

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOULOU D MAMMERI DE TIZI-OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE-BIOCHIMIE



*Mémoire de fin d'études
En vue de l'obtention du diplôme de Master
En Biotechnologie Microbienne*

Thème

**Propriétés physico-chimiques, biologiques et fonctionnelles de la
mousse d'olivier (*Brachytecium illecelirum*).**



Réalisé par :

**LAKRIMI Lounes
MERZOUK Amina
MESBOUA Sarah**

Soutenu devant le jury composé de :

Mme Berrouane	Présidente	Maître Assistante classe B à l'UMMTO
Mme Tabli N.	Examinatrice	Maître de Conférences classe B à l'UMMTO
Mme Benahmed Djilali A.	Promotrice	Professeure à l'UMMTO

Remerciements

Nous remercions "Dieu tout puissant", de nous avoir donné la force, le courage, la santé et la patience de pouvoir accomplir ce travail.

Nous adressons nos vifs remerciements à notre promotrice

Mme BENAHMED DJILALI Adiba

Et

Mr HARGAS Hamza.

Nous tenons à remercier la présidente ainsi que les membres de jury, de

Nous avoir fait l'honneur d'examiner notre travail.

Nous tenons à remercier nos chers parents pour leurs sacrifices moraux et matériels et leur soutien. A tous nos amis, en particulier à ceux qui nous ont

toujours encouragées.

Merci



Dédicace

Nous dédions ce travail à :

Mme Benahmed Djilali notre promotrice.

Notre grande famille.

Nos chers ami (e) s, et enseignants.

Tous ceux qui ont collaboré de près ou de loin à l'élaboration de ce travail.

Que Dieu leurs accorde santé et prospérité.

Liste des abréviations

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylHydrazyl.

B-COG : Bio-coagulant.

MES : Matières en suspension.

STEP : Station d'épuration.

SEAAL : Société des Eaux et d'Assainissement d'Alger.

PH : Potentiel d'hydrogène.

E.coli : *Escherichia coli*.

S. aureus : *Staphylococcus aureus*.

MPN : Most probable number.

Liste des figures

Figure 1: Schéma simplifié d'une mousse. **p 04**

Figure 2: Cycle de vie des bryophytes. **p 06**

Figure 3: Localisation du barrage Taksebt de Tizi-Ouzou. **p 08**

Figure 4: Mécanisme de floculation-coagulation. **p 11**

Figure 5: Structure des colloïdes. **p 12**

Figure 6: Aspect de la mousse d'olivier *Brachytecium illeceliru* : a) mousse fraîche ; b) sèche sous forme de poudre. **p 17**

Figure 7: Aspect de l'infusion de la mousse d'olivier. **p 18**

Figure 8: Jar teste du laboratoire de traitement des eaux UMMTO. **p 34**

Figure 9: Turbidimètre de traitement des eaux UMMTO. **p 34**

Figure 10: Résultats de l'activité anti-oxydante de la poudre de la mousse *Brachytecium illecelirum*. **p 43**

Liste des tableaux

Tableau I: Valeurs contractuelles relatives aux caractéristiques de l'eau brute. **p 09**

Tableau II: Valeurs de la gamme d'étalonnage des caroténoïdes. **p 27**

Tableau III : Différentes dilutions de l'acide gallique, leurs concentrations ainsi leurs absorbances. **p29**

Tableau IV : Préparation des extraits de l'activité antimicrobienne. **p 31**

Tableau V: Tableau de lecture des résultats de l'activité antimicrobienne **p 33**

Tableau VI: Résultats d'analyse phytochimique de la mousse d'olivier. **p 35**

Tableau VII : Résultats d'analyses physico-chimiques. **p 37**

Tableau VIII: Composition de la mousse d'olivier en acides gras. **p 38**

Tableau IX : Composition en acides gras de l'huile de la mousse d'olivier . **p 40**

Tableau X : Substances bioactives de la mousse d'olivier. **p 41**

Tableau XI: Pourcentages d'inhibition du radical DPPH de chaque extrait testé. **p 43**

Tableau XII : Résultats de l'activité antibactérienne des différents extraits de la mousse d'olivier contre la souche *S.aureus* ATCC 25923 et *Escherichia coli* 25922 ATCC. **p 44**

Tableau XIII : Résultats du test coagulation-floculation de l'eau brute en utilisant de la poudre de mousse d'olivier (*Brachytecium illecelirum*). **p 46**

Tableau XIV : Résultats du test coagulation-floculation de l'eau brute en utilisant l'extrait de la mousse d'olivier (*Brachytecium illecelirum*). **p 47**

Tableau XV : Résultats du test coagulation-floculation de l'eau de lavage en utilisant de la poudre de mousse d'olivier (*Brachytecium illecelirum*). **p 48**

Tableau XVI : Résultats du test coagulation-floculation de l'eau de lavage en utilisant l'extrait de la mousse d'olivier (*Brachytecium illecelirum*). **p 49**

Sommaire

Remerciements

Dédicaces

Liste d'abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Résumé

Introduction générale..... 01

Chapitre I : Généralités sur les mousses

I.1 Historique..... 03

I.2 Caractéristiques..... 03

I.3 Morphologie..... 03

I.4 Reproduction..... 04

I.4.1 Reproduction asexuée 04

I.4.2 Reproduction sexuée 05

I.5 Composition..... 07

I.6 Habitat..... 07

I.7 Importance 07

I.8 Utilisation des bryophytes en médecine traditionnelle 07

Chapitre II : Traitement des eaux par les bio-coagulants

I.1 Localisation et description de la station de traitement des eaux potables.....	08
I.1.1 Présentation du barrage de Taksebt	08
I.1.2 Qualité de l'eau à l'entrée de la station.....	08
I.2 Jar test	10
I.2.1 Traitements physico-chimiques de l'eau brute	10
I.2.2 Filtration	11
I.2.3 Désinfection	11
I.3 Particules mises en jeu (colloïdes).....	11
I.4 Facteurs influençant le processus coagulation-floculation	12
I.4.1 Effet du potentiel hydrogène (pH)	12
I.4.2 Effet de la concentration en sels dissous.....	12
I.4.3 Effet de la température	13
I.4.4 Effet de la turbidité	13
I.4.5 Effet de l'agent coagulant	13
I.4.6 Effet de la couleur	14
I.4.7 Effet de l'agitation	14
I.4.8 Effet de l'adjuvant.....	15
I.4.9 Effet de la conductivité électrique	15
I.5 Bio-coagulation.....	15

Chapitre III : Matériel et méthodes

I.1Matériel	17
I.1.1Matériel végétal	17
I.1.2Matériel biologique	18
I.2Méthodes d'analyse	18
I.2.1Analyse phytochimique de la poudre de la mousse d'olivier	18
I.2.1.1Préparation de l'infusion	18
I.2.1.2Recherche des tannins	19
I.2.1.3Recherche des tannins galliques	19
I.2.1.4Recherche des flavonoïdes.....	19
I.2.1.5Recherche des saponosides	19
I.2.1.6Recherche des quinones libres	20
I.2.1.7Recherche des quinones combinées.....	20
I.2.1.8Recherche des glucosides.....	20
I.2.1.9Recherche des coumarines	20
I.2.1.10Recherche des sennosides	20
I.2.2Analyses physico-chimiques de la mousse d'olivier	21
I.2.2.1Dosage de l'acidité	21
I.2.2.2Détermination du potentiel d'hydrogène (pH).....	22
I.2.2.3Détermination de l'humidité	22
I.2.2.4Teneur en cendres	23
I.2.2.5Dosage des sucres	23
I.2.2.6Dosage des sucres réducteurs	24

I.2.2.7	Indice de gonflement	25
I.2.2.8	Détermination du profil d'acides gras.....	26
I.2.2.8.1	Méthode de transestérification à froid au moyen d'une solution méthanolique- d'hydroxyde de potassium	26
I.2.3	Dosage des substances bioactives	26
I.2.3.1	Extraction et dosage des mucilages	26
I.2.3.2	Extraction des caroténoïdes	27
I.2.3.3	Dosage des flavonoïdes	28
I.2.3.4	Extraction et dosage des polyphénols	28
I.2.3.5	Extraction et dosage de la chlorophylle	31
I.2.4	Activité anti-oxydante.....	31
I.2.4.1	Principe de test du DPPH.....	31
I.2.4.2	Préparation des extraits	31
I.2.4.2.1	Extrait aqueux 1	31
I.2.4.2.2	Extrait aqueux 2	31
I.2.4.2.3	Extrait Ethanolique 1	31
I.2.4.2.4	Extrait éthanolique 2	32
I.2.5	Activité anti microbienne.....	32
I.2.5.1	Préparation des extraits de l'activité anti microbienne.	33
I.2.5.2	Préparation des milieux.....	33
I.2.5.3	Préparation des disques.....	33
I.2.5.4	Test de stérilité de la gélose Mueller-Hinton	34
I.2.5.5	Repiquage des souches	34

I.2.5.6 Standardisation des cultures bactériennes.....	34
I.2.5.7 Ecouvillonnage	34
I.2.6 Méthode d'échantillonnage des eaux	33
I.2.6.1 Test de coagulation-Floculation	34

Chapitre IV : Résultats et discussion

I.1 Analyse phytochimique	36
I.2 Analyse physico-chimique.....	37
I.3 Composition en acide gras de la poudre de la mousse	38
I.4 Dosage de substances bioactives.....	42
I.5 Activité antioxydante	43
I.6 Activité anti microbienne.....	44
I.6. Test coagulation- floculation	46
Conclusion générale	52

Annexes

Références bibliographiques

Introduction

Les bryophytes, communément appelées "mousses", constituent une classe de végétaux peu connue mais pourtant très commune.

La mousse est une plante herbacée, invasculaire de division *Bryophyta* qui n'a pas de racines. Elle se répond généralement sur des endroits humides et ombragés.

On en compte environ 800 espèces de mousses mais à peine 10 % d'entre elles ont fait l'objet d'études phytochimiques (Asakawa et al. 2013). Elles poussent sur l'humus, les roches, sur l'écorce des arbres parmi *Brachythecium illecebrum* qui pousse sur les vieux arbres d'olivier.

Écologiquement, la mousse a la capacité de décomposer des substrats en libérant des nutriments qui seront utilisés par d'autres plantes. Elle renferme une partie importante des composés qui interviennent dans l'ensemble des réactions enzymatiques ou biochimiques ayant lieu dans l'organisme, appelées métabolites secondaires. Ces composés sont mis à profit en thérapie comme anti-inflammatoires, inhibiteurs enzymatiques, antioxydants, antibactériens, anticancéreux, antifongiques, diurétiques...etc. (Hartmann, 2007). Des études indiquent également que, la mousse est largement utilisée entre la première et la seconde guerre mondiale comme premier soin aux soldats blessés, ce qui montre que les gens l'utilisent encore comme antibiotique (Howley, 2009). Elle est aussi utilisée en médecine chinoise contre la tuberculose pulmonaire, les saignements gingivaux, les coupures, etc. Elle possède aussi des propriétés diurétiques, antipyrétique, antiseptiques et anti poisons (Asakawa, 1995).

Cette plante constitue le plus grand puits de carbone, surtout là où leur biomasse est importante comme dans les forêts tropicales. Elle absorbe le gaz carbonique atmosphérique pour photosynthétiser leur matière organique et elle assure ainsi la rétention de ce gaz à effet de serre dont les concentrations dans l'atmosphère sont préoccupantes.

Les *Bryophytes* sont également d'excellents indicateurs de l'état des forêts, de bons régulateurs de la nature des sols et plus particulièrement des tourbières. Elles sont largement utilisées comme bio-indicateurs de la qualité des cours d'eau notamment pour l'évaluation de la contamination métallique. En effet, par leurs propriétés bio-accumulatrices, elles informent sur des événements de la pollution métallique. Actuellement, dans le cadre des études de biosurveillance des métaux lourds, radionucléides..., des mousses autochtones (*in situ*) ou allochtones (transplantées) sont couramment utilisées (Boustani, 2004).

Les eaux superficielles, notamment les eaux des barrages, ont une concentration élevée en matières organiques. Ces eaux brutes, constituent la source d'alimentation des différentes stations de traitement des eaux potables.

Introduction

Ces dernières années, l'augmentation des activités industrielles et agricoles a conduit à l'utilisation des ressources naturelles et à l'élimination de divers types de polluants comme les composés organiques répandus dans les écosystèmes par le biais de diverses sources (agriculture intensive, industrie électrique...) ainsi que la présence d'éléments radioactifs (radionucléides) émis par les centrales, les essais et les accidents nucléaires. Désormais, de plus en plus de micropolluants minéraux (cadmium, mercure, zinc...), de composés organiques (Hydrocarbures Aromatiques Polycycliques [HAP], Polychlorobiphényles [PCB]...) et de radionucléides (^{137}Cs , ^{60}Co , ^{54}Mn ...)(André et *al.* 1985).

Le procédé physico-chimique, coagulation-floculation est préconisé pour réduire les polluants présents dans les eaux sous l'action des flocculants synthétiques. Cependant, l'utilisation des produits chimiques cause des effets néfastes sur la santé humaine et sur l'environnement et à prix de revient élevé. Ce procédé est appliqué dans le traitement des eaux au niveau de la station de traitement des eaux potables de Taksebt (Tizi-Ouzou) gérée par SEAAL, à l'aide de matériaux inorganiques et synthétiques (sel d'aluminiums et sel de fer).

Récemment, plusieurs coagulants dérivés de matériaux naturels tels que les polysaccharides (plantes, algues) amidon, cellulose, pectine, agar, alginate, carraghénane ont été envisagés pour le traitement de l'eau potable (Mottot, 2000). Par conséquent, la présente étude vise à utiliser un coagulant naturel à base de la mousse d'olivier de la région de Tizi-Ouzou (*Brachythecium illecebrum*) afin de réduire la turbidité et les matières en suspension des eaux brutes et de lavage.

Le présent mémoire comporte deux parties : la première est une synthèse bibliographique qui regroupe deux chapitres : le premier s'étale sur les mousses et le second décrit le traitement des eaux par la bio-coagulation. La deuxième partie constitue la partie expérimentation qui comporte le matériel et méthodes utilisés, les résultats et leur discussion. En fin nous terminerons avec conclusion générale.

Chapitre I :

Généralités sur les mousses

I.1 Historique

Les mousses sont des plantes qui ne dépassent pas la vingtaine de centimètre elles appartiennent a la famille de *Bryophytes*.

Le terme bryophyte a été inventé par le botaniste Alexandre Braun en 1864, en associant deux mots grecs : bryo qui signifie mousse et phytos qui signifie plante, dans le but de remplacer l'appellation mousse.

De nos jours, cette appellation ne signifie pas mousse, mais désigne le nom d'un embranchement qui comporte trois groupes de plantes respectivement: les mousses, les hépatiques et les anthocérotes. Le dernier groupe constitue des végétaux anciens faisant la transition évolutive entre les algues et les végétaux vasculaires.

En effet, il existe environs 800 espèces de mousses, 300 espèces d'hépatiques et uniquement quatre espèces d'anthocérotes. (Sébastien et *al.* 2011).

I.2 Caractéristiques

Les principales caractéristiques des mousses sont résumées comme suit :

- Plantes photosynthétiques (possèdent de la chlorophylle).
- Leur source d'énergie c'est la lumière.
- Elles sont invasculaires.
- Ne possèdent pas de vraies racines, possèdent des rhizoïdes qui ont pour rôle la fixation.
- Possèdent des cellules de petites tailles.

I.3 Morphologie

Les mousses sont composées d'une tige qui peut être : dressée, couchée ou rampante, **de** feuilles, qui sont de simples émergences, sans véritables nervures et sans stomates, constituées d'une seule assise de cellules chlorophylliennes, leurs tailles et leurs formes sont variées avec parfois des rameux feuillés qui se fixent au substrat par des rhizoïdes, la partie verte contient des cellules sexuelles ou gamètes appelées gamétocytes (Figure 1).

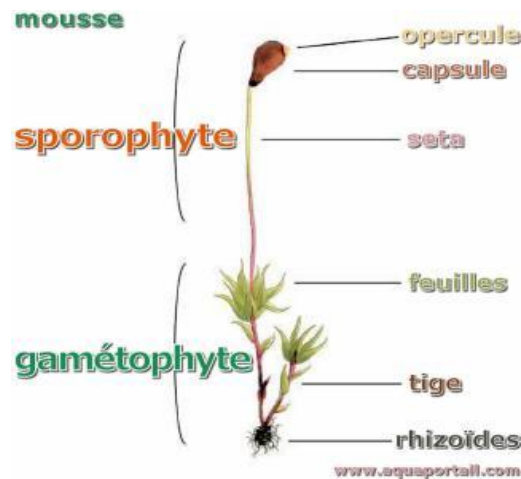


Figure 1 : Schéma simplifié d'une mousse (Fortier, 2006).

Les *Bryophytes* ne possèdent pas d'appareil conducteur qui permet de distribuer et stocker l'eau et les éléments nutritifs, elles absorbent l'eau et les sels minéraux par diffusion à travers l'ensemble des tissus. Elles ont la capacité de reviviscence, qui leurs permettent de supporter de longue période de sécheresse, dans lesquelles elles se retrouvent complètement déshydratées avec un état de vie en ralentie, pendant plusieurs semaines ou mois, puis elles reprennent leurs activités lorsque l'eau est de nouveau disponible, à titre d'exemple, l'hépatique *Riccia macrocapa* a été conservée en herbiers pendant 23 ans, puis elle a repris son développement après avoir été humidifiée (Guingnard, 1983).

Le genre *Brachytecium* appartient à la famille des *Brachyteciumciacées*, classée dans l'ordre des hypnales qui regroupent les bryophytes (mousses).

I.4 Reproduction

Les bryophytes (les mousses) se reproduisent de manière sexuée (par fécondation) ou de manière asexuée (sans fécondation).

I.4.1 Reproduction asexuée

La reproduction asexuée peut se faire soit par : **les propagules**, qui sont des petites structures constituées d'une ou plusieurs cellules, qui peuvent être produites dans une corbeille ou directement sur une feuille ou sur les rhizoïdes, ou par **fragmentation**, c'est le cas de *Dicamum viride* est une espèce qui possède des feuilles qui peuvent se briser par le moindre contact, chacun de ces fragments a la capacité de produire une plante entière s'il atterrit dans un endroit favorable, ou par **bourgeonnement** (Le Blond et *al.*, 2011 ; Burgisser et *al.* 2012.).

I.4.2 Reproduction sexuée

Les étapes de la reproduction sexuée des mousses (Figure 2) sont résumées comme suit :

- Les mousses possèdent des tiges et feuilles, qu'on appelle les gamétophytes qui sont responsables de la production des gamètes ;
- Des organes mâle et femelle apparaissent cachés entre les feuilles ;
- Les cellules sexuelles mâles et femelles sont produites, à l'occasion d'une pluie, ce qui va permettre aux spermatozoïdes de se déplacer afin de féconder les cellules sexuelles femelles donnant naissance à des sporophytes (organes qui porteront les spores) ;
- Le sporophyte placé sur le gamétophyte, libère les spores qui seront par la suite dispersées par le vent ;
- Une fois les spores sont tombés sur sol, y'aura naissance d'un protonéma (structure en forme de filament ou de thalle qui résulte de la germination d'une spore) ;
- Sur le protonéma se développera un bourgeon puis un nouveau gamétophyte (Sébastien et *al.* 2011).

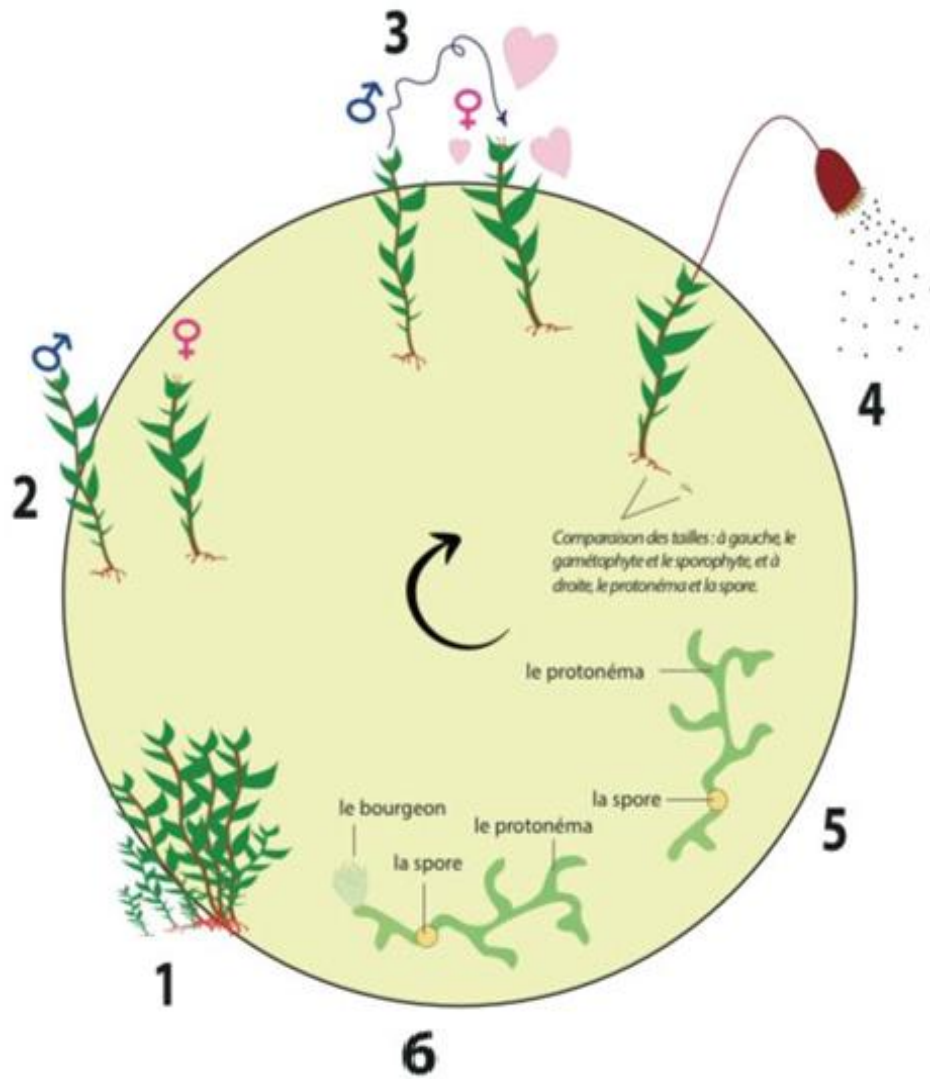


Figure 2: Cycle de vie des bryophytes (Burgisser et *al.* 2012).

I.5 Composition

Les mousses possèdent majoritairement des métabolites plus classiques tels que : les lipides, les terpènes, les flavonoïdes dont les biflavonoïdes, sesquiterpènes et quelques composés aromatiques (bibenzyls et des bisbibenzyls) caractérisant les anthocérotes (Otto et *al.* 2008).

I.6 Habitat

Les bryophytes sont les premières plantes vraiment adaptées au milieu terrestre, se forment, dans les sous-bois humides au voisinage des cours d'eau et des fontaines, d'abondants « tapis ».

Certaines bryophytes colonisent particulièrement des lieux arides. Plusieurs facteurs physico-chimiques jouent un rôle essentiel dans le développement des bryophytes, il s'agit principalement :

- De la lumière.
- De la température.
- De l'humidité du sol ou de l'atmosphère.
- Du pH (nature physico-chimique du substrat (Guinard, 1983)).

I.7 Importance

L'importance des mousses dans la nature n'est pas négligeable :

- Elles stockent l'eau et régularisent son utilisation par les autres plantes.
- Elles colonisent les lieux arides et contribuent à la formation d'une première couche d'humus.
- De nombreuses espèces, vu leur sensibilité aux variations des facteurs de l'environnement, se comportent comme des bio indicateurs de la pollution de l'atmosphère ou des eaux douces.

I.8 Utilisation des bryophytes en médecine traditionnelle

Certaines espèces de bryophytes sont décrites dans le corpus de textes de la médecine traditionnelle chinoise, mais aussi plus rarement dans l'Européenne et indienne. En générale, elles sont séchées, broyées et mélangées à l'huile ou le miel pour être utilisées comme emplâtre des plaies, des brûlures, pour soigner les infections respiratoires et pour apaiser les inflammations du foie (Glime, 2007).

Chapitre II :

Traitement des eaux par les bio- coagulants

I.1 Localisation et description de la station de traitement des eaux potables

I.1.1 Présentation du barrage de Taksebt

C'est un grand barrage hydraulique dont la mise en œuvre a débuté en 2001 sur la rivière de Takhoukhth, d'Ait Aïssi dite Oued Aïssi, situé à environ 10 Km au sud-est du chef lieu de la wilaya de Tizi Ouzou, et à 100 Km à l'Est de la ville d'Alger la capitale. Son inauguration et sa mise en service se sont effectuées le 3 juillet 2007. Son débit d'exploitation est de 180 millions de m³ destinés à l'alimentation en eau potable. Ce débit est réparti comme suit : 57 million de m³ /an c'est-à-dire 1/3 de son volume revient à la wilaya de Tizi-Ouzou tandis que, 123 millions de m³ /an sont pour les wilayas d'Alger, Blida et Boumerdès (Foual et *al.* 2012).

I.1.2 Présentation de la station de traitement

Les eaux brutes qui alimentent le barrage de Taksebt proviennent du bassin versant de l'Oued Aïssi qui ne compte pas d'activité industrielle importante, mais cela n'exclut pas la pollution d'origine domestique ou d'activités artisanales, ce qui rend nécessaire la mise en place d'une station de traitement. La station mono-bloc de TAKSEBT c'est une unité de traitement préfabriquée installée à 200m en aval du barrage (Figure 3). Elle est gérée par l'ADE de Tizi Ouzou et chargée pour traiter l'eau du barrage en vue de sa consommation. Elle a une capacité de traitement de 350m³ /h ou 7000m³ /J. 4800m³ sont destinés à la daïra de Béni- Douala chaque jour.

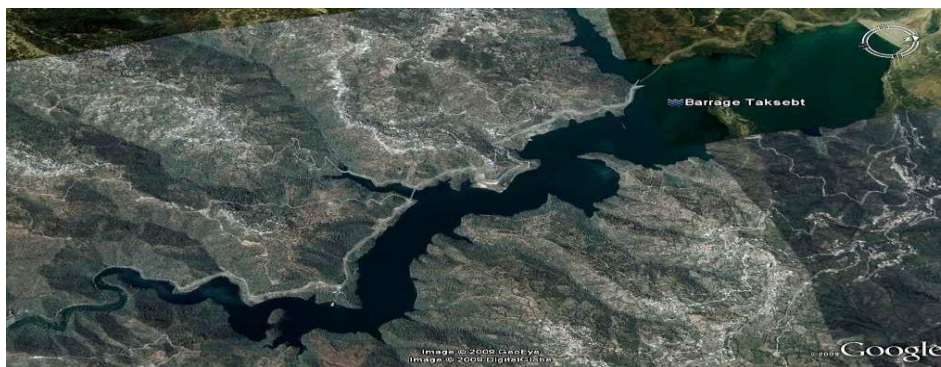


Figure 3: Localisation du barrage Taksebt de Tizi-Ouzou (Google maps)

I.1.3 Qualité de l'eau à l'entrée de la station

Selon l'Organisation Mondiale de la Santé, l'eau destinée à la consommation humaine ne doit contenir ni substances chimiques ni germes nocifs pour la santé. Dans les

recommandations, on propose également des objectifs esthétiques. Une eau de mauvaise qualité esthétique fait naître un doute sur sa salubrité dans l'esprit du consommateur. Une mauvaise qualité esthétique découle souvent d'une contamination chimique ou bactériologique, les différents paramètres physico-chimiques et recommandations de ces derniers sont représentés dans le Tableau I établie par l'agence nationale des ressources hydrauliques.

Tableau I: Valeurs contractuelles relatives aux caractéristiques de l'eau brute.

Paramètre	Valeurs contractuelle (norme)
pH	8
Couleur (Hazen)	6
Turbidité (NTU)	5
Conductivité ($\mu\text{s}/\text{cm}$)	500
Température ($^{\circ}\text{C}$)	18
Dureté (mg de CaCO_3/L)	200
Alcalinité (mg de CaCO_3/L)	160
Oxygène dissout (mg d' O_2/L)	8
Fer (mg/L)	0,15
Coliformes totaux MPN/100ml	200
<i>E.coli</i> (MPN/100ml)	100
Chlorophylle Mg/m	15

I.2 Jar test

Un jar test est une simulation à petite échelle de ce qui se passe dans une station d'épuration pendant le processus de coagulation-floculation. Ces tests permettent d'évaluer les différents paramètres du procédé d'épuration tels que :

- Le dosage de produits chimiques ajoutés.
- Les temps nécessaires pour la floculation et la coagulation.
- Les vitesses d'agitation du milieu.

Par conséquent, leurs valeurs optimales peuvent être déterminées pour améliorer les performances du site.

Un banc de jar-test est composé de 6 béchers d'un litre chacun, tous muni d'un axe au bout duquel se trouve une pale rotative. Les axes sont reliés à un même moteur, ce qui permet de maintenir la même vitesse dans chaque bécher.

I.2.1 Traitements physico-chimiques de l'eau brute

Le test coagulation - floculation passe par trois phases distinctes :

- a. La coagulation :** Elle consiste d'ajouter à l'eau brute un agent coagulant responsable de la formation de la mousse à une concentration bien déterminée sous agitation relativement élevée (~ 100 rpm). Quand le contact entre le coagulant et l'eau est efficace, la solution d'eau et les particules en suspension sont déstabilisées, les charges de répulsion sont annulées, et les particules peuvent alors s'attirer.
- b. La floculation :** Elle consiste à ajouter un agent floculant (polymère) avec une concentration qui est souvent basse, sous une agitation plus lente (~40 rpm), pour permettre un contact suffisant, sans casser les floes en formation. Les particules en suspension, préalablement déstabilisées, sont alors adsorbées sur le polymère, et forment des floes de densités assez élevées qui subissent une décantation.

Le schéma de la figure 4 ci-dessous montre le mécanisme de la floculation.

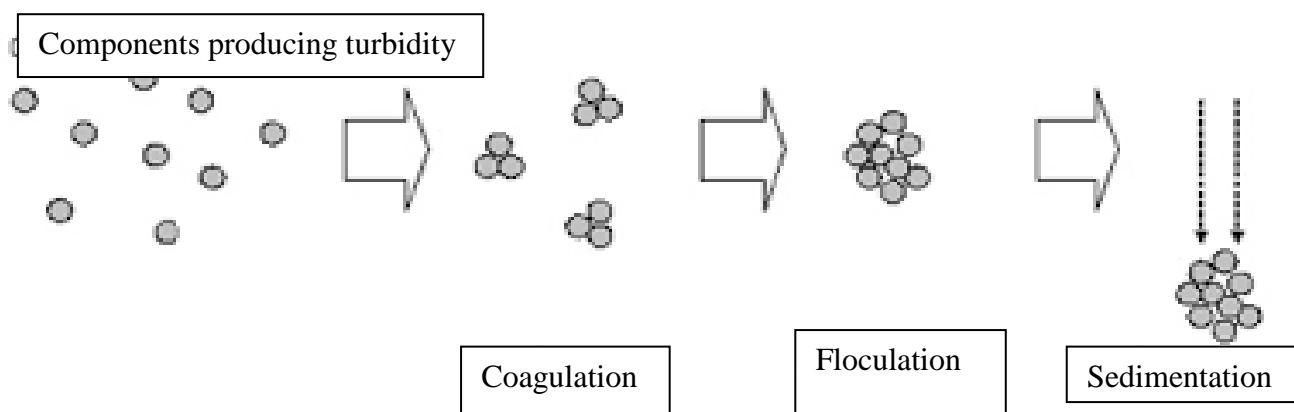


Figure 4: Mécanisme de floculation-coagulation.

- c. **La décantation :** durant cette phase, la vitesse d'agitation est nulle, ce qui permet la sédimentation des floes.

I.2.2 Filtration

La filtration est un procédé physique destiné à clarifier un liquide qui contient des matières solides en suspension en utilisant une membrane filtrante, une fois la phase de décantation est terminée, le surnageant est libéré de la majeure partie des MeS (matières en suspension) et maintenues au fond du bécher pour l'analyser.

La concentration en MeS après le traitement est mesurée et comparée à la concentration en MeS avant traitement. Si nécessaire, la turbidité, le pH et la conductivité doivent être mesurés avant et après traitement.

I.2.3 Désinfection

Elle permet d'éliminer les virus et les bactéries, souvent le chlore est utilisé durant ce processus. Elle consiste à ajouter 2 à 3 mg/L chlore dans l'eau selon l'OMS.

I.3 Particules mises en jeu (colloïdes)

La turbidité et la couleur d'une eau sont principalement causées par des particules très petites, dites particules colloïdales (Figure 5). Ces particules, peuvent rester en suspension dans l'eau durant de très longues périodes, et peuvent même traverser un filtre très fin. Par ailleurs, puisque leur concentration est très stable, ces particules n'ont pas tendance à s'accrocher les unes aux autres et leur élimination nécessite l'application du procédé de coagulation -floculation.

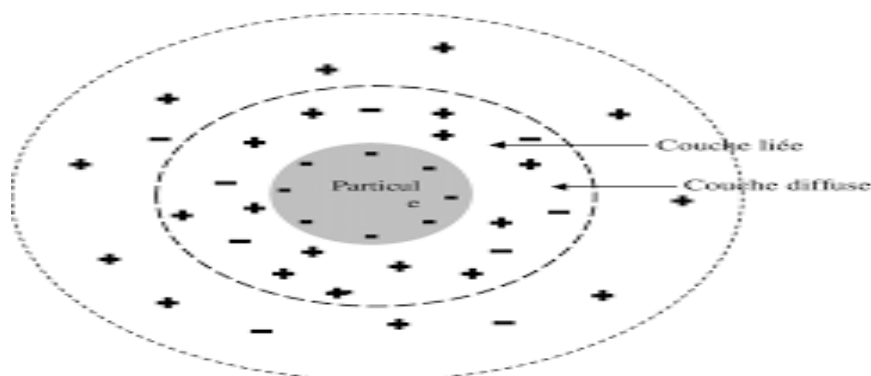


Figure 5: Structure des colloïdes.

I.4 Facteurs influençant le processus coagulation-floculation

Le processus de coagulation est complexe, et peut être influencé par plusieurs facteurs. Afin de l'optimiser, il faut tenir compte de plusieurs variables en interrelation, comme le pH, les sels dissous, la température, la couleur, grosseurs et concentration des particules colloïdales, et l'hydratation.

I.4.1 Effet du potentiel hydrogène (pH)

Le pH a une influence primordiale sur la coagulation. Il est d'ailleurs important de remarquer que l'ajout d'un coagulant modifie souvent le pH de l'eau. C'est la variable la plus importante à prendre en considération au moment de la coagulation.

La plage de pH optimal est la plage à l'intérieur de laquelle la coagulation a lieu suffisamment rapidement. En effet, une coagulation réalisée à un pH non optimal peut entraîner une augmentation significative du temps de coagulation.

I.4.2 Effet de la concentration en sels dissous

Les sels contenus dans une eau exercent les influences suivantes sur la coagulation et la floculation par la modification :

- de la plage de pH optimal.
- du temps requis pour la floculation.
- de la quantité de coagulant requis.
- de la quantité résiduelle de l'agent coagulant (Jekel, 1986 ; Lefebvre, 1990).

I.4.3 Effet de la température

Une diminution de la température de l'eau entraîne une augmentation de sa viscosité. Cette dernière, limite la décantation des floccs d'une part et d'autre part, rétrécit la plage de pH optimal.

Plusieurs solutions peuvent être appliquées pour contrer l'effet de la température :

- Effectuer la coagulation dans la plage du pH optimal à cette température.
- Augmenter la quantité de coagulant, qui a pour effet d'accroître la probabilité de collision entre les particules et d'élargir la plage de pH optimal.
- Augmenter la turbidité de l'eau par l'addition de la glace, afin d'augmenter la densité des floccs, ou par l'addition d'un aide-coagulant (silice activée ou polyélectrolyte) pour alourdir et renforcer les floccs (Lefebvre et *al.* 1993).

I.4.4 Effet de la turbidité

La turbidité des eaux de surface est due à la présence de particules de glace dont le diamètre varie de 0,2 à 5,0 μm . Cependant, les grosses particules colloïdales peuvent se déposer naturellement. La coagulation de ces particules est assez facile grâce à l'augmentation de la quantité de coagulant, qui n'est proportionnelle qu'à l'augmentation de la turbidité.

- Lorsque la turbidité est très élevée, la quantité de coagulant nécessaire est relativement faible, car la probabilité de collision entre les particules est très élevée. Par contre, lorsque la turbidité est faible, la coagulation est difficile.
- La matière organique adsorbée sur les particules de glace n'exerce aucune influence sur la quantité de coagulant nécessaire.
- La turbidité dépend de la taille des particules, les particules ayant de diamètres variés se flocculent rapidement en comparaison avec les particules de diamètres sensiblement égaux.
- La coagulation d'une faible concentration de particules de glace dépend principalement de l'agent coagulant et de la composition chimique de l'eau.
- Les eaux non contaminées exigent des concentrations moins importantes que les eaux contaminées.

I.4.5 Effet de l'agent coagulant

Les coagulants sont des produits qui neutralisent les charges de surface des matières colloïdales. On retrouve : Les coagulants minéraux : qui sont généralement des sels de métaux

qui donnent des cations métalliques, principalement des sels d'aluminium ou de fer. Les sels d'aluminium les plus utilisés sont le sulfate d'aluminium $Al_2(SO_4)_3$ et le chlorure d'aluminium $AlCl_3$. Pour les sels de fer, il y a le chlorure ferrique $FeCl_3$, le sulfate ferrique $Fe_2(SO_4)_3$ et le sulfate ferreux $FeSO_4$.

L'agent coagulant influence les caractéristiques de la coagulation, autrement dit, les finalités de traitement, même si l'aluna est le coagulant le plus utilisé, il peut être avantageux de le remplacer par un autre coagulant ou de mettre de l'adjuvant selon les caractéristiques de l'eau à traiter (Boursali, 2011).

I.4.6 Effet de la couleur

Des études ont montré que 90 % des particules responsables de la couleur ont un diamètre supérieur à 3,5 nm (Desjardins, 1997). Par conséquent, ces particules sont des particules colloïdales beaucoup plus petites que celles causant la turbidité. La plupart des particules responsables de la couleur ont des charges négatives sur leurs surfaces. La quantité d'accélérateur requise dépend de la couleur initiale, et pour un pH optimal, la couleur résiduelle diminue avec l'augmentation de la quantité d'accélérateur. Le pH optimal pour la décoloration varie entre 4 et 6.

I.4.7 Effet de l'agitation

La coagulation nécessite une vitesse plutôt rapide, afin de bien mélanger l'eau et que les colloïdes et les cations métalliques se rencontrent et se neutralisent, alors que la floculation nécessite une vitesse relativement lente, afin de favoriser la rencontre et l'agrégation des colloïdes mais sans détruire les floccs déjà formés.

Ce processus se déroule généralement en deux étapes :

- **La première étape :** On applique une agitation énergique rapide de courte durée (cinq minutes au maximum). Cette étape favorise la dispersion et l'homogénéisation des produits injectés dans la totalité du volume d'eau à traiter ; mais une agitation intense peut empêcher l'agrégation des particules.
- **La deuxième étape :** On applique une agitation lente (30 à 60 min) et elle a pour but de provoquer les contacts entre les particules pour former des floccs décantables (Bachi et al. 2005).

I.4.8 Effet de l'adjuvant

Les matières organiques peuvent être éliminées par coagulation-floculation et/ou par adsorption, mais la combinaison de ces deux méthodes permet d'obtenir de meilleurs rendements d'élimination que ceux observés en appliquant l'une des méthodes précitées séparément. Par conséquent, diverses études ont examiné l'élimination des matières organiques par la combinaison de coagulants et de matériaux adsorbants introduits dans l'étape de coagulation-floculation (Yin, 2010).

I.4.9 Effet de la conductivité électrique

L'eau a une très bonne conductivité électrique, a peu près quatre fois supérieure à celle des autres liquides.

La conductivité est proportionnelle au degré de minéralisation, la nature des ions dissous et leur concentration. Elle varie aussi en fonction de la température.

Selon Rejsek, (2002), la conductivité constitue un critère d'appréciation de la minéralisation globale d'une eau.

I.5 Bio-coagulation

L'idée d'utiliser des substances naturelles appelées bio-coagulants pour le traitement des eaux n'est pas nouvelle puisqu'ils sont apparus bien avant les coagulants synthétiques comme les sels chimiques. Cependant, un manque de connaissances scientifiques au niveau de leurs mécanismes de fonctionnement et de leur efficacité a ralenti les recherches réalisées sur ces coagulants.

Ces bio-coagulants se caractérisent par plusieurs propriétés physico-chimiques et biologiques à savoir :

- ✓ non toxiques.
- ✓ biocompatibles.
- ✓ Biodégradables.
- ✓ Polyfonctionnels.
- ✓ actifs chimiquement (possèdent de nombreux sites chimiques).
- ✓ chélateurs et bioadsorbants.

Exemple de bio-coagulant

Le cactus est une plante xérophytique originaire des régions arides. Cette plante a été utilisée pour traiter des rejets liquides chargés en matières en suspension (Edzwald et *al.* 2015).

Chapitre III : Matériels et méthodes

Dans le but d'étudier les propriétés phytochimiques et physico-chimiques de la mousse d'olivier (*Brachytecium illecelirum*), différentes expérimentations ont été réalisées au sein du laboratoire Physico-chimique et celui de la Microbiologie de l'UMMTO, pendant une durée de trois mois, parmi les expérimentations effectuées nous citons :

- Préparation de la poudre de la mousse d'olivier ;
- Screening phytochimique ;
- Détermination des propriétés physico-chimiques : acidité, pH, humidité, teneur en cendres, la matière grasse, sucres (totaux et réducteurs), indice de gonflement ;
- Dosage des substances bioactives (mucilage, chlorophylle, flavonoïdes, poly-phénols et caroténoïdes) ;
- Activité anti-oxydante ;
- Activité anti microbienne ;
- Teste coagulation-floculation ;

I.1 Matériel

I.1.1 Matériel végétal

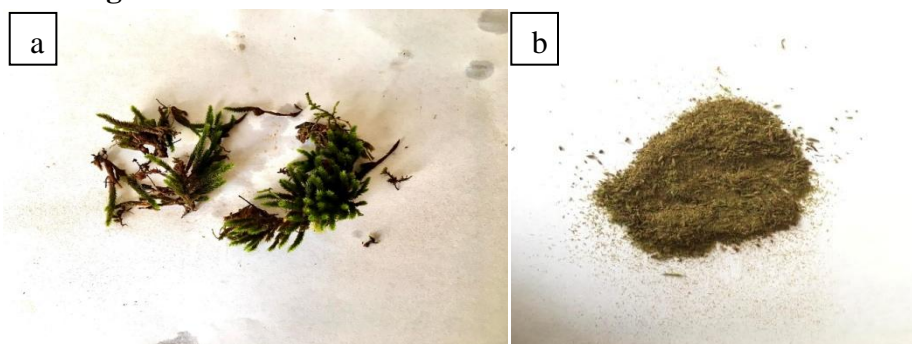


Figure 6: Aspect de la mousse d'olivier (*Brachytecium illecelirum*)

a) mousse fraîche; b) mousse sèche sous forme de poudre (photo personnelle. 2022).

La mousse d'olivier (*Brachytecium illeceliru*) a été récoltée à Thiniri, village de béni-mendés commune Boughni à une altitude de 450 m, le 19 mars 2022 (période d'hiver).

I.1.2 Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé est composée de deux souches bactériennes *Escherichia coli* 25922 ATCC et *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 qui proviennent du laboratoire de microbiologie de l'UMMTO.

I.2 Méthodes d'analyses

I.2.1 Analyse phytochimique de la poudre de la mousse d'olivier

Afin de mettre en évidence la présence ou l'absence de certains métabolites secondaires, un criblage phytochimique de l'infusion de la mousse d'olivier a été réalisé selon les méthodes standards de screening photochimique (Dahou et *al.* 2003. Kumar et *al.* 2010).

La quantité de la substance recherchée est proportionnelle soit à l'intensité du précipité formé (trouble) ou l'intensité de la couleur.

I.2.1.1 Préparation de l'infusion

Mode opératoire

- 20g de poudre de la mousse d'olivier ont été macérés dans 100 ml d'eau distillée.
- Le mélange est porté à l'ébullition pendant 15 min.
- Le filtrat obtenu (Figure 8) est ajusté à 100 ml d'eau distillée.

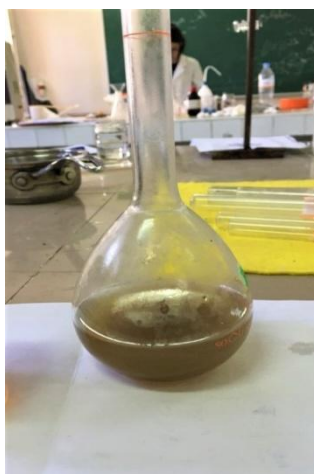


Figure 7 : Aspect de l'infusion de la mousse d'olivier (photo personnelle. 2022).

I.2.1.2 Recherche des anthocyanes

5 ml de l'infusion de la mousse d'olivier sont introduits dans un erlenmeyer, additionnés de quelques gouttes d'HCl. Une réaction positive se traduit par une coloration rouge en présence des anthocyanes.

I.2.1.3 Recherche des tannins

Quelques gouttes de la solution FeCl_3 (5%) sont ajoutées à 5 ml de l'infusion de la mousse d'olivier. Une coloration bleue noire de la solution identifie la présence des tannins.

I.2.1.4 Recherche des tannins galliques

5ml du filtrat ont été saturés par l'acétate de sodium (CH_3COONa), puis additionnés de quelques gouttes de FeCl_3 . La réaction est dite positive lorsque la coloration bleue foncée apparaît.

I.2.1.5 Recherche des flavonoïdes

Introduire dans 5 ml de l'infusion de la mousse d'olivier, un copeau de Mg et 1 ml d'alcool iso- butanol, la réaction est dite positive lorsque la coloration est rouge orange.

I.2.1.6 Recherche des saponosides

Dans deux tubes à essai fermés, mettez dans l'un 5 ml d'HCl, et l'autre 5 ml d'NaOH ; introduire dans chacun deux à trois gouttes de l'infusion de la mousse d'olivier, ensuite, effectuer une agitation verticale pendant 30 secondes et laisser reposer 15 min.

Une réaction positive est déterminée par la présence ou non d'une mousse persistante.

Deux cas sont possibles :

- **1^{er} cas** : en présence des saponines stéroïdiennes, le même volume de la mousse est observé dans les deux tubes ;
- **2^{ème} cas** : Si la mousse d'olivier contient des saponines tri terpéniques, en milieu basique il y'aura formation d'une mousse quelque fois plus grande par stabilité et par volume.

I.2.1.7 Recherche des quinones libres

2 ml d'HCl (1N) et 20 ml de chloroforme ont été ajoutés à 2 g de la poudre de la mousse d'olivier. Laisser reposer le mélange pendant 3 heures. Après filtration, nous avons ajouté au filtrat 5 ml d'ammoniaque (1 /2 V : V). La réaction est dite positive lorsque la coloration rouge violette apparaît.

I.2.1.8 Recherche des quinones combinées

5 ml d' H_2SO_4 sont additionnés à 2 g de la poudre de mousse d'olivier, le mélange obtenu a été chauffé à reflux pendant 2 heures puis filtré. Par la suite, 20 ml de chloroforme ont été ajoutés au filtrat obtenu, puis la solution a été évaporée à sec, et reconstituée par l'ammoniaque. La réaction est dite positive lorsqu'une coloration rouge se manifeste.

I.2.1.9 Recherche des glucosides

Quelques gouttes d' H_2SO_4 ont été ajoutées à 2 g de la poudre de mousse d'olivier. Une coloration rouge brique ensuite violette se manifeste en présence de glucosides.

I.2.1.10 Recherche des coumarines

20 ml du mélange (éthanol : eau distillée V : V) ont été ajoutés à 2 g de la poudre de mousse d'olivier. La suspension obtenue est bouillie pendant 15 min, puis filtrée et refroidit.

L'ajout de 10 gouttes de la solution KOH (10%) à 3 ou 5 ml du filtrat et quelques gouttes d'HCl à 10% jusqu'à l'obtention d'un milieu fortement acide, cela identifie les coumarines. L'apparition d'un trouble indique la présence des coumarines.

I.2.1.11 Recherche des sennosides

Dans une fiole conique, on mélange 2,5 g de la poudre de mousse d'olivier, 50 ml d'eau distillée et 2 ml d'HCl concentré. Le mélange a été chauffé au bain-marie pendant 15 min. Une fois refroidit on additionne 40 ml d'éther.

La phase organique étherée a été séparée de la phase aqueuse et séchée en présence de sulfate de sodium anhydre ($Na_2SO_4H_2O$). Après, une évaporation a été réalisée suivie d'un refroidissement du résidu pour lequel 5 ml d'ammoniaque (1/2) sont ajoutés.

Les sennosides sont identifiés par une coloration jaune ou orange de la solution. Le chauffage de cette solution au bain-marie pendant 2 min se manifeste par une coloration violette rouge.

I.2.2 Analyses physico-chimiques de la mousse d'olivier

I.2.2.1 Dosage de l'acidité

Le principe de cette méthode consiste en un titrage de l'extrait de mousse d'olivier avec une solution d'hydroxyde de sodium NaOH (0,1N) en présence de phénophtaléine comme indicateur de couleur (NF V 05-101,1974).

Mode opératoire

- Peser 10g de la mousse d'olivier en poudre
- Placer cette poudre dans une fiole conique, puis ajouter 70ml d'eau distillée bouillie et refroidie, puis mélanger jusqu'à l'obtention d'un liquide homogène

- Chauffer le contenu au bain marie pendant 30mn ;
- Refroidir, transvaser quantitativement le contenu de la fiole conique dans une fiole jaugée de 100 ml et compléter jusqu'au trait de jauge avec l'eau distillée, bien mélanger puis filtrer ;
- Additionner 10ml du filtrat à 10ml d'eau distillée ;
- Ajouter trois gouttes de phénolphtaléine toute en agitant, et titrer avec de la solution d'hydroxyde de sodium 0,1N jusqu'à l'obtention d'une couleur rose persistante pendant 30 secondes.

Expression des résultats

L'acidité titrable est calculée selon la formule suivante :

$$A(\%) = \frac{175 \times V1}{V0 \times M}$$

M : masse de la mousse d'olivier en poudre en gramme.

V0 : volume en ml de la prise d'essai.

V1 : volume en ml de la solution de NaOH.

I.2.2.2 Détermination du potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH de la mousse d'olivier a été déterminé grâce à un pH mètre.

Mode opératoire

- Mélanger 4 g de la poudre de mousse d'olivier dans 100 ml d'eau distillée chaude puis laisser refroidir;
- Etalonner le pH mètre en utilisant une solution tampon;
- Prélever un volume V de l'échantillon suffisamment important pour permettre l'immersion de l'électrode;
- Noter ensuite la valeur du pH.

I.2.2.3 Détermination de l'humidité

Un séchage de la poudre de la mousse d'olivier a été effectué dans une étuve à 105 ±03°C jusqu'à avoir un poids constant.

Mode opératoire

- Peser les capsules en aluminium puis les tarer ;
- Peser dans chaque capsule 5g de l'échantillon et les placer dans l'étuve ;
- Retirer les capsules de l'étuve, les placer dans un dessiccateur, après refroidissement, on les pèse.

Expression des résultats

L'humidité est déterminée par la formule suivante :

$$H(\%) = \frac{M1 - M2}{P} \times 100$$

H(%) : l'humidité.

M1 : masse de la capsule + matière fraîche avant séchage.

M2 : masse de la capsule+ matière après séchage.

P : poids de la prise d'essai.

$$\text{Matière sèche \%} = 100 - H\%$$

I.2.2.4 Teneur en cendres

La poudre de la mousse d'olivier a été calcinée à 550°C dans un four à moufle jusqu'à l'obtention des cendres blanchâtres de poids constant, la température a été augmentée progressivement de manière à éviter une calcination violente du produit (NF V 05-113,1972).

Mode opératoire

- Peser 5g de l'échantillon dans des creusets en porcelaine;
- Placer les creusets dans un four à moufle fermé; à une température de 550°±15°C jusqu'à l'obtention d'une couleur blanchâtre de poids constant;
- Retirer les creusets du four et les mettre à refroidir dans le dessiccateur, puis les peser.

Expression des résultats

La teneur en cendres est calculée selon la formule suivante :

$$Mo \% = \frac{M1-M2}{P} \times 100$$

Mo% : matière organique en (g).

M1 : masse de creuset + la masse d'essai.

M2 : masse de creuset après incinération en (g).

P : masse de la prise d'essai.

$$Tc \% = 100 - Mo\%$$

Tc % : teneur en cendres.

I.2.2.5 Dosage des sucres

Deux catégories de sucres ont été mises en évidence à savoir: les sucres totaux et les sucres réducteurs.

Mode opératoire

Avant de lancer les dosages, deux solutions Fehling A et B et les deux filtrats 1 et 2 de compositions suivantes ont été préparés.

Filtrat 1

- Peser 10 g de la poudre de la mousse d'olivier dans un bécher de 100 ml;
- Ajouter 2,5 ml d'acétate de plomb;
- Remplir jusqu'au 2/3 du volume de bécher avec l'eau distillée;
- Agiter à plusieurs reprises et laisser reposer pendant 15 min;
- Ajuster avec d'eau distillée à 100 ml;
- Homogénéiser et filtrer sur un papier filtre et récupérer le filtrat.

Filtrat 2

- Prélever 50ml du filtrat 1 et ajouter 5ml d'HCl concentré;
- Chauffer le mélange au bain marie à 70°C pendant 5 min;
- Neutraliser avec NaOH (10N) en présence de phénolphtaléine à 1%.

I.2.2.6 Dosage des sucres réducteurs

Mode opératoire

- Introduire 5 ml de la solution Fehling A et 5 ml de la solution Fehling B dans un bécher de 500 ml ;
- Ajuster jusqu'à 100ml avec l'eau de robinet ;
- Chauffer le contenu jusqu'à l'ébullition durant 2min ;
- Titrer par le filtrat 1 jusqu'à ce que la teinte bleue disparaisse ;
- Ajouter 2 gouttes de bleu de méthylène et continuer le titrage, jusqu'à ce que la coloration bleue devienne rouge brique ;
- Arrêter le titrage et noter le volume du filtrat 1 dépensé V1.

Expression des résultats

La quantité de sucres réducteurs estimée dans la prise d'essai est calculée selon la formule suivante :

$$Sr = \frac{240}{v \times (v1 - 0.05)}$$

Sr : quantité de sucres réducteurs.

V : volume de la prise d'essai en ml.

V1 : volume du filtrat1 utilisé au titrage.

I.2.2.7 Indice de gonflement

L'indice de gonflement est le volume en millilitre occupé par 1gramme de la poudre de mousse d'olivier, y compris le mucilage qui y adhère, qui a été mis à gonfler dans un liquide aqueux pendant 4 heures (Paris, 1976).

Mode opératoire

Introduire 1 g de la poudre de la mousse d'olivier dans une éprouvette graduée à bouchon rodé, de 20 cm de hauteur sur 20 mm de diamètre :

- Humecter la poudre avec 1 ml d'alcool et ajouter 25 ml d'eau ;
- Agiter énergiquement toutes les 10 min pendant 1 h ;

- Laisser reposer pendant 3 h ;
- Mesurer le volume occupé par la poudre ;
- Effectuer 3 essais simultanément.

Expression des résultats

L'indice de gonflement est déterminé par la moyenne des 3 volumes calculé selon l'équation ci-dessous.

$$IG = (V1 + V2 + V3) / 3$$

IG : indice de gonflement.

V1, V2 et V3 : Volumes occupés par la poudre de mousse d'olivier.

I.2.2.8 Détermination du profil d'acides gras

I.2.2.8.1 Méthode de transestérification à froid au moyen d'une solution méthanolique-d'hydroxyde de potassium

Principe

Les esters méthyliques se forment par transestérification dans une solution méthanolique d'hydroxyde de potassium comme phase intermédiaire avant la saponification.

Mode opératoire

- Dans un tube à bouchon nous avons mis environ 0,1 g d'huile de la mousse d'olivier ;
- Ajouter 2 ml d'heptane ou d'hexane et agiter. Ajouter 0,2 ml de la solution méthanolique (2 N)-hydroxyde de potassium ;
- boucher à l'aide du bouchon muni d'un joint en PTFE ;
- Bien fermer et agiter énergiquement pendant 30 secondes ;
- Laisser reposer jusqu'à ce que la partie supérieure de la solution devienne claire ;
- Décanter la couche supérieure, qui est celle qui contient les esters méthyliques ;
- La solution d'heptane est prête pour l'injection dans le chromatographe ;
- Il est conseillé de maintenir la solution au réfrigérateur jusqu'au moment de l'analyse chromatographique ;
- Il n'est pas recommandé de stocker la solution plus de 12 heures.

I.2.3 Dosage des substances bioactives

I.2.3.1 Extraction et dosage des mucilages

Les mucilages de la mousse d'olivier sont des polysaccharides qui gonflent en contact avec de l'eau, ils sont donc extraits selon la méthode Awar et Samsery R-R, (2003).

Mode opératoire

- Peser 30g de la poudre de mousse d'olivier dans 100ml d'eau distillée ;
- Chauffer à 50°C dans un bain marie pendant 96min ;
- Précipitation du filtrat avec 35ml d'éthanol ;
- Sécher à 40°C ;
- L'ajout de l'éthanol au décocté aqueux va permettre la précipitation des mucilages.

Calcul du rendement

Les mucilages séchés à 40°C sont recueillis en poudre puis pesés. Le rendement des mucilages est calculé selon l'équation suivante :

$$\text{Rendement (\%)} = \frac{M_v}{M_m} \times 100$$

M_m : masse des mucilages obtenus (g). M_v : masse de la matière végétale de départ.

I.2.3.2 Extraction des caroténoïdes

- Prendre 0,1 g de la poudre de mousse ;
- Dissoudre cette poudre dans 1 ml de l'acétone (25%) ;
- Mesurer la densité optique de l'échantillon à 450 nm.

Préparation des dilutions

Les valeurs de la gamme d'étalonnage des caroténoïdes sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau II: Valeurs de la gamme d'étalonnage des caroténoïdes.

Dilutions	10^{-1}	10^{-2}	10^{-3}	10^{-4}	10^{-5}	10^{-6}	10^{-7}	10^{-8}
DO à 450 nm	1,44	0,937	0,118	0,075	0,106	0,129	0,079	0,108
[C] massique (mg/l)	200	2	0,2	0,02	2×10^{-3}	2×10^{-4}	2×10^{-5}	2×10^{-6}

I.2.3.3 Dosage des flavonoïdes

La méthode trichlorure d'aluminium $AlCl_3$ (Kosalec et *al.* 2004) a été adoptée pour quantifier les flavonoïdes dans les différents extraits obtenus.

Mode opératoire

- Préparation de l'échantillon (0.5g de poudre de mousse + une quantité d'eau distillé) ;
- Prendre 1 ml d'extrait de l'échantillon ;
- Ajouter 1 ml d' $AlCl_3$ à 2% ;
- Incubation pendant 10 min à l'ombre à la température ambiante ;
- Mesure de l'absorbance à 430 nm.

I.2.3.4 Extraction et dosage des polyphénols

La poudre du matériel végétale (0.25 g) a été soumise à une extraction par macération dans deux solvants : l'eau distillée et l'éthanol (10 ml) pendant 72h puis les extraits ont été filtrés.

Le protocole de dosage des polyphenols totaux adopté (Singleton et *al.*1999) est le suivant :

- Prendre un volume de 0.5 ml d'extrait d'échantillon ;
- Ajouter 5 ml d'eau distillée ;
- Bien mélanger ;
- Ajouter 0.5 ml de réactif de Follain – CIO CALTEN'S ;
- Laisser reposer 3 min ;
- Ajouter 0.5 ml de carbonate de sodium (25%) ;
- Bien mélanger ;
- Incuber pendant une heure à température ambiante et à l'abri de la lumière ;
- Mesurer l'absorbance à 760 nm.

Courbe d'étalonnage

La concentration en composés phénoliques totaux a été déterminée en se référant à la droite d'étalonnage obtenue en utilisant l'Acide Gallique comme standard d'étalonnage, les dilution de l'acide gallique et leurs concentrations ainsi leurs absorbances sont représentées dans le tableau III

Tableau III : Différentes dilutions de l'acide gallique, leurs concentrations ainsi leurs absorbances.

[C] (mg/ml)	0	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
Acide Gallique (U)	0	100	200	300	400	500	600	700	800	900	1000
Eau distillée (ul)	1000	900	800	700	600	500	400	300	200	100	0
Dilutions	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
DO à 760 nm	0.00	0.28	0.51	0.54	0.55	0.69	0.78	0.97	1.98	1.99	2.00

I.2.3.5 Extraction et dosage de la chlorophylle

- 2 g de la poudre de la mousse étudiée ont été macérés dans 20 ml d'eau distillée pendant 30 min ;
- Les densités optiques du filtrat sont déterminées à 660 nm et 642,5 nm.

Expression des résultats

Chlorophylle totale = $(712 \times A_{660}) + (16,8 + A_{642,5})$

Chlorophylle a = $(9,93 \times A_{660}) - (0,777 \times A_{644})$

Chlorophylle b = $(17,6 \times A_{660}) - (2,81 \times A_{642,5})$

I.2.4 Activité anti-oxydante

I.2.4.1 Principe du test du DPPH

Le test du DPPH permet de mesurer le pouvoir anti radicalaire de molécules pures ou d'extraits végétaux. Il mesure la capacité d'un antioxydant (AH, composés phénoliques généralement) à réduire le radical chimique DPPH par transfert d'un hydrogène. Le DPPH de couleur violette se réduit en 2,2-diphényl -1- picryl Hydrazine de couleur jaune en captant un atome d'hydrogène (Kim et *al.* 2002).

I.2.4.2 Préparation des extraits

I.2.4.2.1 Extrait aqueux 1

Prendre 0.25 g de la poudre de mousse d'olivier et l'introduire dans 10 ml d'eau distillée.

I.2.4.2.2 Extrait aqueux 2

Peser 0.25 g de mucilage ensuite l'introduire dans 10 ml d'eau distillée.

I.2.4.2.3 Extrait Ethanolique 1

Peser 0.25 g de la poudre de mousse d'olivier ensuite l'introduire dans 10 ml d'éthanol.

I.2.4.2.4 Extrait éthanolique 2

0.25 g de mucilage dans 10 ml d'éthanol.

- Préparation du réactif DDPH

- Mélanger 80 ml du méthanol avec 20 ml d'eau distillée ;
- Ajouter 0.004g du réactif DDPH;
- Agiter et couvrir avec le papier aluminium.

Mode opératoire

- Ajouter 0,1 ml de chaque extrait à 2,9 ml de DDPH préparé ;
- Incuber à l'obscurité pendant 30 min ;
- Mesurer la densité optique à 517 nm.

I.2.5 Activité anti microbienne

L'évaluation de l'activité antibactérienne des extraits aqueux et éthanolique de la mousse d'olivier et l'extrait pur de mucilage a été effectuée contre deux souches *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 et *Escherichia coli* 25922 ATCC)

I.2.5.1 Préparation des extraits de l'activité anti microbienne.

Le protocole de préparation des différents extraits de l'activité anti microbienne sont résumés dans le tableau suivant :

Tableau IV: Préparations des extraits de l'activité anti microbienne.

Extrait aqueux	0,25 g de la poudre de la mousse d'olivier sont macérer dans 10 ml d'eau distillée pendant 72 h à 4°C.
Extrait éthanolique	0,25 g de la poudre de la mousse d'olivier sont Macérer dans 10 ml d'éthanol pendant 72 h à 4°C.
Extrait pure	0,25g Mucilage de la poudre de la mousse d'olivier sont marcérer dans 10 ml d'eau distillé pendant 72h a 4°C.

I.2.5.2 Préparation des milieux

Le milieu de culture utilisé est la gélose Muller Hinton (MH) pour le repiquage des bactéries et pour réaliser l'antibiogramme.

I.2.5.3 Préparation des disques

Des disques de papier Wattman de 6mm de diamètre ont été élaborés, ces disques sont mis dans un tube à essai pour les stériliser et sont conservés jusqu'à leur utilisation.

I.2.5.4 Test de stérilité de la gélose Mueller-Hinton

Verser la gélose MH dans chacune des boîtes de Pétri, puis l'étaler en pratiquant des mouvements circulaires sur l'ensemble des boîtes, laisser refroidir. Recouvrir ces boîtes avec du papier cellophane puis avec du papier aluminium, ensuite les incuber dans l'étuve à 37°C pendant 24h.

I.2.5.5 Repiquage des souches

Prendre deux boîtes de Pétri contenant la gélose MH, et ensemer dans chacune des boîtes, la souche *E. coli* ATCC 25922 et *S. aureus* ATCC 25923 grâce à une pipette Pasteur, ensuite incuber à 37°C pendant 18h à 25 h.

I.2.5.6 Standardisation des cultures bactériennes

Prélever quelques colonies des souches étudiées grâce à une pipette Pasteur, ensuite déposer les colonies de chaque souche dans un tube contenant 10 ml de l'eau physiologique, puis mesurer la densité optique (DO) de chaque suspension bactérienne à 620 nm. La DO doit varier entre 0,08 et 0,1.

I.2.5.7 Ecouvillonnage

Ensemencer sur chaque boîte une petite quantité de 0,1 ml de chaque suspension bactérienne par écouvillonnage en utilisant un écouvillon stérile toute en tournant la boîte à chaque fois environs 60°, pour assurer une distribution homogène des bactéries.

Mode opératoire

- A l'aide d'une pince stérile, déposer les disques du papier à la surface de la gélose ;

- Imbiber les disques préparés par 10 µl de chaque extrait préparé ;
- La gélose Mueller-Hinton stérile a été coulée dans des boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre jusqu'à une épaisseur de 4 mm puis laissées refroidir ;
- Les boîtes de Pétri ont étéensemencées par les souches bactériennes isolées à l'aide d'un écouvillon stérile, en tournant à chaque fois la boîte environ 60° de telle sorte à assurer une distribution homogène des bactéries ;
- Les boîtes ont été incubées dans une étuve à 37°C pendant 18 à 20 h ;
- L'activité antimicrobienne est déterminée en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition produite autour des disques après la durée d'incubation à la température du germe testé.

Lecture

La lecture se fait par la mesure des diamètres des zones d'inhibition et peut être symbolisée par des signes, selon la sensibilité des souches *vis-à-vis* de l'extrait (Ponce et *al.* 2003). Le tableau suivant représente les interprétations des diamètres des zones d'inhibition.

Tableau V: Tableau de lecture des résultats de l'activité antimicrobienne (Ponce et *al.* 2003).

Souche résistante ou non sensible (-)	Diamètre < 0.8 cm
Souche sensible (+)	Diamètre entre 0.9 et 1.4 cm
Souche très sensible (+ +)	Diamètre entre 1.5 et 1.9 cm
Souche extrêmement sensible (+ + +)	Diamètre > 2.0 cm

I.2.6 Méthode d'échantillonnage des eaux

Le traitement des eaux nécessite un échantillonnage de l'eau à partir de chaque étape de traitement. Dans notre cas, nous avons réalisé un échantillonnage à partir d'eau brute et d'eau de lavage.

En effet, une eau brute d'origine superficielle ou profonde, est souvent trop chargée en particules ou en polluants divers. L'eau de lavage **est** chargée en substances toxiques, considérées comme polluante.

Dans une STEP l'épuration des eaux passe par différentes étapes. Dans le présent mémoire, nous allons présenter qu'une seule étape qu'est la coagulation-floculation.

I.2.6.1 Coagulation-Floculation

Dans le but d'étudier l'effet de la plante (mousse d'olivier *Brachytecium illeceiru*) sur le pH et la turbidité de l'eau brute et de lavage, une série des essais de coagulation-floculation on été réalisés.

Mode opératoire

- On pèse chaque bio coagulant (mousse) à laide d'une balance électrique pour avoir la dose suivante (10 mg ,20 mg, 30 mg, 40 mg, 50 mg, 60 mg) ;
- On mesure la turbidité de l'eau brute à l'aide d'un turbidimètre ;
- On lave bien les béchers ;
- On remplit les six béchers avec de l'eau brute (1000 ml) ;
- On place chaque bécher sous l'agitateur et on submerge les palettes ;
- On injecte le bio coagulant en faisant varier sa dose dans chaque bécher ;
- On allume le jar test (Figure 8) à la vitesse de 150 tours pendant 5 min ;
- Après un temps total d'agitation rapide, on réduit la vitesse à une vitesse lente de 30 Tr/min pendant 20 min ;
- On arrête l'agitation, et on retire les palettes avec précaution ;
- On laisse l'eau décanter pendant deux heures, on mesure la turbidité de l'eau après 1 heure de décantation puis après 2 heures de décantation.



Figure 8: Jar-test du laboratoire de traitement des eaux de l'UMMTO.



Figure 9: Turbidimètre du laboratoire de traitement des eaux de l'UMMTO.

Chapitre IV : Résultats et discussion

I.1 Résultats d'analyse phytochimique

Le tableau suivant représente les résultats des composés phytochimiques présents dans la poudre de mousse d'olivier.

Tableau VI: Résultats d'analyse phytochimique de la mousse d'olivier.

Substances phytochimiques	Résultat
Anthocyanes	-
Tannins	-
Tannin galliques	-
Flavonoïdes	-
Saponosides	-
Quinones libre	-
Quinones combinées	-
Glucosides	+
Coumarines	+
Sennosides	-

(-) : Négatif, (+) : positif.

L'analyse phytochimique effectuée sur la poudre de mousse d'olivier a mis en évidence la présence de : glucosides, coumarines et l'absence d'autres substances phytochimiques telles que : les anthocyanes, tannins, tannins galliques, flavonoïdes, saponosides, quinones libres, quinones combinés et sennosides. Nos résultats sont similaires à ceux signalés par Trease et *al.* (2002) qui ont analysé deux mousses (*Bryum argenteum* et *Bryum cellulare*) et qui ont mis en évidence la présence de glucosides, coumarines et l'absence de certains composés bioactifs.

I.2 Résultats d'analyses physico-chimiques

La mousse étudiée contient les caractéristiques suivantes : une acidité de 8,75 %, un pH neutre de 7,60, un taux d'humidité élevée de 14% et une matière sèche de 86%, l'indice de gonflement = 9,15 Cm³, un taux élevé en matière organique de 83% et un taux faible en cendres de 17%.

Peu nombreux, les travaux réalisés sur l'étude physico-chimique des mousses. Des différences ont été observées dans cette étude par rapport à d'autres travaux antérieurs. Money et *al.* (1998) ont trouvé que la mousse *Brachythecium rutabulum* présente un taux d'humidité de 30%. Ceci peut être expliqué par une différence au niveau de plusieurs paramètres tels que : la différence du site de récolte y compris l'environnement de la mousse, la lumière, la saison, la période de récolte, le patrimoine génétique, la procédure d'extraction utilisée (Sujana et *al.* 2013), tandis que chez la mousse de sphaigne, a un pH d'environ 5,5 à 6,0. Les niveaux de pH varient en fonction de l'emplacement et de la composition du sol car les organismes jouent un rôle important dans le processus de création d'acidité ou d'alcalinité nécessaire à la croissance des plantes (Joel, 2022).

Tableau VII : Résultats d'analyses physico-chimiques

Analyses physico-chimiques	Résultats
Acidité titrable (%)	8,75±0,15
pH	7,71±0.022
Humidité (%)	14±0
Matière sèche	86±0
Indice de gonflement (cm ³)	9,15± 1,66
Matière organique (%)	83±3,44
Taux de cendres (%)	17±0,001
Dosage de sucres totaux	-
Dosage de sucres réducteurs	-

I.3 Composition en acides gras de la poudre de la mousse

Les différents acides gras qui composent la poudre de mousse d'olivier sont résumés dans le tableau VIII.

Tableau VIII : Composition de la mousse d'olivier en acides gras.

Acides gras	Dénomination	Pourcentage
C10 :0	Acide caprique	1,21
C12 :0	Acide caurique	1,11
C14 :0	Acide myristique	1,64
C16 :0	Acide palmitique	20,15
C16 :1 ω 7	Acide palmitoléique	1,15
C18 :0	Acide stéarique	1,69
C18 : 1 ω 9	Acide oléique	10,01
C18 : 2ω6	Acide linoléique	13,63
C18 : 3 ω 3	Acide linolénique	17,77
C20 :0	Acide arachidonique	1,16
C20 : 1 ω 9	Acide gondoïque	1,06
C22 :0	Acide Behénique	8,56
C22 :1	Acide érucique	3,85
Acides Gras Saturés		35,52
Acides Gras Mono insaturés		16,07
Acides Gras Poly insaturés		31,4

D'après le tableau VIII, nous constatons que la poudre de la mousse d'olivier est riche en acides gras dont : les acides gras saturés et poly insaturés. Par contre, les acides gras mono insaturés sont présents à faible teneur. La matière grasse extraite de la mousse d'olivier contient l'acide palmitique (20,15 %), d'acide linoléique (17,77 %), l'acide linoléique (13,63 %) et oléique (10,01 %). Certains acides gras de la poudre de mousse d'olivier *Brachytecium illecehirum*, ont été retrouvés chez *Hypogymnia physodes*, une espèce de lichen qui appartient a la famille des *Parmeliaceae*, tels que : l'acide laurique (4,3 %), myristique(2,5 %), palmitique(52,7 %), palmitoléique(0,4 %), stéarique(7,7 %), oléique(5,5 %), , linoléique(8,3 %), linoléique(9,7 %), et l'arachidique(6,2 %)(Thi huyen vu.(2014) . Cette différence de quantité est peut être due à la variation d'espèce, elles n'appartiennent pas à la même famille et la méthode d'extraction de la matière grasse utilisée.

Tableau IX: Composition en acides gras de l'huile de la mousse d'olivier (Ollivier, et *al.* 2005.).

Acide gras	Dénomination	moyenne centrée
C16:0	Acide palmitique	11,8 %
C16:1 ω 9	Acide hypogéique	0,12 %
C16:1 ω 7	Acide palmitoléique	0,81%
C17:0	Acide margarique	0,08%
C17:1 ω 8	Acide margaroléique	0,15%
C18:0	Acide stéarique	2,2%
C18:1 ω 7	Acide vaccénique	2,3%
C18:1 ω 9	Acide oléique	72,6%
C18:2 ω 6	Acide linoléique	7,9%
C18:3 ω 3	Acide linoléinique	0,65%
C20:0	Acide arachidonique	0,37%
C20:1 ω 9	Acide gondoique	0,28%
C22:0	Acide béhénique	0,11%
C24:0	Acide lignocérique	0,05%
Acide gras saturés		14,8%
Acides gras mono insaturés		76,6%
Acides gras polyinsaturés		8,6%

Selon le tableau VIII et le tableau IX, nous constatons que, certains acides gras qui ont été retrouvés chez la mousse d'olivier *Brachytecium illecehirum* sont présents dans l'huile d'olive, tel : l'acide arachidonique, oléique, palmitique, palmitoléique, linolinique et linoléique, avec des quantités différentes. Nous constatons aussi que, l'huile d'olive contient une grande quantité d'acide gras mono insaturés (76,6%) qui est supérieure à celle de la mousse d'olivier (16,07%), tandis que, les acides gras polyinsaturés sont présents avec une quantité faible de 8,6% dans l'huile d'olive.

Un des effets bénéfiques majeurs de l'acide linoléique et de l'acide oléique sur la santé est de diminuer les taux de mauvais cholestérol dans le sang (LDL) lorsque ces acides gras sont consommés en remplacement d'une partie des acides gras saturés. Ainsi, ils diminuent les risques de développement de maladies cardiovasculaires. Le statut de l'acide arachidonique n'est pas si clairement défini. Principal précurseur des eicosanoïdes, il est associé à l'augmentation des maladies cardiovasculaires et de l'inflammation dans certaines études, alors que d'autres ont montré des effets protecteurs.

I.4 Résultats du dosage de substances bioactives

Les substances bioactives de la mousse d'olivier sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau X: Substances bioactives de la mousse d'olivier.

Substances	Concentrations
Flavonoïdes (mg EQ/g Extrait)	2,3191± 0 ,15
Caroténoïdes (mg /L)	84,7± 0,18
Polyphénols (ug EAG/ml)	8,02±0,038
Chlorophylle A	11,65
Chlorophylle B	18,51
Chlorophylle Total	34,21

La mousse d'olivier analysée présente une concentration en flavonoïdes de 2.3191 mg EQ/g extrait. Cette concentration est supérieure à celle de la mousse *Hypnum oldhamii* qui est de 1.8 mg EQ / g (Wang et al. 2017). Elle est riche aussi en caroténoïdes (84,7 mg/l.). Cette teneur est supérieure à celle de l'espèce de mousse '*Pleuzorium*' qui se caractérise par une plus faible concentration en caroténoïdes, 15 mg.g⁻¹. (Martin, (1980). Ces composés sont abondants chez les mousses acclimatées au soleil, en protégeant la chlorophylle contre les photodommages.

Les polyphénols sont aussi présents dans la mousse étudiée avec une teneur de (8,02 ug EAG/ml) supérieure à celle de la mousse du pin *Hypnales* (2,5 EAG ug /ml) est similaire à celle de la mousse de sapin *Hypnales* (8 ug/ml) (Dilks et al.1979).

Nous expliquons que, la variation de la concentration en polyphénols, caroténoïdes et en chlorophylle dépend de l'espèce et le milieu où elle se développe.

Le rapport de la chlorophylle A/ chlorophylle B de la mousse *Brachytecium illecelirum* est de 0.62, il est inférieure au rapport de la chlorophylle a/ b de la mousse *Leucobryum glaucu*. (Martin, Craig Edwin et al. (1984). La disponibilité de la chlorophylle dépend de l'espèce, des conditions de croissance (exposition à la lumière) et de la méthode d'extraction.

I.5 Résultats d'activité antioxydante

La figure 10 illustre qu'il y'a un changement de la couleur du réactif DDPH du violet au jaune, cette couleur est due à la réduction de ce radical par les différents extraits testés

Nous remarquons que, l'extrait aqueux de la mousse d'olivier et l'extrait éthanolique du mucilage de la mousse présentent une activité antioxydante intéressante avec les mêmes pourcentages d'inhibition du DDPH qui est de 36% (Tableau XI). Les autres extraits ont des pourcentages moins faibles.

Nous comparons les résultats obtenus à d'autres travaux de recherche, nous pouvons déduire que, l'activité antioxydante de la mousse *Brachytecium illecelirum* est plus élevée que celle de *Ceratodon purpureus*, avec un pourcentage d'inhibition de 13 %. L'activité inhibitrice du radical DDPH de chacune de ces espèces pourrait être liée à la contenance en composés phénoliques particulièrement les flavonoïdes qui sont responsables de l'effet piègeur des radicaux libres (Zhang et al. 2016), et peut être aussi expliquée par l'effet de

l'activité de l'eau qui joue un rôle important dans l'hydrolyse et l'oxydation de la chlorophylle en radicaux libres.

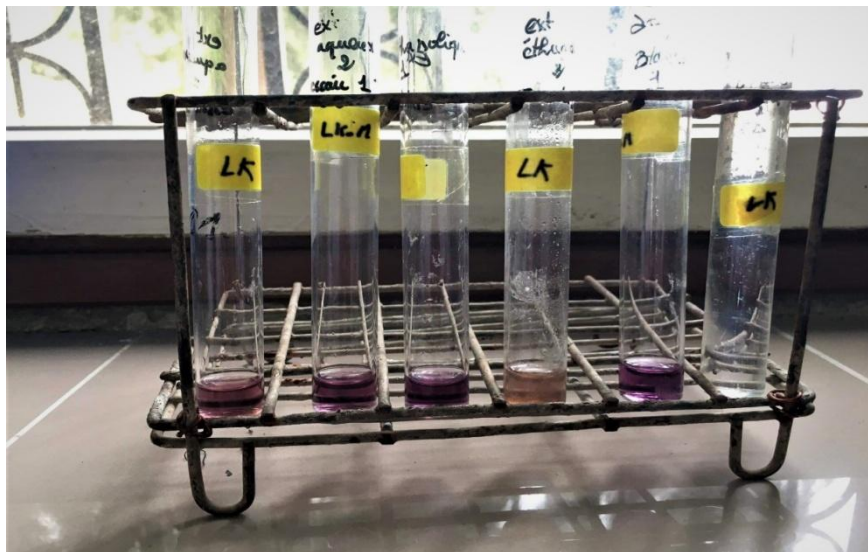


Figure 10: Résultats de l'activité anti-oxydante de la poudre de la mousse *Brachytecium illecehirum* (photo personnelle. 2022)

Tableau XI : Pourcentages d'inhibition du radical DDPH de chaque extrait testé.

Extraits	Aqueux 1 : poudre de mousse + eau distillée	Aqueux 2 : mucilage Eau distillée	Ethanolique 1 Poudre de mousse + éthanol	Ethanolique 2 mucilage +éthanol
% d'inhibition	36%	33%	23,8%	36%

I.6 Résultats de l'activité anti microbienne

Selon les résultats mentionnés dans le tableau ci-dessous, nous remarquons qu'il n'y a pas de formation de zone d'inhibition dans l'extrait aqueux (poudre de mousse + eau distillée) et l'extrait pur (mucilage + eau distillée) de la poudre de mousse contre les souches *Escherichia coli* 25922 ATCC et *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, Par contre, il y'a apparition de faible zone d'inhibition en testant l'extrait éthanolique de la mousse, cela

explique le pouvoir d'éthanol comme un bon solvant d'extraction des substances antibactériennes.

Nous pouvons conclure que, les extraits aqueux et ses mucilages n'ont montrer aucune zone d'inhibition, donc n'ont pas un effet antibactérien sur les deux souches *Escherichia coli* 25922 ATCC et *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, Par contre, l'extrait éthanolique de la mousse a exercé un effet antibactérien avec des zones d'inhibition faibles respectivement ($0,5 \pm 0,59$ cm, $0,86 \pm 0,54$ cm) *vis-à-vis* les souches *Escherichia coli* 25922 ATCC et *Staphylococcus aureus* ATCC 25923.

Tableau XII: Résultats de l'activité antibactérienne des différents extraits de la mousse d'olivier contre la souche *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 et *Escherichia coli* 25922ATCC.

Souche	<i>Staphylococcus aureus</i> ATCC 25923				
Extraits	Pur	Ethanolique	aqueux	Référence eau distillée	Référence éthanol
Résultats	Aucune zone d'inhibition	$0,5 \pm 0,59$ cm	Aucune zone d'inhibition	Aucune zone d'inhibition	$0,5 \pm 0,59$ cm
Sensible ou résistante	Résistante (-)	Très sensible (++)	Résistante (-)	Résistante (-)	Très sensible (++)
Souche	<i>Escherichia coli</i> 25922 ATCC				
Extraits	Pur	Ethanolique	aqueux	Référence eau distillée	Référence éthanol
Résultat	Aucune zone d'inhibition	$0,86 \pm 0,54$ cm	Aucune zone d'inhibition	Aucune zone d'inhibition	$0,86 \pm 0,54$ cm
Sensible ou résistante	Résistante	sensibles	Résistante	Résistante	extrêmement sensible

	(-)	(+)	(-)	(-)	(+++)
--	-----	-----	-----	-----	-------

I.6.1 Résultats du test coagulation- floculation

Selon les résultats du tableau XIII, nous remarquons que, la turbidité de l'eau sans biocoagulant (poudre de mousse d'olivier) présente une valeur de 2,9 NTU durant les deux périodes d'agitation. Cette valeur indique que l'eau est plus au moins chargée en matières en suspension en comparant à celle préconisée par la norme.

Nous remarquons que, l'augmentation de la quantité de l'agent biocoagulant (poudre de mousse d'olivier) favorise la diminution de la turbidité jusqu'à atteindre sa valeur minimale de 0,4 NTU à partir de la concentration de 40 mg/L on parle à cette concentration de seuil de saturation des sites actifs (neutralisation de toutes les charges), au-delà de cette concentration la turbidité augmente en fonction de la dose de biocoagulant.

Nous pouvons conclure que, nous pouvons utiliser la poudre de mousse d'olivier comme un agent biocoagulant à une concentration ne dépassant pas 20 mg/L.

En comparant nos résultats à ceux de achacha et *al.* 2021, qui ont utilisé la graine de caroube comme bio-coagulant pour réduire la turbidité des eaux de surface du barrage (Kaddara-Boumerdes, Algérie). Ces auteurs ont montré qu'avec une dose de 4 ml/L d'eau, un pH de 7,0, et une vitesse d'agitation de 150 tr / min avec une turbidité initiale de 43 NTU, une élimination optimale de la turbidité ($76,96 \pm 0,31\%$) a été obtenue.

Tableau XIII: Résultats du test coagulation-floculation de la poudre de mousse d'olivier *Brachytecium illecehirum* sur l'eau brute.

Type d'eau	Eau brute							
	Dose (mg)	10	20	30	40	50	60	Témoin
Turbidité avant agitation	1.9							1.9
Turbidité après 1h d'agitation (NTU)	0.7	0.20	0.5	0.4	1.7	1.6	2.9	
Turbidité après 2h d'agitation (NTU)	1.6	0.5	0.2	1.2	2	2.1	2.9	
pH initial	7.05							
pH final	7,18							

Les résultats du tableau XIV démontrent que, L'ensemble des doses d'extrait de la mousse d'olivier favorisent l'augmentation de la turbidité de l'eau brute analysée. Cette augmentation s'explique par la nature des charges des matières en suspension de l'eau brute qui sont similaires à celles des substances de l'extrait aqueux de la mousse d'olivier.

L'utilisation de l'eau comme solvant favorise la solubilisation des substances polaires et la libération des molécules soit chargées positivement (acides organiques) ou négativement (acides phénoliques). Nous pouvons conclure que, l'extrait aqueux de la mousse d'olivier n'est pas préconisé comme agent biocoagulant.

Tableau XIV: Résultats du test coagulation-floculation de l'eau brute en utilisant l'extrait de la poudre de la mousse d'olivier *Brachytecium illecelirum*.

Type d'eau	Eau brute						
	1	2	3	4	5	6	Témoin
Turbidité avant agitation NTU	1.9						1.9
Turbidité après 1h d'agitation NTU	3.5	15.3	13.5	16.1	31.9	34	2.9
Turbidité après 2h d'agitation NTU	4.1	12.3	14	17.4	31.9	38	2.9
pH de l'eau brute initiale	7.30						

Les résultats du tableau XV révèlent que, l'eau de lavage est trop troublée et possède une turbidité très élevée 193 NTU, elle est très riche en matières en suspension.

La poudre de mousse d'olivier a baissé la turbidité de l'eau de lavage à une teneur très faible. La concentration de 30 mg /L de poudre de mousse d'olivier exerce un effet meilleur comme agent biocoagulant en diminuant la turbidité de l'eau de lavage à la faible valeur de turbidité 0,2 NTU. A cette concentration, toutes les charges des particules en suspension sont neutralisées par les molécules libérées de la poudre de mousse d'olivier. Au-delà de cette concentration on atteint le seuil de saturation. Nous pouvons conclure que, la poudre de mousse d'olivier a un effet coagulant très important, il serait intéressant de l'utiliser comme agent biocoagulant des eaux de lavage.

Tableau XV : Résultats du test coagulation-floculation de l'eau de lavage en utilisant la poudre de mousse d'olivier *Brachytecium illecelirum*

Type d'eau	Eau de lavage					
	Dose (mg)	10	20	30	40	50
Turbidité avant agitation (NTU)	193					
Turbidité après 1h d'agitation (NTU)	2	2,4	1,3	2,9	13	2,8
Turbidité après 2h d'agitation (NTU)	1,6	0,5	0,2	1,2	2	2,1
pH initial de l'eau de lavage	7,36					

pH final	7,07
-----------------	------

Les résultats du tableau XVI indiquent que, les doses testées de l'extrait aqueux de la mousse d'olivier ont diminué la turbidité de l'eau de lavage à des différentes valeurs de turbidité.

On constate que, la dose 1/1000 ml de l'extrait de mousse d'olivier exerce un effet meilleur comme agent biocoagulation en diminuant la turbidité de l'eau de lavage à une faible valeur de turbidité de 2,3 NTU. Nous pouvons conclure que, l'extrait aqueux de la mousse d'olivier *Brachytecium illecelirum* est très efficace comme un bio coagulant pour le traitement des eaux de lavage.

Tableau XVI: Résultats du test coagulation-floculation de l'eau de lavage en utilisant de l'extrait de mousse d'olivier *Brachytecium illecelirum*.

Type d'eau	Eau de lavage			
	1	2	3	4
Turbidité avant agitation (NTU)	148			
Turbidité après 1h d'agitation (NTU)	2,3	4,4	10,9	16,9
Turbidité après 2h d'agitation (NTU)	3,4	7	10,8	4,5

pH de l'eau lavage	7,50
-----------------------------------	------

La poudre de mousse d'olivier a un pouvoir coagulant qui permet la diminution de la turbidité de l'eau brute et l'eau de lavage à des concentrations respectivement de 20 mg/L et 30 mg/L, par contre, l'extrait aqueux de cette poudre exerce un effet coagulant uniquement sur l'eau de lavage en diminuant sa turbidité à une dose de 1/1000ml.

La poudre de mousse d'olivier et son extrait peuvent être utilisés comme agents biogoagulants pour le traitement des eaux brutes et de lavage en substituant le sulfate d'aluminium comme coagulant chimique, qui est toxique et coûteux.

Conclusion

Cette étude nous a permis de caractériser les propriétés physico-chimiques, biologiques et fonctionnelles de la mousse d'olivier *Brachytheceium illecebrum*.

L'analyse phytochimique de cette mousse a mis en évidence la présence des glucosides et des coumarines, les analyses physico-chimiques ont démontré la richesse de la mousse d'olivier en eau, en matières organiques, et substances nutraceutiques (polyphénols, flavonoïdes et caroténoïdes, chlorophylle et acides gras essentiels). Ces substances sont responsables de l'activité anti-oxydante.

Les différents extraits (éthanoliques et aqueux) de cette souche n'ont aucune activité antibactérienne contre les souches testées.

La poudre de mousse d'olivier et son extrait aqueux ont exercé un effet biocoagulant de traitement des eaux brutes et de lavage du barrage de Taksebet, en réduisant la turbidité respectivement à de 0,4 NTU pour une dose de 40mg/1000 ml de l'eau brute et de 2,3 NTU en utilisant 1ml d'extrait de mousse pour 1000ml de l'eau de lavage.

L'utilisation de la poudre de cette plante comme bio-coagulant entraîne une diminution d'utilisation des agents flocculants chimiques et moins de dépenses, grâce à son efficacité, à son abondance et sa biodégradabilité.

Comme perspectives, il serait intéressant de poursuivre la présente étude afin de développer d'autres propriétés et d'autres applications dans les différents domaines.

Conclusion

Cette étude nous a permis de caractériser les propriétés physico-chimiques, biologiques et fonctionnelles de la mousse d'olivier *Brachytheceium illecebrum*.

L'analyse phytochimique de cette mousse a mis en évidence la présence des glucosides et des coumarines, les analyses physico-chimiques ont démontré la richesse de la mousse d'olivier en eau, en matières organiques, et substances nutraceutiques (polyphénols, flavonoïdes et caroténoïdes, chlorophylle et acides gras essentiels). Ces substances sont responsables de l'activité anti-oxydante.

Les différents extraits (éthanoliques et aqueux) de cette souche n'ont aucune activité antibactérienne contre les souches testées.

La poudre de mousse d'olivier et son extrait aqueux ont exercé un effet biocoagulant de traitement des eaux brutes et de lavage du barrage de Taksebet, en réduisant la turbidité respectivement à de 0,4 NTU pour une dose de 40mg/1000 ml de l'eau brute et de 2,3 NTU en utilisant 1ml d'extrait de mousse pour 1000ml de l'eau de lavage.

L'utilisation de la poudre de cette plante comme bio-coagulant entraîne une diminution d'utilisation des agents flocculants chimiques et moins de dépenses, grâce à son efficacité, à son abondance et sa biodégradabilité.

Comme perspectives, il serait intéressant de poursuivre la présente étude afin de développer d'autres propriétés et d'autres applications dans les différents domaines.

Liste des références bibliographiques

1. Amrani, C. (2017). Etude de la qualité de l'eau du barrage Taksebt (Tizi-ouzou). *Projet de fin d'étude*. Faculté des Sciences Biologiques et Agronomiques. Université Mouloud Mammeri De Tizi-Ouzou.
2. Burgisser, L., Cailliau, A. (2012). Les mousses : Liste Rouge, inventaire et initiation aux bryophytes du canton de Genève.
3. Craig Edwin, M., Don Warner, A. (1984). Les effets de la dessiccation sur les concentrations et les rapports a/de chlorophylle dans leucobryum et thuidium. *Nouveau phytologiste* 96 .545-550.
4. Craig Edwin, M., Donn Warner, A. (1984). Les effets de la dessiccations sur les concentrations et les rapports a/b de la chlorophylle dans leucobryum et thuidium delicatulum. *Nouveau phytologiste* 96: 545-550.
5. Des Abbayes, H. (1979). Végétaux inférieurs. 2^{ème} édition revue. TOME 1. 763 pages.
6. Desjardins, R., (1997). Le traitement des eaux. 2^{ème} édition. Ed. Ecole polytechnique. de Montréal, 2^{ème} édition revue et améliorée.
7. Dilks, Proctor. (1979).
8. Dilks, T.J.K., Proctor, M.C.F. (1979). Photosynthesis, respiration and water content in bryophytes. *New Phytol.*
9. Gaussen, H. (1982). Végétaux supérieurs. 2^{ème} édition revue. TOME 2. 592 pages.
10. Guinard, J.L. (1983). *Abrege de botanique*. Masson éditeur. Cinquième édition. 276 pages.
11. Kumar, P., Chopra R, N. (1983). Effect of some physical factors on growth and gametangial induction in male clones of the three mosses grown in vitro.
12. Ollivier, D., Pinatel, C., Artaud, J. (2005). *Le Nouvel Olivier*, N°44.
13. Savouré, B. (1980). *Manipulations pratiques en physiologie végétale*. 260 pages.
14. Sébastien, L., Boucher, A. (octobre 2011). *Initiation a la bryologie: voyage au cœur de la secrète des mousses*.
15. Thi huyen, V. (2014). Étude des acides gras du genre streocaulon, étude phytochimique du lichen *s. evolutum graewe*. *thèse doctorat*. Université de Rennes 1.
16. Waterman, M.J., Ari, S., Nugraha., Hendra, R., aterman, M.J., Ari, S., Nugraha., Hendra, R., Graham., Ball, E., Robinson, S, A., Keller, P, A. (2017). Antarctic moss

Références bibliographiques

biflavanouides show high anti oxidant and ultra violet-screening activity. National library of medecin.

17. Wiliam,L ; Hosch.(2022). Andreaeales, rock moss. The editors of encyclopaedia Britannica.

Résumé

Ce travail consiste en une étude des caractéristiques physico-chimiques, biologiques et fonctionnelles de la mousse d'olivier *Brachythecium illecebrum*, une plante herbacée de division *Bryophyta* de la région de Tizi-ouzou.

Plusieurs paramètres physico-chimiques (Acidité, pH, humidité, teneur en cendres) de la mousse ont été déterminés. L'analyse de la composition biochimique a révélé la présence des substances bioactives et des métabolites primaires dont les acides gras essentiels. En outre, le teste de l'activité antimicrobienne de l'extrait éthanolique de cette mousse a indiqué des zones d'inhibition intermédiaires vis-à-vis *Staphylococcus aureus* et *Escherichia coli* et une activité anti oxydante intéressante.

La poudre de la mousse d'olivier possède la capacité de réduire la turbidité et des matières en suspension d'eau brute et d'eau de lavage. Il serait intéressant de l'utiliser comme bio-coagulant organique biodégradable.

Mots clés : *Brachythecium illecebrum*, substances bioactives, activité antibactérienne, turbidité, bio-coagulant, pouvoir antioxydant.

Abstract

This work consists of a study of the physico-chemical, biological and functional characteristics of the olive moss *Brachythecium illecebrum*, a herbaceous plant of *Bryophyta* division from the Tizi-ouzou region.

Several physico-chemical parameters (acidity, pH, humidity, ash content) of the foam were determined. The analysis of the biochemical composition revealed the presence of bioactive substances and primary metabolites including essential fatty acids. In addition, the test of the antimicrobial activity of the ethanolic extract of this moss indicated intermediate zones of inhibition against *Staphylococcus aureus* and *Escherichia coli* and interesting antioxidant activity.

Olive moss powder has the ability to reduce turbidity and suspended matter in raw water and wash water. It would be interesting to use it as a biodegradable organic bio-coagulant.

Key words :*Brachytheceium illecebrum*, substances bioactive, antibacterial activity,turbidity, bio-coagulant, antioxidant power.