pince puis mis dans des moules en acier inoxydable avant de les remplir de paraffine liquide. Après cela, les moules sont remplis de paraffine pour la réalisation des coupes. Par la suite, les blocs de paraffine ont été démoulés pour y être placés dans un microtome afin de confectionner des coupes d'environ 5 μm . Ces rubans ont été déposés sur des lames marquées recouvertes d'une fine couche d'eau albumineuse, puis immergées un court instant dans un bain marie de 60°C. Après cela, les lames ont été rangées sur un porte-lame, puis placées dans l'étuve pendant une durée de 30 minutes, avant d'être immergées dans un solvant (bain de xylène) pendant la même durée de temps afin d'éliminer toute trace de paraffine, et ainsi permettre la pénétration des colorants hydrophiles dans les tissus. (Fig.11).



Figure 11 : Photographie originale représentant l'étape d'enrobage et de confection (A: l'enrobage des échantillons. B: La coupe des blocs au microtome. C: lames marquées recouvertes d'une fine couche d'eau albumineuse) (Laboratoire d'anapath-EPH-Skikda).

6.3. Coloration et montage des coupes

Cette étape a été précédée d'une hydratation consistant en l'immersion des lames dans un bain d'éthanol suivi d'une immersion dans un bain d'eau pour une durée de 10 min chacun. La coloration des lames a été faite avec deux colorants qui permettent de mettre en évidence la morphologie cellulaire et tissulaire : l'hématoxyline basique qui colore le noyau acide (basophile) en bleu-violet et l'éosine acide qui colore le cytoplasme basique (acidophile) en rose.

- Les lames ont tout d'abord été plongées dans un bain d'hématoxyline pendant 5 minutes, puis rincées à l'eau du robinet.

- Par la suite, elles ont été plongées dans un bain d'éosine pendant 3 minutes avant de subir un ultime rinçage.
- La dernière étape de l'histologie est le montage.
- Elle se déroule par le passage des lames dans un bain d'éthanol suivi d'un bain contenant un mélange d'éthanol/xylène et pour finir dans deux bains successifs de xylène.
- Quelques gouttes du baume de canada ont été déposées sur des lamelles avant d'être placées sur les lames.

L'ensemble lame et lamelles a été par la suite séché à l'air libre. (Fig.12)

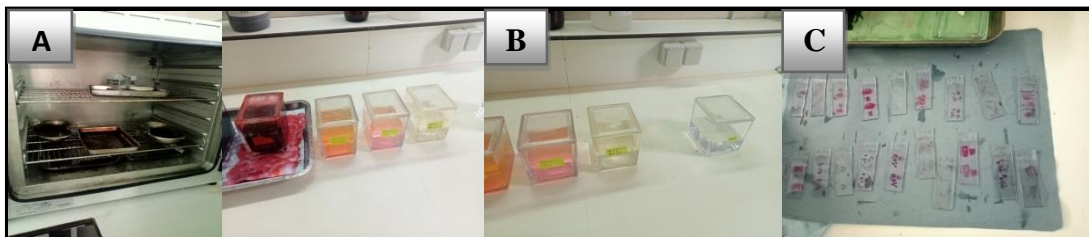


Figure 12 : Photographie originale récapitulant l'étape de coloration et celle du montage (A: Les produits utilisés lors de la coloration et du montage des lames. B: L'application de baume de canada sur une lamelle. C: Les lames prêtes pour l'observation microscopique) (Laboratoire d'anapath-EPH-Skikda).

7. Observations microscopiques

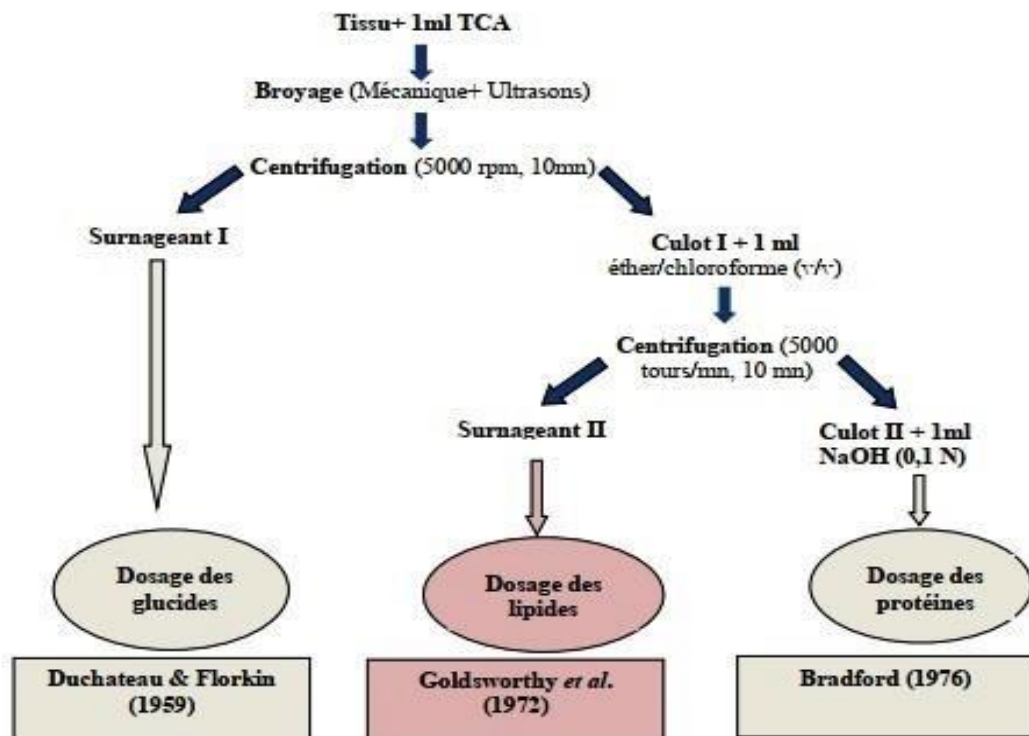
Les lames ainsi préparées ont été observées au microscope optique (x10 puis x40) chez le laboratoire de docteur Aissani.

8. Composition biochimique de la chair d'*Oreochromis. Sp*

8.1. Extraction et dosage des constituants

L'extraction des différents constituants (protéines, glucides, lipides) est réalisée selon le procédé de [109] à partir de la chair d'*Oreochromis. Sp* traitée par les extraits méthanoliques (POD et POV). Conservée dans 01 ml d'acide trichloroacétique (TCA)

à 20 % [20 g TCA, 100 ml eau distillée]. Après broyage mécanique (HEIDOLPH RZR 2100) puis homogénéisation aux ultrasons (SONIFER B-30), une première centrifugation (5000 trs / mn, 10 mn) est effectuée et le surnageant I récupéré servira au dosage des glucides totaux. Le culot I reçoit 1 ml du mélange éther/chloroforme (v/v) et après une seconde centrifugation (5000 trs / mn, 10 mn) le surnageant II sera destiné au dosage des lipides totaux, alors que, le culot II est repris dans 1 ml de NaOH (0,1 N) et sera utilisé pour la quantification des protéines totales (**Fig13**)



8.1.1. Dosage des protéines

La quantification des protéines a été faite selon [110] **Bradford (1976)** sur une fraction aliquote de 0,1 ml de l'homogénat, avec le bleu brillant de coomassie (G 250, Merck) comme réactif (50 mg de bleu brillant de coomassie, 25 ml d'éthanol (95%) , 50 ml d'acide orthophosphorique (85%) et complété à 500 ml avec l'eau distillée. L'albumine de sérum de bœuf (Sigma, France) a été utilisé comme standard. Les

absorbances ont été lues à une longueur d'onde de 595 nm à l'aide d'un spectrophotomètre, et la gamme d'étalonnage réalisée à partir d'une solution d'albumine à 1 mg/ml selon le **Tableau 03**.

Tableau3: la gamme d'étalonnage de dosage des protéines [110]

<i>Tubes</i>	1	2	3	4	5	6
Solution albumine (µl)	0	20	40	60	80	100
Eau distillé (µl)	100	80	60	40	20	0
Réactif BBC (ml)	4	4	4	4	4	4

8.1.2. Dosage des glucides totaux

Le dosage des glucides totaux a été effectué selon [111] **Duchateau et Florkin (1959)**. Cette méthode utilise l'anthrone comme réactif (150 mg d'anthrone 75 ml d'acide sulfurique et 25 ml d'eau distillée) et une solution mère de glucose (1g/l) comme standard. (**Tableau 4**).

Tableau 4 : Dosage des glucides totaux réalisation de la gamme d'étalonnage[111].

<i>Tubes</i>	1	2	3	4	5	6
Solution mère de glucose (µl)	0	20	40	60	80	100
Eau distillé (µl)	100	80	60	40	20	0
Réactif d'anthrone(ml)	4	4	4	4	4	4

La méthode consiste à additionnée à une fraction aliquote de 100 µl de surnageant, 4 ml de réactif d'anthrone et après chauffage du mélange dans un bain marie (80°C pendant 10 min) une coloration verte se développe, dont l'intensité mesurée à une longueur d'onde de 620 nm est proportionnelle à la concentration des glucides présentent dans l'échantillon.

8.1.3. Dosage des lipides totaux

La concentration des lipides totaux a été estimée selon [112]**Glodsworthy et al.,1972** utilisant le réactif sulfophosphovanillinique (0,38 g de vanilline, 55 ml d'eau

distillée et 195 ml d'acide orthophosphorique à 85 %). La solution mère des lipides est préparée en utilisant l'huile de table (Cevital) selon la procédure suivante : 25 mg d'huile de table pesés dans un tube Ependorf ; cette quantité est ensuite reprise dans 10 ml du mélange (éther / chloroforme) (V/V) Selon le **tableau 05**.

Tableau 5: la gamme d'étalonnage de dosage des lipides totaux[112].

Tubes	1	2	3	4	5	6
Solution mère de lipides (µl)	0	20	40	60	80	100
Solvant éther chloroforme(µl)	100	80	60	40	20	0
Réactif de vanilline (ml)	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5	2,5

Après évaporation des prises aliquotes de 100 µl de surnageant II dans un bain à sec à 40°C, on additionne 1 ml d'acide sulfurique concentré (96%), les tubes fermés sont agités et chauffés dans un bain à sec à 100°C pendant 10 minutes. Après refroidissement, on prélève 200 µl de chaque tube auxquels on ajoute 2,5ml de réactif sulfophospho-vanillinique et on agite. Après 30 minutes à l'obscurité, le complexe se colore en rose. La densité optique est lue dans un spectrophotomètre (Jenway 6300) à une longueur d'onde de 530 nm . (**Fig.14**)



Figure 14: Principales étapes d'extraction des métabolites (Clichés personnels sis laboratoire pédagogique de biochimie, SNV).

9. Analyses statistiques

Toutes les données obtenues sont présentées sous forme de moyenne \pm SE (erreur standard). L'outil du logiciel R a été utilisé pour analyser les données sur les performances de croissance, la qualité de l'eau, la pigmentation, l'indice hématobiochimique, la composition en acides gras et proches.

Le test de Kolmogorov-Smirnov a confirmé la normalité des données. La variation d'homogénéité a été vérifiée grâce au test de Levene. Enfin, un test ANOVA (analyse unidirectionnelle de la variance) a été réalisé pour confirmer la signification ($p < 0,05$) des données obtenues grâce à l'expérience et les moyennes des différents traitements ont été comparées via le test à plages multiples de Duncan.

1. Rendements en extraits secs et les caractéristiques organoleptiques POV et POD

Nous avons déterminé le rendement de la plante en extrait sec en calculant le rapport suivant [113]:

$$\text{Rdt (\%)} = \frac{P1 - P2}{P3} \times 100$$

P1 : poids de récipient après dessiccation ;

P2 : poids de récipient avant dessiccation ;

P3 : poids de la matière végétale de départ.

En matière de rendement en extraits secs, nous avons constaté que les feuilles de POV ont présenté un rendement assez élevé de l'ordre de (1,35%) alors que ce dernier est de l'ordre de (0,5%) seulement pour l'extrait POD .

Chaque extrait (POV et POD) a été caractérisé par sa couleur, aspect et son rendement par rapport à la poudre sèche de nos plantes. Ces éléments sont présentés dans le **Tableau 6**.

Tableau 6 : Caractéristique organoleptiques des extraits POV et POD

Extrait Hydro-méthanolique	Couleurs	Aspect	Odeur	Solubilité
POV	Vert	visqueux	Forte marine	liposoluble
POD	Marron olive	Patte	Moyenne marine	Liposoluble

2. Activité antioxydante:

Dans ce travail, trois tests sont utilisés : la méthode de balayage du radical libre DPPH, et l'ABTS pour déterminer la capacité antioxydante des extraits POV et POD.

a). Méthode de balayage du radical libre DPPH :

Nous avons étudié l'activité de balayage du radical DPPH des extraits hydrométhanolique de POV et POD suivant la méthode décrite par [114]. Les profils d'activité antiradicalaire obtenus révèlent que les extraits des plantes possèdent une activité antiradicalaire dose dépendante avec une IC 50 de 0,322mg/ml pour l'extrait hydrométhanolique POV et de l'ordre de 0,608 mg/ml pour l'extrait hydrométhanolique POD.

Les résultats indiqués dans la **Figure 15** représentent les pourcentages de réduction de DPPH en fonction des différentes concentrations des échantillons testés. Les concentrations correspondant à IC50 pour chacune de Trolox (IC50 0,09mg/ml) et DPPH ont été déterminées par la courbe ci-dessus.

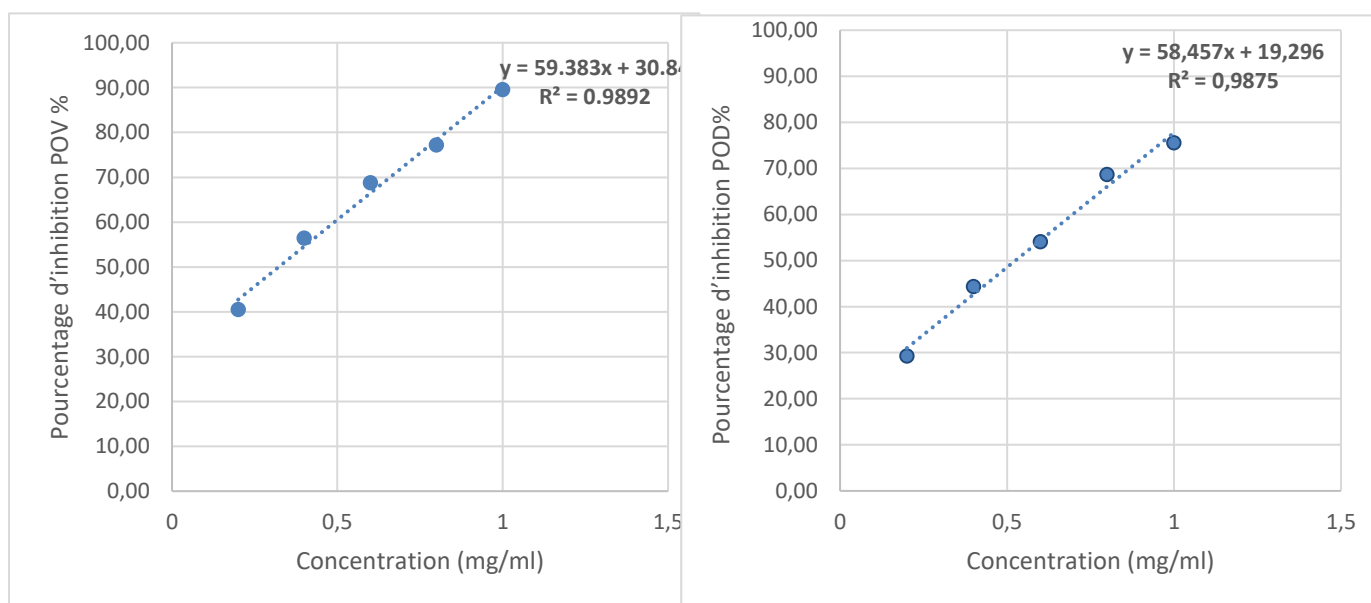


Figure 15 : Courbe d'étalonnage DPPH avec les concentrations Hydro-méthanoliques pour les extraits de POV et POD.

Pour ABTS, Les valeurs IC50 indiquent la concentration nécessaire pour inhiber 50% de l'activité du radical libre ABTS. Comparativement à l'extrait POV qui présente une valeur plus faible de l'IC 50 = 0,48, les extraits de POD présentent des valeurs IC50

qui sont de l'ordre de ($IC_{50}=0.56$). Cela révèle que La plante fraîche a amélioré l'activité antioxydante de manière significative (**Fig. 16**).

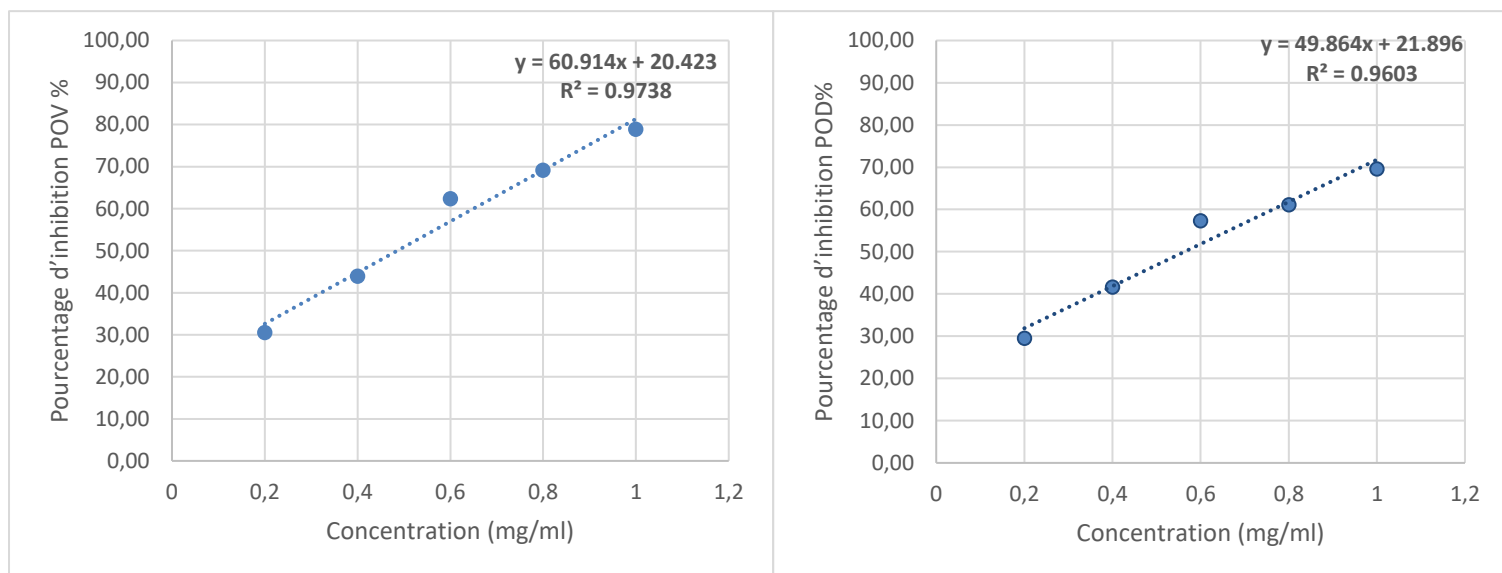


Figure 16 : Courbe d'étalonnage ABTS avec les concentrations Hydro-méthanoliques pour les extraits de POV et POD.

3. Survie, consommation alimentaire, performances de croissance et utilisation des aliments

La formulation des aliments et la composition approximative des régimes expérimentaux sont présentées dans le tableau 1. Les données sur le **SGR**, le **FCR** et le **PER** des Bioessaie après 21-30 jours d'essai d'alimentation sont présentées dans le tableau 2. À la fin de l'essai de croissance, les taux de survie des poissons étaient supérieurs à 90 % et n'étaient pas affectés par le traitement alimentaire. L'acceptation alimentaire est satisfaisante et semble identique pour tous les groupes, sans rejet observé. Les poissons ont manifesté un comportement alimentaire actif et le FI a augmenté chez les poissons de tous les aquariums au cours de l'expérience. Il n'y avait pas de différence significative en termes d'IF parmi les poissons nourris avec les régimes POD, POV ($p>0,05$, tableau2). Cependant, les poissons nourris avec un régime POV présentaient des valeurs FI plus élevées ($p<0,05$) que celle des poissons nourris avec les autres régimes expérimentaux POD et Commerciales (témoin).

Le Poids moyen initial (Pmi) ; Poids moyen final (Pmf) ; Taux de survie (TS) ; Gain moyen de poids journalier (GMPJ) ; Taux de croissance spécifique (TCS) et L'indice de consommation (IC) sont présentés dans le tableau 8. Les Bioessaies de tilapia du Nil ont été nourris avec un régime formulé à base de POV et POD déceler les performances pharmacologiques et nutritionnelle de ces extraits naturels.

Au cours de l'étude, les poissons acceptés ont formulé deux régimes et les performances de croissance variaient de manière significative ($p < 0,05$) parmi les quatre (04) groupes de traitement (Tableau8). L'inclusion de POV et POD présentes dans l'alimentation n'ont pas augmenté le WG, le K, le FCR et le SGR des Bioessaies de tilapia du Nil par rapport au groupe de référence Témoin. Des différences notables dans le pourcentage de survie ont également été observées et la survie de chaque traitement avec un régime inoculé de POV était significativement plus élevée ($p < 0,05$) que celle du traitement témoin (Tableau 8). Parmi tous les groupes de traitement, le T25 a montré la survie la plus élevée ($77,77 \pm 1,85 \%$) et la survie la plus faible a été enregistrée dans le groupe POD ($16,66 \pm 3,20 \%$).

Tableau 08 : Performance de croissance des Bioessaies d'*Oreochromis Sp* recevant les deux (02) régimes alimentaires expérimentaux (POD ; POV)..

	POD _C	POV _C	POD _B	POV _B
PMI(G)	36,33±20,60	47,22±24,4	47,77±30,71	48 ±14,42
PMF(G)	49,5±19,48	49±25,72	49,285±34,87	48,285±13,43
TS (%)	16,66	33,333	77,777	77,77
GMPJ(G/J)	0,476	0,285	0,619	0,761
TCS%/J	1,472	0,175	0,148	0,0282
IC	0,05	0,026	0,0385	0,01

4. Les symptômes morphologiques

Les changements morphologiques, comme le gonflement de l'œil, la sécrétion excessive de mucus, le gonflement de l'œil et du corps, la sécrétion excessive de mucus, hémorragie de l'œil et du corps, érosion des écailles, pourrissement de la queue et mortalité et du corps, l'érosion des écailles, le pourrissement de la queue ont été observés au cours de l'étude (**Tab.09**). Les symptômes étaient plus prononcés et augmentaient avec le type de l'extrait (POV et/ou POD), l'origine de l'espèce et le temps de traitement. Notons que nous avons ressencé une bonne adaptation des bioessaies de Biskra avec les deux régimes alimentaires (POD et POV).

Tableau 9 : Symptômes morphologiques chez les bioessaies (*Oreochromis sp*) observés dans le groupe témoin et les différents groupes expérimentaux.

Symptômes	Aq1T _c	Aq2T _b	Aq3POD _C	Aq5POV _C	Aq4Pod _b	Aq6POV _b
Durée de traitement	07 jours					
Bombement de l'œil	-	-	-	-	+	+
Sécrétion de mucus	-	-	-	-	+	+
Hémorragie oculaire	-	-	-	-	+	+
Hémorragie du corps	-	-	-	-	+	+
Érosion de l'écaille	-	-	-	-	+	+
Pourriture de la queue	-	-	-	-	+	+
Durée de traitement	10 Jours					
Bombement de l'œil	-	-	-	+	-	+
Sécrétion de mucus	-	-	-	-	-	-
Hémorragie oculaire	-	-	-	-	-	-
Hémorragie du corps	-	-	-	-	-	-
Érosion de l'écaille	-	-	-	-	-	-
Pourriture de la queue	-	-	-	+	+	+
Durée de traitement	21 jours					
Bombement de l'œil	+	+	-	-	-	-
Sécrétion de mucus	-	-	-	-	-	-
Hémorragie oculaire	-	-	-	-	-	-
Hémorragie du corps	-	-	-	-	-	-
Érosion de l'écaille	+	+	-	-	-	-
Pourriture de la queue	+	-	-	-	-	-

Pas de symptômes (-) ; symptômes modérés (+) ; symptômes clairs (++)

1. Conclusion générale perspectives futures

Les résultats de nos recherches

bibliographiques et de nos études expérimentales nous ont permis de mieux connaître la valeur des feuilles détachées de *P. Oceanica in vivo* le poisson Tilapia d'Algérie : *Oreochromis sp.*

Ce travail ne s'arrêtera pas dans ce stade, car il reste d'autres activités biologiques à tester comme :

1. Le screening phyto-chimique
2. Les différentes activités pharmacologiques ;
3. Test de la maîtrise de la toxicité de la plante
4. Aussi, le travail doit s'orienter vers l'étude des principes actifs de la plante sur toutes les activités déjà étudiées et celle que nous n'avons pas encore testé.

Références bibliographique

[1] **Martinsen, B; Horsberg, T E (1995)**. Comparative single-dose pharmacokinetics of four quinolones, oxolinic acid, flumequine, sarafloxacin, and enrofloxacin, in Atlantic salmon (*Salmo salar*) held in seawater at 10 degrees C. In: Antimicrobial agents and chemotherapy. 39 (5), pp. 1059-64.

[2] **Smith, Peter; Samuelsen, Ole B (1996)**. Estimates of the significance of out-washing of oxytetracycline from sediments under Atlantic salmon sea-cages. In: Aquaculture. 144 (1-3), pp. 17-26.

[3] **Samuelsen, O (2006)**. Pharmacokinetics of quinolones in fish: A review. In: Aquaculture. 255 (1-4), pp. 55-75.

[4] **Saglam, Naim; Yonar, M Enis (2009)**. effects of sulfamerazine on selected hematological and immunological parameters in rainbow trout (*Onchorhynchus mykiss*, Walbaum, 1792). In: Aquaculture Research. 40 (4), pp. 395-404.

[5] **Hentschel, Dirk M et al. (2005)**. Acute renal failure in zebrafish: a novel system to study a complex disease. In: American journal of physiology. Renal physiology. 288 (5), pp. F923-9.

[6] **Rijkers, G.T. Oosterom, R. Van; Muiswinkel, W.B. Van (1981)**. The immune system of cyprinid fish. Oxytetracycline and the regulation of humoral immunity in carp (*Cyprinus carpio*). In: Veterinary immunology and immunopathology. 2 (3), pp. 281-290.

[7] **Grondel, J.L. Gludemans, A.G.M; Muiswinkel, Willem B van (1985)**. The influence of antibiotics on the immune system. II. Modulation of fish leukocyte responses in culture. In: Veterinary Immunology and Immunopathology. 6 (3), pp. 251-260.

[8] **Wishkovsky, A. Roberson, B.; Hetrick, F. M. (1987)**. In vitro suppression of the phagocytic response of fish macrophages by tetracyclines. In: Journal of fish biology. 31, pp. 61-65.

[9] **Tafalla, C. et al. (2002)**. In vivo and in vitro effect of oxytetracycline treatment on the immune response of turbot, *Scophthalmus maximus* (L.). In: Journal of Fish Diseases. 22 (4), pp. 271-276.

[10] **Carson, M.C. Bullock, G.; Bebak-Williams, J. (2002)**. Determination of oxytetracycline residues in matrixes from a freshwater recirculating aquaculture system. In: Journal of AOAC International. 85 (2), pp. 341-348.

[11] **Lalumera, Giorgia Mary et al. (2004)**. Preliminary investigation on the environmental occurrence and effects of antibiotics used in aquaculture in Italy. In: Chemosphere. 54 (5), pp. 661-8.

[12] **Pouliquen, H et al. (2007)**. Comparative hydrolysis and photolysis of four antibacterial agents (oxytetracycline oxolinic acid, flumequine and florfenicol) in

deionised water, freshwater and seawater under abiotic conditions“. In: Aquaculture. 262 (1), pp. 23-28.

[13] **FAO-Food and Agriculture Organization of the United Nations, Fisheries and Aquaculture Department, The state of world fisheries and aquaculture 2012.** Food and Agriculture Organization of the United Nations; Eurospan [distributor], Rome; London, 2012.

[14] **M. Reverter, N. Bontemps, D. Lecchini, B. Banaigs, P. Sasal, 2014.** Use of plant extracts in fish aquaculture as an alternative to chemotherapy: Current status and future perspectives. Aquacult. 433 (2014) 50–61.

[15] **M.G. Bondad-Reantaso, R.P. Subasinghe, J.R. Arthur, K. Ogawa, S. Chinabut, R. Adlard, Z. Tan, M. Shariff, 2005.** Disease and health management in Asian aquaculture. Vet. Parasitol. 132 (2005) 249–272.

[16] **D. Ward, D.A. Bengtson, C.M. Lee, M. Gomez-Chiarri, 2016.** Incorporation of soybean products in summer flounder (*Paralichthys dentatus*) feeds Effects on growth and survival to bacterial challenge. Aquacult. 452 (2016) 395–401.

[17] **S.P. Quesada, J.A.R. Paschoal, F.G.R. Reyes, 2013.** Considerations on the aquaculture development and the use of veterinary drugs: special issue for fluoroquinolones—a review. J. Food Sci. 78 (2013) 1321–1333.

[18] **A. Rico, T.M. Phu, K. Satapornvanit, J. Min, A.M. Shahabuddin, P.J.G. Henriksson, F.J. Murray, D.C. Little, A. Dalsgaard, P.J. Van den Brink, 2013.** Use of veterinary medicines, feed additives and probiotics in four major internationally traded aquaculture species farmed in Asia. Aquacult. 412 (2013) 231–243.

[19] **E.E. Seyfried, R.J. Newton, K.F. Rubert, J.A. Pedersen, K.D. McMahon, 2013.** Occurrence of tetracycline resistance genes in aquaculture. Facilities with varying use of oxytetracycline. Microb. Ecol. 59 (2013) 799–807.

[20] **Belakri N, 2023.** نص دليل ارشادي سمك البلطي النيلي في الاحواض 42

[21] **Boudouresque, C.F., Bernard, G., Bonhomme, P., Charbonnel, E., Diviacco, G., Meinesz, A., Pergent, G., Pergent-Martini, C., Ruitton, S., Tunesi, L., 2012.** Protection and conservation of Posidonia oceanica meadows. RAMOGE and RAC/SPA.

[22] **Zanuzzo, F. S., Urbinati, E. C., Rise, M. L., Hall, J. R., Nash, G. W., & Gamperl, A. K. 2015.** *Aeromonas salmonicida* induced immune gene expression in *aloe vera* fed steelhead trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). Aquaculture, 435, 1–9. doi : 10.1016/j. aquaculture.2014.09.010.

[23] **Yang, X., Guo, J. L., Ye, J. Y., Zhang, Y. X., & Wang, W. 2015.** The effects of *Ficus carica* polysaccharide on immune response and expression of some immunerelated genes in grass carp, *Ctenopharyngodon Idella*. Fish & Shellfish Immunology, 42(1), 132–137. doi:10.1016/j.fsi.2014.10.037.