الـجمهورية الـجزائرية الـديمقراطية الـشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعـة محمد البشير الإبراهيمي برج بوعريريج
Université Mohammed El Bachir El Ibrahimi B.B.A
كلية علـوم الطبيعة والحياة وعلـوم الأرض والكون
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers
قسم بيئة ومحيط
Département d'Ecologie et Environnement

Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine des Sciences de la Nature et de la Vie
Filière : Ecologie et Environnement
Spécialité : Biodiversité et Environnement

Intitulé :

Culture et suivie de l'*Azolla pinnata* dans différents milieux aquatiques.

Présenté par:

Ayadat Manel et Benomar Lina

Soutenu le11 /06/2025, Devant le Jury:

	Nom et Prénom	Grade	Affiliation/institution
Président:	Dr. Boulekroune Hasna	MCA	Université de Bordj Bou Arreridj
Encadrant:	Dr. Boussahel Soulef	MCA	Université de Bordj Bou Arreridj
Co-Encadrant:	Fhaima Noureddine	Doctorant	Université d'Ouargla
Examinateur:	Dr. Baaziz Naima	MCB	Université de Bordj Bou Arreridj

Année universitaire: 2024/ 2025

Remerciements

Louange à Dieu, le Tout-Puissant, par la grâce duquel toute œuvre bénéfique se réalise. C'est avec Son aide et Son soutien que nous poursuivons notre chemin. Que la paix et les bénédictions soient sur notre maître Muhammad, modèle suprême d'enseignant et guide vers la vérité.

Je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance à **Docteur Boussahel Soulef**, pour l'honneur qu'elle m'a fait en acceptant de superviser ce travail. Sa rigueur scientifique, sa disponibilité et la richesse de ses conseils ont grandement contribué à l'aboutissement de cette étude.

Mes sincères remerciements vont également à **Monsieur Fhaima Noureddine**, pour son accompagnement attentif, la pertinence de ses remarques, et l'intérêt constant qu'il a manifesté tout au long de ce travail.

J'adresse aussi mes remerciements à **Monsieur Belgoumri Toufik**, pour son accueil chaleureux dans sa ferme, ainsi que pour sa collaboration précieuse lors du stage et des prélèvements d'échantillons.

À tout es ces personnes ,j'exprime ma gratitude et mon respect les plus sincères.

Dédicace

Au nom d'Allah le Tout Miséricordieux, le Très Compatissant.

Louange à Dieu, par la grâce duquel se réalisent les bonnes actions, et par la Miséricorde duquel nous achevons notre parcours.

Je dédiée travail avec une immense affection à **ma chère famille**, en particulier :

À **mes parents**, pour leur amour inconditionnel, leurs prières constantes et les sacrifices innombrables qu'ils ont consentis afin de m'offrir les meilleures conditions de réussite.

À **mes frères et sœurs**, pour leur soutien moral, leur patience et leur encouragement tout au long de mon cheminement.

Votre présence, vos paroles et votre confiance ont été une source inépuisable de motivation, notamment dans les moments les plus exigeants. Que Dieu vous récompense abondamment, vous protège et vous accorde une vie emplie de bonheur, comme vous avez su remplir la mienne de joie et de fierté

Table de matières

Liste des abréviations
Liste des figures
Résumé

1. **Introduction**.....8
2. **Matériel et méthodes**.....9
   2.1. Equipements physiques.....12
   2.2. Produits organiques et chimiques.....12
   2.3. Matériel biologique naturel.....12
      2.3.1. Description du site de prélèvement.....12
   2.4. Méthodologie du travail.....13
      2.4.1. Le prélèvement.....13
      2.4.2. Création du micro-écosystème aquatique.....14
         2.4.2.1. Micro-bassin artificiel.....14
         2.4.2.2. Création du micro-écosystème contrôlé en laboratoire.....15
   2.5. Analyse des paramètres physicochimique de l'eau.....16
   2.6. Analyse microscopique des échantillons d'eau.....19
   2.7. Analyse statistique.....19
3. **Résultats et Discussions**.....20
   3.1. Qualité physico-chimique de l'eau des micro-bassins artificiels.....21
   3.2. Développement et croissance de l'azolla.....23
   3.3. Qualité physico-chimique de l'eau des micro-écosystèmes contrôlés en laboratoire.....24
   3.4. Développement et croissance de l'azolla dans les micro-écosystèmes contrôlés en Laboratoire:.....26
   3.5. L'observation microscopique.....28
4. **Conclusion**.....**30**

REFERENCES

Liste des abréviations :

- ***A. Pinnata:*** *Azolla Pinnata*
- ***A. nilotica:*** *Azolla nilotica*
- ***A. caroliniana:*** *Azolla caroliniana*
- ***A. filiculoïdes:*** *Azolla filiculoïdes*
- ***A. mexicana:*** *Azolla mexicana*
- ***A. microphylla:*** *Azolla microphylla*
- **g :** Gramme
- **Mg:** milligramme
- **min:** Minute
- **ml:** Millilitre
- **Mm:** Millimètre
- **N:** Azote
- **P:** phosphore
- **K:** potassium
- **pH:** potentiel d'hydrogène
- **NTU:** Néphélométrie Turbidité Unit
- **µS/cm:** microsiemens par centimètre
- **DO:** Oxygène dissous
- **HCO_3^- :** bicarbonates
- **CO_3^{2-}:** carbonates

Liste des figures

Figure 1: *Azolla pinnata* 9
Figure 2: Distribution géographique d'azolla dans l'Afrique (Carrapiço, 2000). 9
Figure 3: Localisation géographique de la ferme aquacole à Tixter **(GoogleEarth, 2023).** . 13
Figure 4: Prélèvement de l'Azolla pinnata. 13
Figure 5: Prélèvement de l'eau de poissons (tilapia). 14
Figure 6: Les boites de polystyrènes. 14
Figure 7: La préparation de la solution de NPK. 15
Figure 8: La préparation de l'engrais organique. 15
Figure 9: Placement de l'azolla uniformément dans les boîtes. 15
Figure 10: La boite en plastique alimentaire et la résistance 16
Figure 11: La préparation des échantillons d'engrais. 16
Figure 12: Mesure du pH à l'aide d'un pH-mètre. 17
Figure 13: Analyse des paramètres physico-chimiques de l'eau. 17
Figure 14: Mesure de la turbidité à l'aide d'un turbidimètre. 18
Figure 15: Mesure de la conductivité à l'aide d'un conductimètre. 18
Figure 16 : Appareillage de Mesure de la salinité 19
Figure 17: Les valeurs du pH des milieux aquatiques des micro-bassins artificiels. 21
Figure 18: Les valeurs de l'oxygène dissous dans l'eau des micro-bassins artificiels. 22
Figure 19: Les températures enregistrées dans l'eau des micro-bassins artificiels. 23
Figure 20: Les valeurs du pH de l'eau des micro-écosystèmes contrôlés en laboratoire. 25
Figure 21: Les valeurs de la conductivité électrique enregistrée dans les micro-écosystèmes contrôlés en laboratoire 25
Figure 22: L'*azolla* dans le premier jour de culture dans déférents milieux aquatiques. 27
Figure 23: L*'Azolla* après un mois de culture. 27
Figure 24: Vue microscopique de Chaetogaster (×40). 28
Figure 25: Vue microscopique de Branchiopoda (×40). 28
Figure 26: Vue microscopique de Daphnia magna (×40). 28

Résumé

L'objectif de cette étude est de cultiver et suivre la croissance de l'*Azolla pinnata* (une fougère aquatique) dans différents milieux aquatiques. Trois types de milieu ont été testées : eau + engrais NPK, eau + engrais organique et eau de poissons. Des analyses physico- chimiques de l'eau ont été effectuées afin de déterminer l'environnement le plus propice à la croissance de l'*Azolla pinnata* en vue d'une utilisation durable en aquaculture. Au terme de ce travail, nous pouvons affirmer que l'eau de poisson est l'un des meilleurs milieux pour la culture d'*azolla*, car elle a la capacité de fournir les besoins de la plante pour une croissance plus rapide que les autres milieux riches en engrais et pus couteux.

Mots-clés : *Azolla pinnata*, analyse physico-chimique, engrais NPK, engrais organique, eau de poissons.

الملخص

الهدف من هذه الدراسة هو زراعة ومتابعة نمو نبات *Azolla pinnata* (نبات مائي) في بيئات مائية مختلفة. تم اختبار ثلاث أنواع من البيئات: الماء + الأسمدة NPK، الماء + الأسمدة العضوية، وماء الأسماك. تم إجراء تحليلات فيزيائية وكيميائية للمياه من أجل تحديد البيئة الأكثر ملائمة لنمو *Azolla pinnata* بهدف استخدامها بشكل مستدام في تربية الأحياء المائية. في نهاية هذا العمل، يمكننا أن نؤكد أن مياه الأسماك هي واحدة من أفضل البيئات لزراعة الأزولا، لأنها قادرة على توفير احتياجات النبات لنمو أسرع من البيئات الأخرى الغنية بالأسمدة والأكثر تكلفة.

الكلمات المفتاحية: *Azolla pinnata*، التحليل الفيزيائي الكيميائي، الأسمدة NPK، الأسمدة العضوية، مياه الأسماك

Abstract

The objective of this study is to cultivate and monitor the growth of Azolla pinnata (an aquatic fern) in different aquatic environments. Three types of media were tested: water + NPK fertilizer, water + organic fertilizer and fish water. Physicochemical analyses of the water were carried out to determine the most suitable environment for the growth of Azolla pinnata for sustainable use in aquaculture. At the end of this work, we can say that fish water is one of the best media for the cultivation of azolla, as it has the ability to provide the plant's needs for faster growth than other fertilizer-rich and expensive media.

Keywords: Azolla pinnata, physico-chemical analysis, NPK fertilizer, organic fertilizer, fish water.

1. Introduction

L*'azolla* figure 01 est une petite fougère aquatique, flottant librement sur les surfaces des eaux calmes. Le genre *Azolla* appartient à la division des ptéridophytes, ordre des Salviniales, famille des Azollaceae. Il existe six espèces, qui, en fonction de critères morphologiques (morphologie des formes végétatives - frondes - et des organes reproducteurs), sont divisées en deux sections: les Euazolla et les Rhizosuerma. La première section comprend quatre espèces originaires d'Amérique : *A. caroliniana, A. filiculoïdes, A.mexicana* et *A. microphylla*, alors que la seconde comprend deux espèces originaires d'Afrique et d'Asie :*A. nilotica*et *A. pinnata*(figure01) (BROWNetal., 1810). Cette dernière présente la classification botanique (Lumpkin et Plucknett, 1980) suivante :

Règne: Plantae

Phylum: liliopsida

Classe: Liliopsida

Ordre: Salviniales

Famille: Azollaceae

Genre: Azolla

Espèce: *Azolla pinnata*

Le macrophyte de l'*azolla* est appelé fronde, sa longueur varie de 1 cm à 2.5 cm chez l'espèce *Azolla pinnata* et de 15 cm ou plus chez les plus grandes espèces comme *azolla nilotica* **(Raja et al., 2012).** Azolla possède un rhizome principal qui se ramifie en rhizomes secondaires, portant tous de petites feuilles disposées en alternance. De nombreuses racines adventives non ramifiées pendent dans l'eau à partir des nœuds sur les faces ventrales des rhizomes. Les racines absorbent les nutriments directement à partir de l'eau et dans les eaux peu profondes, elles peuvent toucher le sol et en tirer des nutriments. Chaque feuille est composée de deux lobes dorsaux (aérien et chlorophyllien), et un lobe ventral partiellement immergé, incolore et en forme de coupe, qui assure la flottabilité. Chaque lobe dorsal contient une cavité foliaire qui abrite l'*Anabaena Azollae* (Peters, 1977; Lumpkin et Plucknett, 1980).



Figure 1: *Azolla pinnata*

Azolla vit souvent dans les zones tropicales et elles poussent naturellement dans l'eau douce, les rizières, les canaux d'irrigation, les étangs et dans les terres marécageuses. La figure 02 illustre la répartition du genre *azolla* dans l'Afrique.

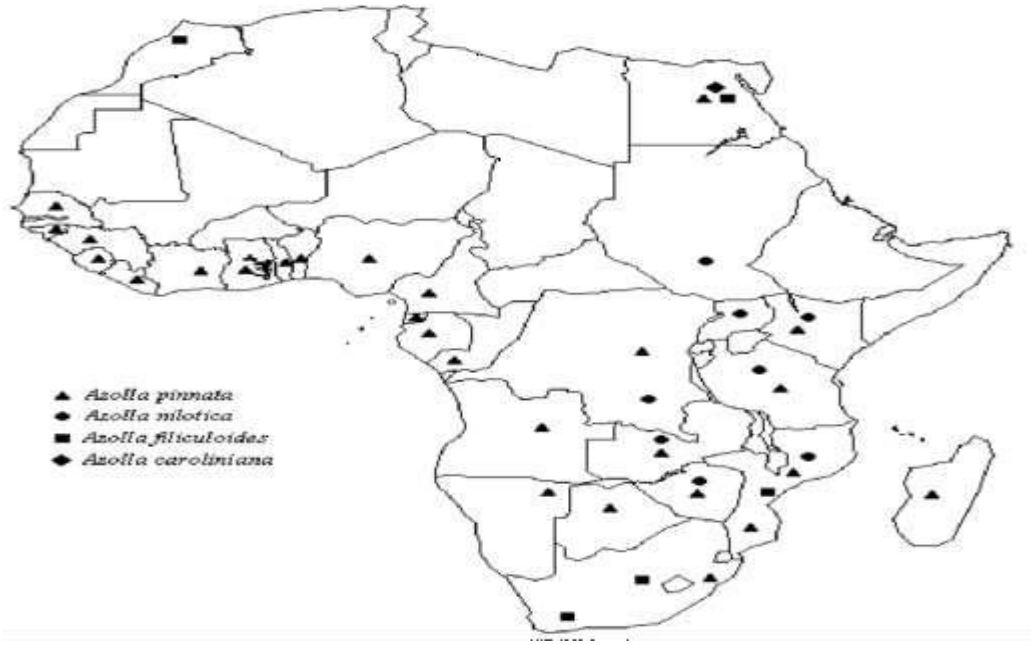


Figure 2: Distribution géographique d'*azolla pinnata* dans l'Afrique **(Carrapiço, 2000).**

La reproduction chez l'*azolla*, se fait par voie asexuée et sexuée. En conditions favorables, l'*azolla* se reproduit principalement de manière a sexuée par fragmentation :chaque fragment de la plante peut donner naissance à un nouvel individu, ce qui permet une colonisation rapide des milieux aquatiques **(Lumpkin et Plucknett, 1980).** En revanche, lorsque les conditions deviennent défavorables (température basse, manque de lumière ou

de nutriments), elle se reproduit par voie sexuée en formant des sporocarpes. Ces structures produisent des microspores (mâles) et une macrospore (femelle), dont l'uniondonneun. Sporophyte capable de régénérer la plante **(Peters et Meeks, 1989).** Ce cycle est étroitement lié à la symbiose avec la cyanobactérie **(Rai et al., 2000)** *Anabeana-azollae* qui vit en symbiose avec l'*Azolla*, elle se loge dans la cavité de la feuille et cette bactérie lui donne le pouvoir de fixer une quantité élevée de di azote (N_2) atmosphérique **(Becking, 1979).** Ainsi, la combinaison des deux modes de reproduction assure à l'*azolla* une grande adaptabilité et une large répartition dans les milieux aquatiques.

Les conditions optimales pour la croissance de l'*Azolla* **(Van Hove et Lejeune, 2002)** sont comme suit:

- La croissance de l'*azolla* est favorisée par une couche d'eau n'excédant pas quelques centimètres. Cela favorise la nutrition minérale puisque les racines sont proches du sol **(Rahagarison, 2005; Rajesh, 2020; Van Hove et al., 1983).**
- L'*azolla* ne peut pas résister à un taux d'humidité inférieure à 60 %. C'est une plante fortement sensible à la sécheresse et qui meure quelques heures si le sol s'assèche **(Kathirvelan et al., 2015).**
- Comme étant une plante d'eau douce, l'*azolla* ne supporte qu'un certain degré de salinité, allant de 0.05 à 0.1 % **(Nandabalan et Kannaiyan, 1986)**. La salinité élevée inhibe la croissance de l*'azolla* **(Sebastian et al., 2021).**
- La température constitue également un facteur clé du développement. Elle affecte les processus métaboliques, la photosynthèse et la reproduction. Une température stable favorise la multiplication végétative et le maintien d'une activité biologique optimale **(Rasoloarivony, 2003).**
- La lumière est un autre facteur important dans la vie de l'*azolla* **(Becking, 1979; Van Hove et al., 1983)**. La couleur de l'*azolla* passe au rouge brunâtre en raison de l'exposition à une forte luminosité en saison estivale (conditions défavorables), la couleur devient verte lors du retour de l'ombre. La photopériode optimale pour sa croissance peut aller jusqu'à20 heures **(Sebastian et al., 2021).**
- Habituellement, l'a*zolla* préfère un milieu proche de la neutralité ou acide. Pour une bonne croissance, le pH du milieu joue un rôle fondamental dans l'équilibre physiologique de la plante. Il influence la disponibilité des éléments nutritifs et le fonctionnement de la symbiose azotée, essentielle pour la fixation du diazote atmosphérique. Des variations trop marquées du pH peuvent perturber l'absorption

minérale et ralentir la croissance **(Sebastian et al., 2021; Ntendelebikela, 2007)**. Le besoin en minéraux d'*Azolla* comprend les macroéléments (P, K, Ca, Mg et Mn) et les micro éléments (Fe, Mo, Co). Les carences en ces éléments entraînent une diminution de la croissance **(Becking, 1979).**

Cette fougère est utilisée depuis de nombreuses années dans toute l'Asie et dans certaines régions d'Afrique pour nourrir les porcs, les canards, les poulets ,les bovins ,les poissons, Les moutons et les chèvres et les lapins **(Rajesh, 2020).**

L'*azolla* a le potentiel de transformer complètement l'agriculture, en particulier l'aviculture car elle est riche en protéines et en nutriments essentiels, sa croissance, son abondance nutritionnelle et ses faibles coûts de culture en font d'elle une alternative économique prometteuse pour améliorer l'alimentation des animaux **(Becking, 1979).**

L'intérêt agronomique de l'*azolla* est son utilisation en tant que fertilisant azoté, notamment en riziculture irriguée. En Chine et Viêt-Nam, l'usage d'azolla en agriculture date de plusieurs siècles sinon de millénaires. En général, 10 tonnes d*'azolla* parhectare contiennent 20 à 30 kg de N, et au moins 70 % de cette quantité provient de la fixation biologique de l'azote atmosphérique (N_2**) (Rasoloarivony, 2003).**

L'objectif de notre étude est de réaliser la culture de l'Azolla pinnata et de suivre sa croissance dans des milieux aquatiques différents (l'eau de poissons, l'eau enrichi en engrais chimique (NPK) et celui contenant un engrais organique) tout en évaluant les paramètres physico-chimiques de ces milieux. Le mémoire comprend le Matériels et Méthodes ainsi que les résultats et leurs discussions et ce termine par une conclusion.

2. Matériel et Méthodes:

2.1 Equipements physiques :

Un ensemble varié de matériel a été utilisé dans les expériences. Il comporte : la verrerie, des boîtes en polystyrène, une bâche en plastique, des épuisettes de pêche, une lampe, un seau en plastique, un tamis, une balance de précision, lames, pipettes stériles, béchers, flacons, microscope optique, un pH-mètre, un oxymètre.

2.2 Produits organiques et chimiques :

Les produits utilisés sont un engrais organique (fumier des animaux composté) et un autre chimique NPK (Azote, phosphore, potassium).

2.3 Matériel biologique naturel:

Le matériel biologique naturel utilisé comporte: *Azolla pinnata* ainsi que l'eau provenant de l'habitat des poissons (tilapia).

2.3.1 Description du site de prélèvement :

Les échantillons ont été issus d'une ferme aquacole privée (figure 03) dont les caractéristiques sont les suivantes :

- Coordonnées géographiques: 36°03'54''N 5°04'38''E
- Commune: Tixter
- Daïra: Ain Taghrout
- Wilaya: Bordj Bou Arreridj
- Activité principale: élevage de tilapia rouge/ tilapia gris
- Propriétaire : Belgoumri Toufik
- La date d'obtention de l'autorisation**:**18/12/2024



Figure 3: Localisation géographique de la ferme aquacole à Tixter **(GoogleEarth, 2023).**

2.4 Méthodologie du travail:

2.4.1 Le prélèvement:

Le prélèvement des échantillons de la plante et de l'eau de poissons a été effectué manuellement à partir des bassins de culture pour l'azolla (Figure04) et des bassins de vie des poissons pour l'eau (figure 05).



Figure 4: Prélèvement de l'*azolla pinnata.*



Figure 5: Prélèvement de l'eau de poissons (tilapia).

2.4.2 Création du micro-écosystème aquatique :

2.4.2.1 Micro-bassin artificiel :

Cette première expérience de création de micro écosystème a été réalisée au niveau de la ferme aquacole : Trois boîtes en polystyrène de mêmes dimensions (longueur : 63 cm et profondeur : 41 cm) ont été enveloppées avec une bâche en plastique afin d'empêcher l'écoulement de l'eau (figure 06). Deux boîtes ont été remplies avec de l'eau potable, tandis que la troisième boîte été remplie avec de l'eau de poissons.



Figure 6: Les boites de polystyrènes.

L'eau a été laissée pour se décanter pendant 72 heures, puis l'engrais (NPK) a été ajouté en raison de 20g/1m² dans une boîte (figure 07) et l'engrais organique a été ajouté dans une autre à raison de 2kg /1m² **(FAO, 2018)**, bien avant d'épandre l'engrais organique, il a été tamisé pour éliminer les grandes particules (figure 08). D'autre part, la troisième boîte est restée inchangée. L'étape suivante consiste à placer 70 g de l'*azolla* uniformément dans les trois boîtes et suivre sa croissance (figure 09).

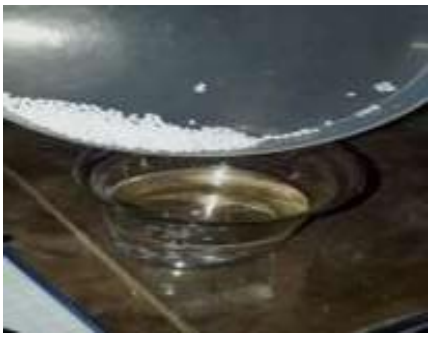


Figure 7: La préparation de la solution de NPK.



Figure 8: La préparation de l'engrais organique.



Figure 9: Placement de l'*azolla* uniformément dans les boîtes.

2.4.2.2 Création du micro-écosystème contrôlé en laboratoire:

Cette deuxième expérience de création de micro écosystème a été réalisée au niveau du laboratoire. Quatre boites en plastique alimentaire ont été utilisées, chacune est équipée de résistance pour le contrôle de la température **(**figure10).

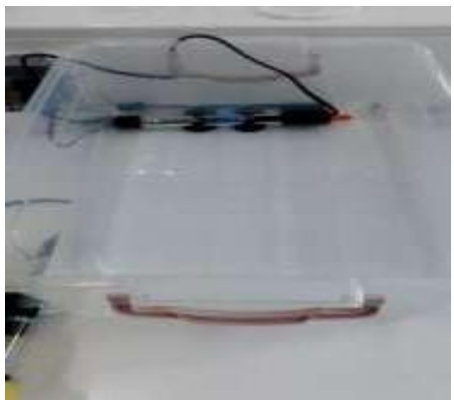


Figure 10: La boite en plastique alimentaire et la résistance

Trois boîtes ont été remplies avec de l'eau potable, tandis que la quatrième boîte a été remplie avec de l'eau de poissons. Après une période de décantation de 72 heures, deux types d'engrais ont été appliqués : l'engrais chimique (NPK) à raison de 1g/l dans une boite, et l'engrais organique dans une autre à raison de 20g/l **(**figure11). Bien avant d'épandre l'engrais organique, il a été tamisé. La troisième et la quatrième boîte sont restées inchangées. Ensuite, 25 g de l'*Azolla pinnata* a été placés uniformément dans les quatre boites. L'accroissance de l'*azolla* a été suivie chaque jour **(wagner, 1997).**



Figure 10: La préparation des échantillons d'engrais.

2.5 Analyse des paramètres physicochimique de l'eau:

2.5.1 Le pH:

Le pH-mètre était calibré à l'aide des solutions tampons (figure 12). Ensuite, la sonde est plongée dans l'eau, en veillant à éviter la formation des bulles. La valeur du pH est notée après stabilisation de la mesure **(FAO, 2018).**



Figure 11: Mesure du pH à l'aide d'un pH-mètre.

2.5.2 L'oxygène dissous :

La concentration en oxygène dissous (figure 13) est déterminée à l'aide d'un oxymètre portable préalablement étalonné.



Figure 12: Analyse des paramètres physico-chimiques de l'eau.

2.5.3 La Température :

Le thermomètre a été plongé à une profondeur de 5 cm dans l'eau. Une fois la stabilisation atteinte (1min), la valeur de la température (en °C) est notée, comme recommandé par **(Wagner, 1997).**

2.5.4 La turbidité:

L'échantillon été agité doucement pour garantir une homogénéité. Ensuite, le récipient DU turbidimètre a été remplis jusqu'au trait **(**Figure14), en veillant à essuyer les traces de doigts sur les parois. Enfin, la valeur de la turbidité est affichée en unités NTU,

(Néphélométrie Turbidité Unit).



Figure 13: Mesure de la turbidité à l'aide d'un turbidimètre.

2.5.5 La conductivité électrique(CE) :

La sonde conductimètre a été plongée dans l'eau à une profondeur de 5cm **(**figure15). Une fois la stabilisation atteinte (1min), la valeur de la conductivité(en µS/cm) a été relevée à 25°**C (Costaetal., 2009).**



Figure 14: Mesure de la conductivité à l'aide d'un conductimètre.

2.5.6 La salinité :

La sonde a été plongée dans l'échantillon à une profondeur appropriée **(**figure16). Après stabilisation de la lecture, la valeur a été relevée directement sur l'appareil **(Peters et Meeks, 1989).**



Figure 15: Appareillage de Mesure de la salinité.

2.6 Analyse microscopique des échantillons d'eau:

Des échantillons d'eau ont été prélevés à partir des différents milieux de culture d'*azolla* à l'aide de pipettes stériles. Une goutte de chaque échantillon a été déposée sur une lame microscopique propre. Les observations ont été effectuées en utilisant un microscope optique, avec des grossissements allant de 10x à 40x pour une première exploration, et jusqu'à 100x pour une observation détaillée des structures internes.

2.7 Analyse statistique :

Les résultats des paramétrés étudiés sont exprimés par la moyenne de trois répétitions plus au mois l'écart type. Les calculs et les graphes ont été réalisés en utilisant l'Excel.

3. Résultats et Discussion

L'objectif de cette étude était de cultiver l'a*zolla*, de suivre sa croissance et d'évaluer la qualité de son milieu de vie en réalisant des tests physico- chimiques et microscopiques.

Les expériences ont été menées dans deux locaux différents. La première datant de décembre 2024 a eu lieu à la ferme aquacole Belgoumri, tandis que la deuxième s'est déroulée en laboratoire durant le mois de Mars 2025. Le choix de deux locaux différents visait à suivre le développement de l'*azolla* dans un milieu proche de la nature et dans un autre, contrôlé, en laboratoire.

Dans la première expérience, trois micro-bassins artificiels ont été créés contenant de l'eau avec des ajouts différents (engrais chimique NPK, engrais organique, eau de poissons) et l'expérience a duré 15 jours. Durant cette période, les paramètres physico-chimiques de l'eau (pH, oxygène dissous, température) ont été contrôlés pendant six jours consécutifs.

Dans la deuxième expérience, des micro-écosystèmes contrôlés (température régulée) en laboratoire ont été créés et contenant de l'eau avec des ajouts différents (engrais chimique NPK, engrais organique, eau de poissons). L'expérience a duré un mois, et les paramètres physico-chimiques de l'eau (pH, conductivité) ont été contrôlés deux fois par semaine, tandis que la salinité et la turbidité n'ont été mesurées qu'une seule fois.

Les paramètres cités ont été mesurés pour évaluer la stabilité du milieu et son adéquation à la croissance de l'*azolla.* D'autre part, une observation microscopique des milieux de culture de l'*azolla* a été effectuée en utilisant le microscope optique pour une éventuelle détection d'organismes vivants dans les micro écosystèmes.

3.1 Qualité physico-chimique de l'eau des micro-bassins artificiels :

3.1.1 Le pH :

Les résultats du pH mesuré dans les trois milieux (eau enrichie en NPK, eau de poissons et eau avec engrais organique) sont présentés dans la figure 17. Ils montrent que le pH est demeuré relativement stable et légèrement basique, avec des valeurs comprises entre 8,5 ± 0,03 et 9,2 ± 0,05, traduisant une bonne stabilité chimique des milieux. Bien que cette plage dépasse légèrement l'intervalle optimal de croissance de l'*azolla*, elle reste néanmoins tolérable pour l'espèce. **(Lumpkin et Plucknett, 1980).**

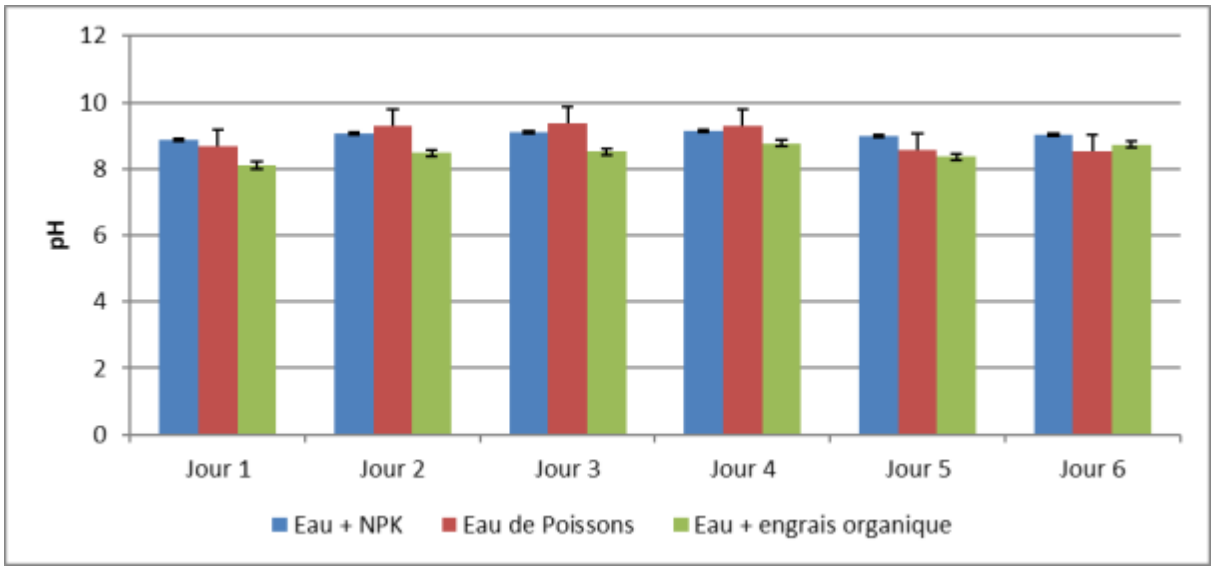


Figure 16: Les valeurs du pH des milieux aquatiques des micro-bassins artificiels.

3.1.2 L'oxygène dissous (DO) :

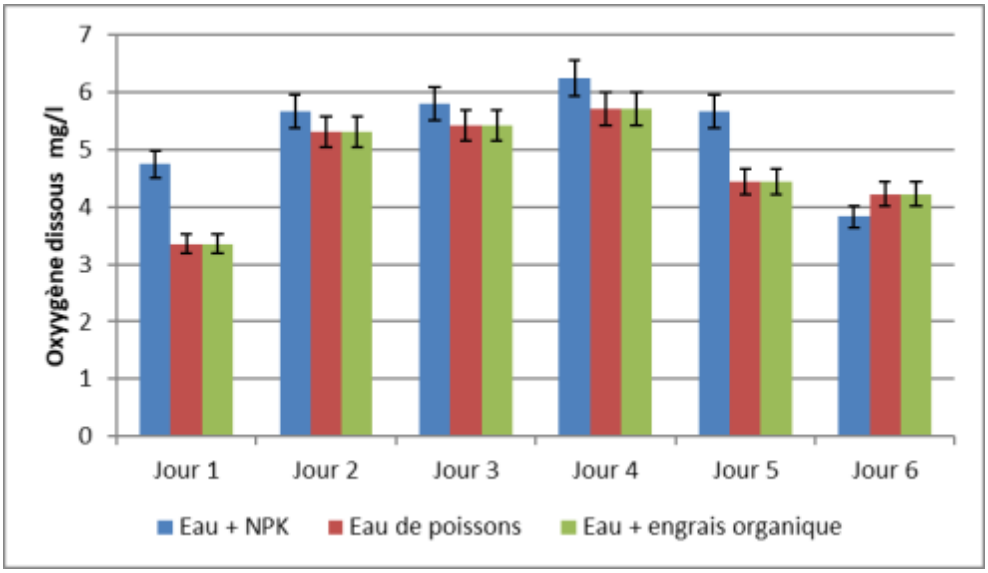


Figure 17: Les valeurs de l'oxygène dissous dans l'eau des micro-bassins artificiels.

Les valeurs de l'oxygène dissous (figure 18) varient entre 3.8 et 6.2 mg/l selon les milieux et les jours, avec un maximum enregistré au quatrième jour, surtout dans le milieu NPK (6.23±0.18). La diminution progressive du DO au sixième jour peut indiquer une consommation accrue de l'oxygène par les micro-organismes ou la décomposition de la matière organique. Des valeurs supérieures à 3 mg/l restent généralement favorables à la culture de l'azolla, qui contribue elle-même à l'oxygénation de l'eau **(*Becerra et al., 2020*).**

3.1.3 La température :

La figure 19 démontre une variation notable de la température de l'eau au cours des six jours dans les trois milieux testés. Les températures sont plus élevées le premier jour (23.44±0.31) et le sixième jour (17.29±0.28°C) avec un pic observé dans le milieu « eau + engrais organique » au premier jour (23 ± 0.31 °C). Les températures les plus basses sont enregistrées dans 2.84°C.

L'instabilité thermique observée durant l'expérimentation, notamment le pic de température suivi d'une baisse marquée, pourrait avoir provoqué un stress physiologique chez *Azolla pinnata*. Eventuellement, à la mortalité de l'espèce. **(Fujita et Nakayama , *1989*).**

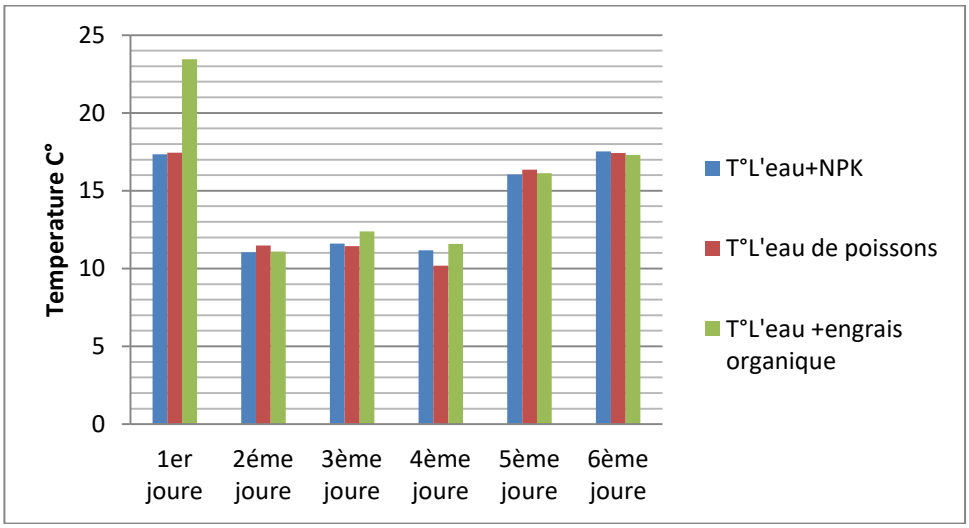


Figure 18: Les températures enregistrées dans l'eau des micro-bassins artificiels.

3.2 Développement et croissance de l'*azolla* :

Il a été remarqué qu'*Azolla pinnata* n'a présenté aucun développement durant la première quinzaine de jours de l'expérience, et qu'elle était morte à la fin de cette période, ce qui a conduit à l'arrêt de l'expérience.

La mort de la plante peut s'expliquer par plusieurs phénomènes. Premièrement, il est probable qu'elle ne se soit pas adaptée à son nouveau milieu de vie. Deuxièmement, elle a pu subir un La mort de la plante peut s'expliquer par le stress thermique causé par les variations remarquables et l'instabilité de la température lié au le climat hivernal de la région. L'*Azolla pinnata*, originaire des régions tropicales et subtropicales, présente en effet une plage thermique optimale comprise entre 20 et 30 °C, au-delà de laquelle son développement

devient limité **(Wagner, 1997).** En dessous de 15°C, son métabolisme se ralentit drastiquement vue que :

- La fixation d'azote par la cyanobactérie symbiotique *Anabaena* diminue **(Peters et Meeks, 1989).**
- La photosynthèse est réduite, limitant la production d'énergie.
- La formation de spores (mécanisme de survie) est inhibée (**Irri, 2021).**

3.3 Qualité physico-chimique de l'eau des micro-écosystèmes contrôlés en laboratoire:

3.3.1 Le pH:

La figure 20 montre l'évolution du pH dans trois milieux de culture d'*azolla*. Dans le premier milieu (Eau + engrais chimique), le pH est resté stable durant les quatre premiers jours, variant entre 7.7± 0.02 et 7.8±0.03 ce qui indique une bonne stabilité chimique. *Azolla pinnata* préfère généralement un milieu neutre à légèrement acide, avec un pH optimal de croissance compris entre (4.5 et 7.5).À partir du cinquième jour, le pH a dépassé la plage optimale (dépassant 7.5), ce qui pourrait ralentir sa croissance. En culture dense l'*azolla* absorbe rapidement le CO_2 pendant la photosynthèse, ce qui favorise la conversion des bicarbonates (HCO_3^-) en carbonates (CO_3^{2-}); et *au*gmente le pH par réduction de l'acidité liée au CO_2 **(Cissé et Vlek, 2003).**

Dans le deuxième milieu (Eau de poisson) on observe que le pH a dépassé l'optimum de croissance de l*'azolla* étant entre (8± 0.02 et 8.7±0.03) attribué probablement aux excrétions ammoniacales (NH_3) et à une activité photosynthétique intense. Enfin, dans le milieu "Eau + engrais organique", on observe une augmentation progressive du pH (de 6.5 à 8.5) due probablement à la minéralisation libérant de l'ammonium (NH_4^+) et à la fixation du CO_2.

Ces élévations de pH au-delà de 7.5 et dépassant la plage optimale de croissance *de* l'azolla (4.5 à 7.5), peuvent inhiber son développement en provoquant des carences en fer et un stress métabolique **(Cissé et Vlek, 2003).**

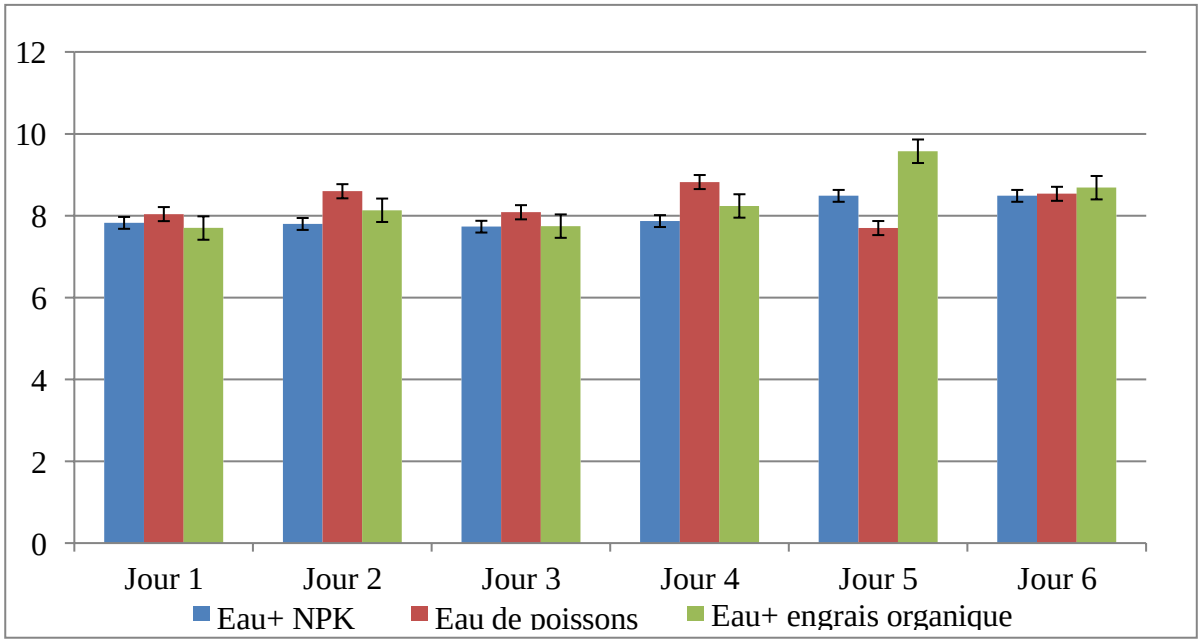


Figure 19: Les valeurs du pH de l'eau des micro-écosystèmes contrôlés en laboratoire.

3.3.2 La conductivité électrique:

La figure 21 représente l'évolution de la conductivité électrique (en mS/cm) dans trois milieux de culture d'*azolla*. L'élévation rapide de la conductivité dans le milieu enrichi en engrais NPK peut être expliquée par la dissolution immédiate des sels minéraux en ions mobiles (NO_3^-, NH_4^+, $H_2PO_4^-$, K^+) **(Savciet Marschner, 2012).** Les résultats dépassent le seuil optimal pour l'*azolla* (200-800 µS/cm) (**Wagner, 1997).**

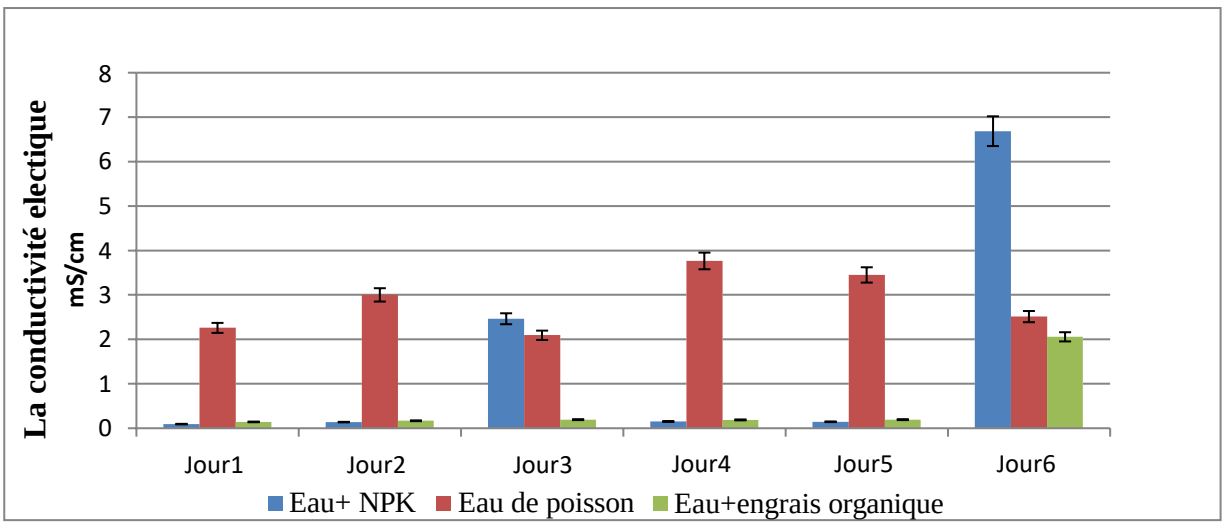


Figure 20: Les valeurs de la conductivité électrique enregistrée dans les micro-écosystèmes contrôlés en laboratoire.

Le milieu "eau de poisson" montre une conductivité stable (généralement comprise dans la plage aquacole recommandée de (300±0.01 et 1500±0.1 µS/cm), **(Boyd, 2019)**, reflétant l'équilibre naturel entre apports organiques et absorption par l'*azolla*. Quant au milieu avec engrais organique, l'augmentation progressive de la conductivité peut correspondre à la minéralisation continue libérant des ions **(Rakocy et al., 2006),** tout en restant généralement dans des limites acceptables (<1500 µS/cm).

3.3.3 La turbidité et la salinité :

Après avoir mesuré la turbidité à l'aide de turbidimètre dans les trois milieux. Les résultats obtenus sont (0.02 à 1 NTU). Ces valeurs sont acceptables ne présentant aucun risque pour la plante .La mesure de la salinité a démontré des résultats étant de (2.7%) dans le milieu d'eau+NPK;(2.8%) dans le milieu eau de poisson et (1.7%) dans le milieu eau+engrais organique. Ces résultats peuvent affecter la plante car la croissance de l'*azolla* commence à être affectée dès une concentration de 10 mM de NaCl, soit environ 0,0585% de salinité. À partir de 30 mM (environ 0.175 %), la croissance est fortement réduite, et au-delà de 40 mM (0.23 %), la plante meurt généralement en moins d'une semaine **(Mishra et Singh, 2006; Rai et al., 2006).** L'augmentation de la salinité de l'eau est généralement causée par une combinaison de facteurs naturels, l'une des probable causes est l'évaporation remarqué de l'eau dans l'expérience se qui peut entrainer l'augmentation de la concentration en sels dissous, ce qui augmente la concentration saline **(Rengasamy, 2006).**

3.4 Développement et croissance de l'*azolla* dans les micro-écosystèmes contrôlés en laboratoire :

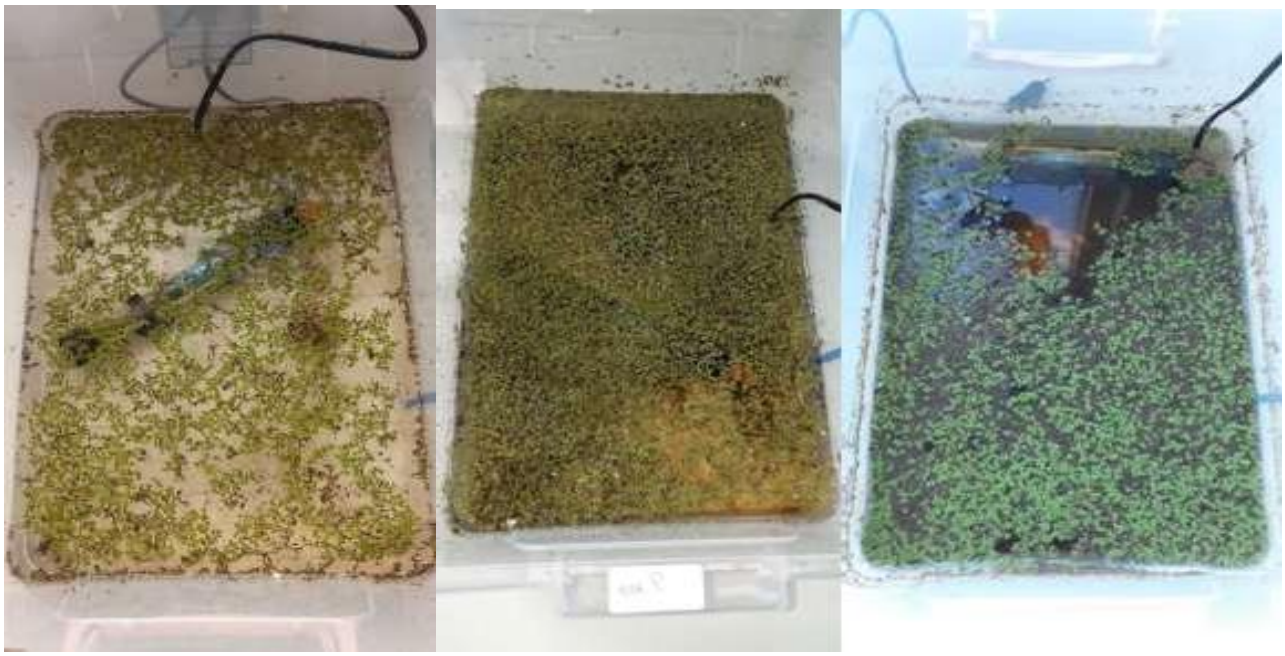
L'*azolla* est cultivée dans trois types de milieux aquatiques distincts : un milieu enrichi en engrais chimique (NPK), un milieu contenant un engrais organique, et un troisième composé d'eau de poissons (figure 22). Ces cultures ont été maintenues pendant un mois dans des conditions environnementales maîtrisées. À l'issue de cette période, une différence marquée de développement a été observée entre les milieux. L'*azolla* a montré une croissance particulièrement vigoureuse dans l'eau de poissons par rapport aux autres milieux indiquant une meilleure assimilation des nutriments présents dans ce milieu, puis l'*azolla* du milieu riche en engrais organique vient en deuxième position dans son niveau de croissance (figure 23), puis l'*azolla* dans l'eau riche en engrais chimique NPK.

Ces résultats nous amener à conclure que l'eau de poisson, grâce à ses propriétés, constitue un meilleur milieu aquatique pour l'*Azolla pinnata* que les engrais utilisés, et qu'elle pourrait ainsi être envisagée comme alternative aux engrais.



Eau+NPK Eau de poisson Eau+engrais organique

Figure 21: L'*azolla* dans le premier jour de culture dans déférents milieux aquatiques.



Eau+NPK Eau de poisson Eau+engrais organique

Figure 22: L*'azolla* après un mois de culture.

3.5 L'observation microscopique:

Une observation au microscope optique des échantillons d'eau obtenues du milieu de vie d'*azolla* a été réalisée afin d'identifier les organismes microscopiques présents dans les milieux aquatiques d'*Azolla pinnata*, ce qui permet d'évaluer l'état écologique et la qualité de l'eau. L'analyse microscopique a révélé la présence de divers organismes aquatiques dans les différents échantillons d'eau (eau avec NPK ; eau avec engrais organique) prélevés au laboratoire, les organismes détectés sont les suivants :

- Des vers du genre *Chaetogaster* ont été observé sua microscope optique (figure24), se déplaçant activement grâce à leurs contractions corporelles.



Figure 23: Vue microscopique de Chaetogaster (×40).

- Des Branchiopoda, identifiés au microscope optique par leurs segments corporels distincts et leurs nombreuses pattes nageuses (figure 25), indiquent un environnement riche en nutriments.



Figure 24: Vue microscopique de Branchiopoda (×40).

- Des Diplostraca, principalement des Daphnia (figure 26), étaient largement présents ; ils apparaissent au microscope optique avec un cœur battant ainsi que leur tube digestif étaient clairement visibles grâce à leur transparence.



Figure 25: Vue microscopique de Daphnia magna (×40).

4. Conclusion:

L'*azoll*a est une fougère aquatique flottante qui présente une grande importance écologique et économique. La croissance de l'*azolla* est étroitement liée aux conditions environnementales du milieu dans lequel elle est cultivée. Tels que la température, le pH et la lumière bien qu'elle puisse tolérer de légères variations. Une eau faiblement courante ou stagnante, peu salée et avec une conductivité modérée, favorise également sa croissance. Ces conditions doivent être rigoureusement contrôlées pour assurer un développement sain et durable**.**

Cette étude vise à cultiver et suivre la croissance de l'*Azolla pinnata* dans trois milieux aquatiques distincts : l'eau enrichie avec un engrais chimique (NPK), l'eau fertilisée avec un engrais organique, et l'eau de poissons. À travers cette expérimentation, nous avons cherché à déterminer le milieu le plus favorable à son développement, en observant l'évolution de la plante et en réalisant un suivi régulier des paramètres physico-chimiques de l'eau (pH, température, oxygène dissous, conductivité, etc.) et de contrôler l'eau macroscopiquement.

Cette étude vise également à évaluer la capacité de l'*azolla* à s'adapter à différents environnements aquatiques. En somme, notre travail contribue à explorer les conditions optimales pour la culture de l'a*zolla* en tant qu'outil naturel au service d'une aquaculture durable et intégrée.

Les résultats expérimentaux ont révélé que l'*azolla* est très sensible aux conditions environnementale**s**. Dans les micro-bassins, la plante n'a montré aucun signe de croissance et elle est morte au bout de quinze jours .Cette mortalités embellie à deux facteurs tels que: un stress thermique causé par les basses températures hivernales (inférieures à 20 °C) et une difficulté d'adaptation au nouveau milieu. L'analyse des paramètres (pH, température, oxygène dissous) montre que les conditions de culture étaient loin de l'optimum requis pour cette espèce tropicale.

Les résultats de la deuxième expérience, réalisée en laboratoire dans des conditions environnementales contrôlées, ont montré une croissance significative de l'*azolla*. Contrairement aux micro-bassins, les micro-écosystèmes en laboratoire ont permis un développement plus stable et rapide. Après un mois de suivi c'est dans le milieu contenant de l'eau de poissons que l'*azolla* a présenté la croissance la plus rapide, indiquant une meilleure adaptation et une disponibilité plus élevée en nutriments. Le contrôle régulier de

la température a probablement contribué à créer un environnement favorable, réduisant le stress subi par la plante dans la première expérience .Ces résultats confirment que la culture d'azolla Bénéficie fortement d'un cadre maîtrisé, en particulier lorsqu'elle est associée à des effluents piscicoles.

D'autre part, l'observation microscopique des milieux aquatiques de culture d'*Azolla pinnata* en laboratoire a révélé une présence notable de micro-crustacés, en particulier dans l'eau de poissons. Cela confirme la richesse nutritive de ces milieux et leur activité biologique.

On peut en conclure que l'*azolla* est une plante très sensible aux variations de son milieu aquatique. Elle nécessite des conditions spécifiques qui doivent être contrôlées, suivies et régulées, en particulier lorsqu'elle est cultivée en dehors de son habitat naturel.

On conclut également que l'eau de poissons est celui le plus favorable la vie de l'azolla par rapport aux autres étudiés dans ce mémoire, et constitue une bonne alternative aux engrais chimiques, car la plante y pousse plus rapidement et plus efficacement que dans des milieux enrichis en engrais.

En perspective, il serait pertinent de mener d'autres expériences en créant un écosystème de plus grande échelle, tout en réalisant des analyses complémentaire sa fin de mieux comprendre les mécanismes physiologiques impliqués dans la croissance et la résistance de l'*azolla* face aux variations environnement.

REFERENCES

- Amroune N. (2020). Alimentation du lapin : Valorisation de l'Azolla dans l'alimentation des lapins étude bibliographique. Mémoire de master. Université Akli Mohand Oulhadj.

- American Public Health Association (APHA), American Water Works Association (AWWA), et Water Environment Federation (WEF). (2017). *Standard Methods forthe Examination of Water and Wastewater* (23rd ed.). Washington, D.C.: American Public Health Association.
- Ashton P.J. et R.D. Walmsley. (1984**).** The taxonomy and distribution of Azolla species in South Africa. Botanical Journal of the Linnean Society, 239-247

B

- Becerra, D., Forero, A., et Martínez, J. D. (2020). Effect of Azolla filiculoides on water quality and oxygen dynamics in aquaculture systems. *Aquaculture Reports*, 18, 100514.
- Becking J.H. (1979). Environmental requirements of Azolla for use in tropical rice production, Nitrogen and rice symposium proceedings. 345-373.
- Boyd, C. E. (2019). Electrical conductivity in aquaculture: Part 1 – What it tells us about water quality. Global Seafood Alliance.
- Brown, R. (1810). *Prodromus Florae Novae Hollandiae et Insulae Van Diemen*. London: Richard Taylor and Co.

C

- Carrapiço, F., Teixeira, G., Diniz, M. A. (2000**).** *Azolla as a biofertilizer in Africa. A challenge for the future*. Revista de Ciências Agrárias, 23(3-4), 120-138.
- Costa et al.(2009). "Salt to lerancein azolla Physiological responses". Aquatic Botany, 91(4), 297–302.
-
- Cissé, F., et Vlek, P. L. G. (2003). Gestion de la fertilité des sols à base d'Azolla dans les systèmes rizicoles. ZEF Ecology and Development Series.

D

- Dommergues, Y., et Diem, H. (1982). Formation of sporocarps in Azolla pinnata and its relation to environmental factors. *Aquatic Botany*, **13**(3), 237–245.

F

- FAO(2018). small-scale azolla production.
- Fujita, K., et Nakayama, Y. (1989). Growth and nitrogen fixation of Azolla under various temperature and light conditions. *Soil Science and Plant N*

H

- Havlin, J. L., Tisdale, S. L., Nelson, W. L., et Beaton, J. D. (2014). *Soil Fertility and Fertilizers: An Introduction to Nutrient Management*. Pearson.

K

- Kathirvelan, C., Banupriya, S., et Purushothaman, M.R. (2015). *Azolla – An alternate and sustainable feed for livestock*. International Journal of Science, Environment and Technology, 4(4), 1153–1157.

L

- Lumpkin, T. A., et Plucknett, D. L. (1980). *Azolla: Botany, physiology, and use as a green manure*. Economic Botany, 34(2), 111–153.
- Liu(2020).Impact of organic vs chemical fertilizers on azolla biomass.

M

- Marschner, P. (2012). Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants (3rd ed.). Academic Press.
- Mishra, A. K., et Singh, S. S. (2006). Protection Against Salt Toxicity in Azolla pinnata-Anabaena azollae Symbiotic Association by Using Combined-N Sources. Biologia Futura, 57(3), 355–365.

N

- Nandabalan, K. et Kannaiyan, S. (1986). *Azolla: A suitable biofertilizer for lowland rice*. Tamil Nadu Agricultural University, Coimbatore, India.

P

- Peters, G. A., et Meeks, J. C. (1989). *The Azolla-Anabaena symbiosis: basic biology*. Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology**,** 40**(**1), 193-210.

- Peters, G. A. (1977). *The Azolla-Anabaena symbiosis: A model system for research in nitrogen fixation*. The Botanical Review**,** 43(3), 361–390.
- Patrick, P. D., Sahrawat, K. L., et Becker, M. (2013). A review of some ecological factors affecting the growth of Azolla spp. Retrieved.

R

- Rai, V.,Sharma, N.K., et Rai, A.K.(2006). Growth and cellularion content of a salt- sensitive symbiotic system Azolla pinnata-Anabaena azollae under NaCl stress. Journal of Plant Physiology, 163(9), 937–944.
- Rakocy, J.E., Masser, M.P., et Losordo, T.M. (2006). Recirculating aquaculture tank production systems: Aquaponics – Integrating fish and plant culture. SRAC Publication No. 454. Retrieved.
- Rajesh S.(2020). Production of Azolla as livestock feed supplement in India. Pashudhan praharee. Indian Dairy et Poultry industry.P.43.
- Rasoloarivony R. (2003). Contribution à l'étude de l'influence des conditions climatiques sur la sporulation d'azolla, en pépinière, dans la région d'Antananarivo. Thèse pour l'obtention du diplôme de doctorat de troisieme cycle option : physiologie végétale .P.73.
- Rahagarison. (2005). Etude bibliographies de l'azolla ou ramilamina plante fertilisatrice d'Azote (N2). TALOHA. numéro14-15
- Raja,W., Rathaur, P., John,S.A., et Ramteke, P.W**.** (2012). *Azolla An aquatic pteridophyte with great potential*. International Journal of Research in Biological Sciences, 2(2), 68–72.
- Rengasamy, P. (2006). World salinization with emphasis on Australia. Journal of Experimental Botany, 57(5), 1017–1023

S

- Sanginga, N., et Van lauwe, B. (2009). *The Role of Organic Matter in Sustainable Crop Production: Relevance and Management Practices* Springer.
- Sebastian A., Deepa P., Narasimha Vara P.M. (2021). Azolla Farming for Sustainable Environmental Remediation. In: Narasimha Vara Prasad M. Handbook of Assisted and Amendment-Enhanced Sustainable Remediation Technology. First Edition. ED John Wiley Sons ed. PP. 517-532.

V

- Van Hove, C., et Lejeune, A. (2002). *The Azolla–Anabaena symbiosis: Biology and Environment*. Botanical Review, **68** (2), 198-208. DOI: 10.1663/0006- 8101(2002)068 [0198:TAASBA] 2.0.CO;2
- Van Hove C., Diara H.F., Godard P. (1983). Azolla en Afrique de l'ouest, St Etienne : Projet ADARO.

W

- Wagner, G.M. (1997). Azolla: A review of its biology and utilization. The botanical review.
- Wagner, G. M. (1997). Azolla: A review of its biology and utilization. Botanical Review, 63(1), 1–26.