

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة أبو بكر بلكايد – تلمسان

Université ABOUBEKR BELKAID – TLEMCEN

كلية علوم الطباعة والحياة، وعلوم الأرض والكون

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, et Sciences de la Terre et de
l'Univers

Département de BIOLOGIE

Projet 1275 Brevet



MÉMOIRE

Présenté par

MAHAMMED Djihane Romayssa

MADANI Hidayet

En vue de l'obtention du

*Diplôme de **MASTER professionnel** en Sciences Biologiques*

Spécialité : Bioactivité, Analyse et Contrôle des Huiles Essentielles et Végétales

Bioplastique intelligent biodégradable à base des anthocyanes et des huiles végétales

Soutenu publiquement, le 23 / 10 / 2024, devant le jury composé de :

Président	Mr Belyagoubi Larbi	Professeur	Université de Tlemcen
Examinatrice	Mme Chaouche Farah	Professeur	Université de Tlemcen
Expert CATI	Mme Barka Fatiha	MCA	Université de Tlemcen
Encadrante	Mme Belyagoubi-Benhammou Nabila	Professeur	Université de Tlemcen
Co-encadrant	Mr Benmansour Kamal	Professeur	Université de Tlemcen

Remerciement

Nous remercions Dieu, le Tout Puissant, le Miséricordieux,

Qui nous a donné, la volonté, la patience et le courage pour terminer ce travail.

Nos sincères remerciements et notre reconnaissance

S'adressent aux membres de ce jury, composé d'enseignants de département de biologie et le staff du centre d'étudiant I2E qui nous ont honoré par leur présence en évaluant ce travail.

Nous souhaitons exprimer notre sincère reconnaissance envers notre superviseure, **Mme Benhammou-Belyagoubi Nabila**, pour sa rigueur et sa grande amabilité tout au long de cette initiative.

Mr Belyagoubi Larbi mérite également notre sincère gratitude pour son soutien inébranlable dans notre travail et sa patience envers nous.

Nous exprimons notre gratitude à notre co-encadrant, **Mr Benmansour Kamal**, pour nous avoir accordé la possibilité de réaliser des tests dans son laboratoire.

Mme Chaouche Farah, notre examinatrice et ancienne enseignante en master, mérite notre reconnaissance pour son engagement et ses enseignements précieux.

Enfin, nous exprimons notre profonde gratitude envers **Mme Barka Fatiha**, examinatrice experte CATI, pour son expertise et sa contribution à l'évaluation de notre travail.

Nos vifs et respectueux remerciements

S'adressent aussi aux doctorantes **Mlle Dich Asmaa, Abdelmoumen Waffa et Benaissa Sarra** qui ont assisté ce travail et qui nous a accordé leur confiance et leur soutien dans ce projet, et qui sont les premières et les seules personnes qui nous soutiennent.

Nos remerciements vont également :

A ceux qui ne se sont jamais lassés de nos plaintes et de nos fluctuations au cours de toutes ces années d'études.

Dédicace

Je dédie ce mémoire

Pour mon armée de deux, j'ai gagné la bataille.

Aucune dédicace ne pourrait exprimer mon amour, mon respect, ma considération et mes profonds sentiments envers vous Mama et Papa.

Je prie le bon dieu de vous bénir, de veiller sur vous, en espérant que vous seriez toujours fiers de moi.

Qui dit sacrifices dit mon ami **Lokmane** qui s'est battu avec moi pendant cette année.

A mon âme-sœur **Nihel**, que dieu nous bénisse l'une pour l'autre et qu'on reste toujours main à la main toute la vie à travers toutes les épreuves ; je t'aime !

A mes encadrants, **Mme BENHAMMOU Nabila** et **Mr BELYAGOUBI Larbi**.

Pour ses encouragements et ses précieux conseils.

Ma binôme **Hidayet**, ensemble on est une équipe de feu !

Asmaa, Waffa et **Sarra** ! Vous étiez les meilleures.

Pour toi **Mme Bekkai Kamila**, tu resteras toujours vivante en moi même si la vie te manque.

Dieu accorde la paix à ton âme.

Pour Elias et Lys, votre histoire est gravée dans les étoiles, et le cœur bat toujours à votre rythme !

ROMAYSSA

Dédicace

Je dédie ce travail

À mon père, mon premier mentor, qui m'a transmis le goût du travail bien fait et la persévérance. Ton soutien inconditionnel m'a toujours poussé à me dépasser.

À ma mère, mon pilier, qui a toujours cru en moi et m'a offert un amour inestimable.

À ma sœur **Farah**, ma confidente, qui a toujours su me remonter le moral.

À mes frères **Yassine** et **Abdenmour**, mes complices de toujours, qui ont partagé mes joies et mes peines. Votre amitié est un trésor.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à ma professeur **BENHAMMOU Nabila**. Grâce à ses cours passionnants et à son encadrement rigoureux, j'ai acquis des connaissances solides et une méthodologie rigoureuse, qui m'a permis de surmonter un obstacle majeur.

Ses conseils avisés et sa disponibilité ont été déterminants dans ma réussite. Aussi, un immense merci à mon professeur de microbiologie **BELYAGOUBI Larbi**, qui m'a guidé avec patience et bienveillance tout au long de mes expériences en laboratoire.

Grâce à ses conseils avisés, j'ai pu développer mes compétences pratiques et acquérir une véritable passion pour la microbiologie.

À **Djihane**, mon binôme de choix, avec qui j'ai partagé d'innombrables heures de travail et de découvertes. Ta rigueur, ta créativité et ton esprit d'équipe ont été indispensables à la réussite de ce projet.

Et enfin, à tous mes collègues, et les doctorantes **Asmaa, Waffa et Sarra**, pour leur soutien et leur aide précieuse tout au long de ce projet.

Leur expertise a été un atout considérable.

HIDAYET

Sommaire

REMERCIEMENTS.....	I
DEDICACE.....	II
RESUMES.....	III
LISTE DES ABREVIATIONS	IV
LISTE DES FIGURES	V
LISTE DES TABLEAUX	VI
INTRODUCTION.....	1
MATERIEL ET METHODES.....	5
I. Matériel végétale	6
1. Extraction des anthocyanes d' <i>Hibiscus sabdariffa</i>	6
2. Extraction de l'huile végétale d' <i>Opuntia ficus-indica</i>	7
3. Extraction de l'huile essentielle de <i>Salvia officinalis</i>	7
4. Dosage des anthocyanes.....	7
5. Activités biologiques <i>in vitro</i> des extraits	8
5.1. Pouvoir antioxydant.....	8
5.1.1. Capacité antioxydante totale (CAT)	8
5.1.2. Test du piégeage du radical libre DPPH (2,2 diphényl-1-picrylhydrazyl)	8
5.1.3. Réduction de fer	9
5.2. Pouvoir antimicrobien	9
6. Préparation des membranes.....	11
6.1. Membrane de chitosane.....	11
6.2. Membrane de xanthane	11
7. Caractérisation des membranes.....	12
7.1. Analyse infrarouge FTIR.....	12
7.2. Analyse ultra-violet visible UV/VIS.....	12
7.3. Propriétés physiques des membranes.....	12
7.3.1. Epaisseur.....	12
7.3.2. Surface des membranes	12
7.4. Sensibilité au pH	13
7.5. Test de solubilité de l'eau.....	13

7.6. Test de l'humidité.....	13
7.7. Test de sensibilité à l'ammoniac	13
7.8. Test de libération des couleurs.....	14
7.9. La biodégradabilité.....	14
8. Propriétés fonctionnelles et phytochimiques des membranes.....	14
8.1. Activités antioxydantes	14
8.2. Activité antimicrobienne	15
8.3. Dosage des phénols totaux.....	15
9. Test de fraîcheur des aliments.....	15
RESULTATS ET DISCUSSIONS	
II. Rendement des extraits	17
1. Dosage des anthocyanes.....	17
2. Pouvoir antioxydant des extraits	18
3. Pouvoir antimicrobien des extraits.....	19
3.1. Résultats de la méthode de diffusion sur gélose	19
3.2. Résultats de CMI et CMB	21
4. Evaluation de la synthèse des membranes.....	22
5. Caractérisation des membranes	23
5.1. Analyse infrarouge FTIR	23
5.1.1. FTIR des membranes de xanthane	23
5.1.2. FTIR de la membrane de chitosane	24
5.2. UV-VIS des membranes	26
5.2.1. Membrane de xanthane	26
5.2.2. Membrane de chitosane	27
6. Propriétés physico-chimiques des membranes.....	28
7. Propriétés fonctionnelles et phytochimique des membranes	31
7.1. Pouvoir antioxydant et teneur en phénols totaux	31
7.2. Pouvoir antimicrobien	33
7.2.1. Résultats de CMI et CMB.....	33
8. Test de fraîcheur des aliments	34
CONCLUSION ET PERSPECTIVES	
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	
	39

Liste des abréviations

ATCC : American Type Culture Collection

CAT : Capacité antioxydante totale

CMB : Concentration minimale bactéricide

CMI : Concentration minimale inhibitrice

DPPH : 2,2-diphényl-1-picryl-hydrazyl-hydrate

EAA : Equivalents d'acide ascorbique

HE : Huile essentielle

HV : Huile végétale

EC₅₀ : Concentration correspond à 50% d'inhibition

MH : Muller Hinton.

UFC : Unité formant colonies

Liste des figures

Figure 1 : (A) *H. sabdariffa* ; (B) *S. officinalis* ; (C) *O. ficus-indica*.

Figure 2 : Méthodes d'extraction des anthocyanes (A) d'*H. sabdariffa* ; (B) l'HE de *S. officinalis* ; (C) l'HV d'*O. ficus-indica*.

Figure 3 : Dessin explicite de la méthode des dilutions sur plaque

Figure 4 : Confirmation des CMB

Figure 5 : Préparation de la membrane de xanthane.

Figure 5 : Préparation de la membrane de chitosane.

Figure 6 : Les films placés à l'air libre (A) film de xanthane ; (B) film de chitosane.

Figure 7 : Rendement des extractions des anthocyanes d'*H. sabdariffa*, d'HE de *S. officinalis* et d'HV d'*O. ficus-indica*.

Figure 8 : Teneur en anthocyanes d'*H. sabdariffa*.

Figure 9 : Zones d'inhibition sur gélose (A) d'*Hibiscus* et (B) d'HE de sauge.

Figure 10 : Les 4 films préliminaires préparés à base de xanthane à différentes quantités des anthocyanes d'*H. sabdariffa*.

Figure 11 : Spectre FTIR des 4 films de xanthane et les additifs.

Figure 12 : Aspect du film final à base de xanthane et des anthocyanes d'*Hibiscus*.

Figure 13 : Spectre FTIR de film de chitosane et les additifs.

Figure 14 : Spectres UV-VIS (A) de l'absorbance et (B) la transmittance du film de xanthane.

Figure 15 : Spectre UV-VIS (A) de l'absorbance et (B) la transmittance du film de chitosane.

Figure 16 : Changement de couleurs des films dans des milieux de différents pH.

Figure 17 : L'exposition des membranes à l'ammoniac.

Figure 18 : Résultats du test de libération de couleurs de : (A) membrane de chitosane et (B) membrane de xanthane.

Figure 18 : Réaction des membranes avec la détérioration de (A) les crevettes ; (B) lait ; (C) pastèque et (D) les raisins verts.

Liste des tableaux

Tableau 1 : Souches utilisées dans le test d'activité antimicrobienne des extraits.

Tableau 2 : Les milieux de culture utilisés dans cette étude.

Tableau 3 : Résultats des EC_{50} de la CAT, DPPH et réduction du fer pour les anthocyanes d'*Hibiscus*, HE de sauge et HV de figue de barbarie.

Tableau 4 : Les résultats des zones d'inhibition d'extrait d'*Hibiscus*, HE de sauge et la résistance de l'antibiotique sur les microorganismes testés.

Tableau 5 : Les résultats des zones d'inhibition d'extrait d'*Hibiscus*, HE de sauge et la résistance de l'antibiotique sur les microorganismes testés.

Tableau 6 : Propriétés physico-chimiques des membranes.

Tableau 7 : Résultats des EC_{50} de la CAT, DPPH et réduction du fer et teneurs en phénols pour les membranes.

Tableau 8 : Résultats de CMI et CMB de la membrane de chitosane et de xanthane.



***INTRODUCTION
GENERALE***

Les déchets plastiques polluent l'environnement et constituent l'un des défis majeurs de notre époque. D'après diverses recherches, ces composés, qui sont peu biodégradables, seraient présents dans la nature pendant des siècles, en polluant les océans, les sols et les organismes vivants (**Jambeck et al., 2015**). Les microplastiques représentent un risque extrêmement inquiétant et dangereux qui découle de la détérioration des déchets plastiques et peut pénétrer dans les chaînes alimentaires (**Barnes et al., 2008**).

Dans un contexte de plus en plus préoccupant pour l'environnement et de recherche de solutions durables, le secteur des biomatériaux connaît une croissance remarquable. Dans la communauté scientifique et dans l'industrie, les bioplastiques issus de ressources naturelles renouvelables sont particulièrement intéressants parmi ces biomatériaux. Selon **European Bioplastics. (2020)**, ces matériaux sont fabriqués à partir de ressources renouvelables et présentent l'avantage de se décomposer plus rapidement dans des conditions naturelles, ce qui réduit leur impact environnemental. Les bioplastiques offrent une perspective prometteuse en remplacement des plastiques traditionnels issus du pétrole. Leur composition est basée sur une grande diversité de matières premières naturelles, comme l'amidon de maïs, la cellulose, les protéines végétales, les algues, ainsi que les déchets agricoles et alimentaires. Cette variété de sources propose non seulement des choix plus écologiques, mais ouvre également la voie à de nouvelles caractéristiques et utilisations.

Par exemple l'invention de **Salam et al. (2024) (Brevet WO2024015630)** concerne un bioplastique biodégradable et plus particulièrement, un bioplastique biodégradable issu de dérivés d'amidon synthétisés pour des produits et des revêtements à base de plastique pour des applications d'emballage alimentaire et similaires. **Bernelas. (2023)** a mis au point dans (**Brevet FR3126985**) des bioplastiques biodégradables à partir de matières naturelles telles que les graminées et les déchets verts non ligneux, en utilisant des produits chimiques facilement éliminables. De même **Saito Yamato et al. (2019)** a développé dans (**Brevet EP3438166**) un film composite de résine comprenant une feuille de microfibrilles de cellulose et une résine et d'autres travaux et inventions.

Ces nouveaux biomatériaux, capables de réagir à des facteurs externes tels que le pH et la température, présentent des caractéristiques spécifiques pour différentes applications, notamment dans le domaine de l'emballage alimentaire (**Auras et al., 2011**).

Les pigments naturels représentent une source intéressante pour élaborer des membranes intelligentes, ce qui est étudié par **Chen et al. (2023)** comme agent qui permet de détecter rapidement les problèmes qui surviennent lors de la production ou de la circulation des aliments en surveillant la qualité et la sécurité des aliments, car ils sont sensibles aux changements de

pH, et de petits changements de pH peuvent provoquer des changements dans la couleur des anthocyanes. A titre d'exemple, les anthocyanes de l'*Hibiscus sabdariffa* qui ont été exploités dans le présent projet comme un agent détecteur et surveillant de qualité des aliments emballés. L'*Hibiscus* est une plante herbacée, vivace, de la famille des malvacées, localisée dans les zones tropicales et subtropicales des deux hémisphères (**Mahadevan et al., 2009**).

Dernièrement, **Hainan et al. (2023)** ont développé un film composite novateur, mentionné dans le (**Brevet WO2023130485**), qui tire parti des caractéristiques spécifiques des anthocyanes d'*Hibiscus* afin de prolonger la durée de conservation des aliments. Ce film est constitué d'une matrice filmogène à base de poly (alcool vinylique) et d'hydroxypropylméthylcellulose, avec un pigment d'*Hibiscus*. Les anthocyanes jouent un rôle de conservation de la fraîcheur en capturant les radicaux libres et en retardant l'oxydation des aliments, tout en étant des indicateurs visuels de qualité. Effectivement, les anthocyanes changent de couleur en fonction des conditions de stockage, ce qui permet de repérer rapidement toute modification des aliments emballés.

Dans la présente étude, des extraits de plantes tel que l'huile essentielle de la sauge et l'huile végétale de la figue de Barbarie, des inventions tel que la sienne de (**Wernett 2010**) (**Brevet EP2231764**) concerne une composition bioplastique comprenant un biopolymère contenant de 10 à 40 % en poids de particules inorganiques enrobées, les particules étant enrobées par un ou plusieurs acides gras, dérivés des acides gras.

La plante *Salvia officinalis*, est un sous-arbrisseau appartenant à la famille des Lamiacées, classée parmi les plantes à fleurs (Magnoliophyta) et elle se distingue par ses feuilles persistantes, tandis que l'*Opuntia ficus-indica* est un cactus de la famille des Cactacées, et les graines de cette plante cactus proviennent de ses fruits. Les huiles extraites à partir de ces plantes ont des propriétés antioxydantes et antimicrobiennes intéressantes pour augmenter l'efficacité du bioplastique (**Kong et al., 2003 ; Castañeda-Ovando et al., 2009**), et les exploiter pour apporter des rôles supplémentaires aux biofilms. Ainsi, la combinaison de ces biopolymères et de ces pigments naturels pourrait conduire à la formation de nouveaux biofilms intelligents et biodégradables, capables de réagir aux stimuli externes et présentant des propriétés barrière améliorées.

L'invention de **Càzarez Duarte et al. (2021)** explore l'utilisation de biopolymères d'origine végétale, tels que le mucilage d'*Opuntia ficus-indica*, pour la fabrication de matériaux biodégradables, le chitosane dans l'invention de **Liu et al. (2020)** (**Brevet WO2021088515**) qui concerne un film de conservation bactériostatique composite de chitosane, il a déjà démontré que les biopolymères, comme le chitosane et le xanthane, ont la capacité de créer des

films et des membranes biodégradables (**Rinaudo, 2006 ; Costa et al., 2016**). Il est néanmoins nécessaire, pour répondre aux exigences actuelles, de créer des matériaux ayant des caractéristiques améliorées, en particulier en ce qui concernent les obstacles et les interactions avec l'environnement.

Cette investigation inscrit dans le domaine de la synthèse des biomembranes intelligentes, cette étude s'inscrit dans une approche de recherche de nouveaux matériaux biosourcés et biodégradables, en se concentrant sur les applications potentielles de ces matériaux dans le domaine des biomembranes intelligentes. Ces deux membranes ont été évalué pour leurs caractérisation (FTIR, UV-VIS), propriétés physique-chimiques (épaisseur, surface, la sensibilité de pH et à l'ammoniac...etc) et les propriétés fonctionnelles et phytochimiques (pouvoir antioxydant, antimicrobien, teneur en phénols totaux).



MATERIEL ET METHODES

Ce travail a été réalisé en collaboration avec deux laboratoires : laboratoire des Produits Naturels (LAPRONA) et le laboratoire des Macromolécules.

Trois plantes ont été sélectionnées pour la fabrication qui sont : l'*H. sabdariffa* pour les anthocyanes, l'huile essentielle de *S. officinalis* et l'huile végétale d'*O. ficus-indica*.

I. Matériel végétal

La plante *Hibiscus* a été achetée en Mars 2024 chez un herboriste dans la région de Tlemcen et les échantillons de *S. officinalis* et *O. ficus-indica* ont été récoltés en mars 2024 dans la commune de Tlemcen (Algérie). Les graines du fruit ont été lavées avec de l'eau et séchées à l'air, les portions aériennes ont été séchées et stockées dans une chambre froide aérée pendant une semaine.

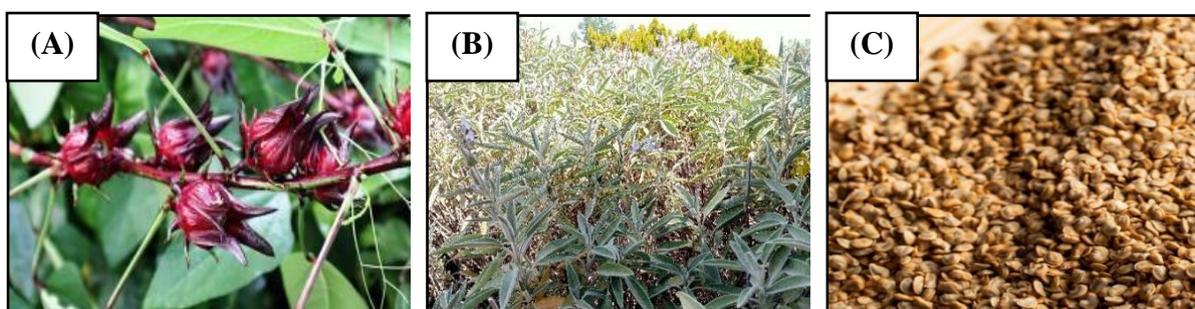


Figure 1 : (A) *H. sabdariffa* ; (B) *S. officinalis* ; (C) *O. ficus-indica*.

(A) : <https://inci.guide/plant-extracts-derivatives/roselle-hibiscus-sabdariffa-flower-extract>

(B) : Photo personnelle (2024).

(C) : <https://biocosma-paris.com/blogs/infos/comment-est-produite-l-huile-de-pepins-de-figue-de-barbarie-bio-regene>

1. Extraction des anthocyanes d'*H. sabdariffa*

La méthode d'extraction utilisée pour extraire les anthocyanes d'*Hibiscus* est basée sur le protocole décrits par **Castañeda-Ovando et al. (2009)**.

L'extrait hydro-méthanolique d'*H. sabdariffa* a été préparé en dissolvant une quantité précise 20 g de matière végétale sèche et broyée dans un mélange MeOH/eau distillée, après ajustement du pH avec HCl et un temps d'infusion spécifique à température ambiante. Après une phase de centrifugation, le surnageant a été filtré et évaporé pour obtenir un extrait sec, qui a ensuite été remis en suspension dans un mélange des solvants MeOH/eau approprié pour des analyses ultérieures.

2. Extraction de l'huile végétale d'*O. ficus-indica*

Une quantité de 33 kg des graines sont broyées en une fine poudre pour faciliter l'extraction de l'HV. La poudre de graines est pressée à froid à l'aide d'une presse hydraulique sans les chauffer, ce qui préserve ses propriétés bénéfiques. L'huile brute obtenue est filtrée pour éliminer les impuretés solides. Afin de calculer le rendement qui est 1L de l'huile brute.

3. Extraction de l'huile essentielle de *S. officinalis*

Un apport de 12 kg de matière végétale est chargé dans l'alambic et chauffé. L'huile contenue dans la matière est alors libérée sous forme de vapeur, qui est condensée et récupérée dans un séparateur. L'huile est ensuite séchée pour éliminer les traces d'eau et permettre le calcul du rendement.

Le rendement est calculé selon la formule suivante :

$$\text{Rendement (\%)} = \left(\frac{\text{Masse de la substance extraite}}{\text{Masse de la matière première initiale}} \right) * 100$$

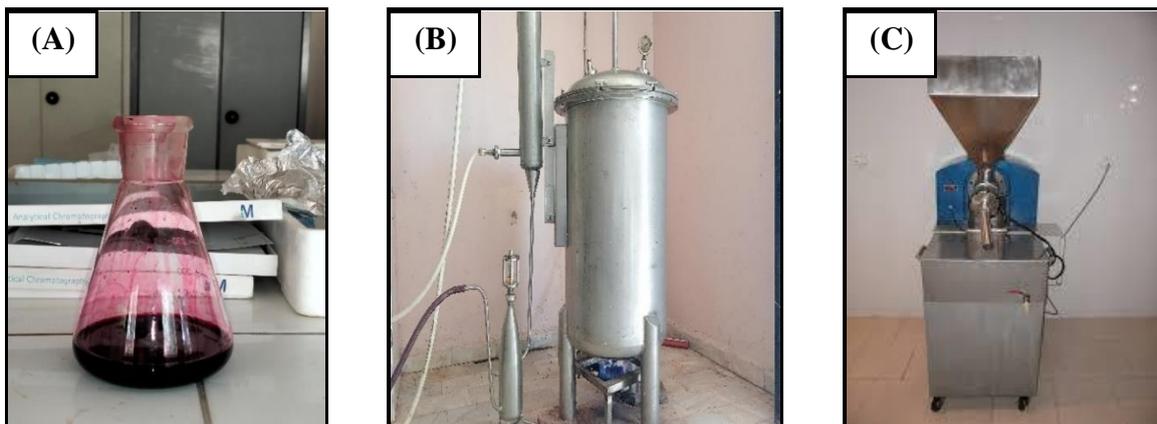


Figure 2 : Méthodes d'extraction des anthocyanes (A) d'*H. sabdariffa* ; (B) l'HE de *S. officinalis* ; (C) l'HV d'*O. ficus-indica*.

4. Dosage des anthocyanes

La quantification des anthocyanes totaux a été évaluée par la méthode du différentiel de pH (Ben Moussa et al., 2022). Pour le dosage dans les extraits, deux solutions ont été préparées, l'une à pH = 1 à l'aide d'un tampon comprenant du chlorure de potassium (0.03 M) et la seconde à un pH = 4.5 à base d'acétate de sodium (0.4 M), après un volume de 2 mL de chaque solution tampon est mélangé avec 1 mL. De chaque extrait (dilué au 1/50 dans le méthanol). Les solutions sont ensuite incubées pendant 15 minutes à l'obscurité puis l'absorbance est mesurée

à deux longueurs d'ondes, 510 nm et 700 nm, contre un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre. L'absorbance est calculée par la formule ci-dessous :

$$\text{Abs} = (\text{Abs}_{510} - \text{Abs}_{700})_{\text{pH}=1} - (\text{Abs}_{510} - \text{Abs}_{700})_{\text{pH}=4,5}$$

La concentration des anthocyanes est exprimée en mg/L et calculée selon la formule suivante :

$$\text{mg/L} = \text{Abs} \times \text{M} \times \text{FD} \times 1000 / \epsilon \text{ l}$$

Avec : **Abs** : Absorbance de l'échantillon., **M** : Masse moléculaire (g/mol)., **FD** : Facteur de dilution (FD = 50)., **ε** : Coefficient d'extinction pour le cyanidine 3- glucoside (26900 L mol⁻¹cm⁻¹)., **l** : Longueur du trajet (cm).

5. Activités biologiques *in vitro* des extraits

5.1. Pouvoir antioxydant

Les antioxydants sont des substances qui neutralisent les radicaux libres et préviennent les réactions d'oxydation (**Torre et al., 2019**). Dans notre étude, pour déterminer l'activité antioxydante de nos extraits, trois méthodes telles que la capacité antioxydante totale CAT, réduction de fer et DPPH ont été adoptées.

5.1.1 Capacité antioxydante totale (CAT)

L'extrait dilué a été ajouté en volume de 300 µL à 3 mL de solution de réactif (acide sulfurique 0.6 M, phosphate de sodium 28 M et molybdate d'ammonium 4 M). Les tubes ont été refermés et placés en incubation à une température de 95 °C pendant une durée de 90 minutes. À la suite du refroidissement, sur une mesure de l'absorbance des solutions à 695 nm contre le blanc contenant 3 mL de la solution CAT et 0.3 mL d'eau distillée. Il a ensuite été incubé dans les mêmes conditions que l'échantillon. En parallèle, on effectue une courbe d'étalonnage dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide ascorbique comme contrôle positif (**Prieto et al., 1999**). Les valeurs de la CAT sont mesurées en milligrammes d'acide ascorbique équivalents par gramme de matière sèche (mg EAA/g MS).

5.1.2 Test du piégeage du radical libre DPPH (2,2 diphényl-1-picrylhydrazyl)

Un volume de 50 µL de différentes concentrations de l'extrait d'*Hibiscus* et des dilutions des huiles sont ajoutés à 1950 µL de la solution méthanolique du DPPH (0.0025 g/mL) fraîchement préparée. Après 30 minutes d'incubation à l'abri de la lumière à température ambiante, la lecture des absorbances est effectuée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Le contrôle négatif est préparé en parallèle en mélangeant 50 µL du méthanol avec 1950 µL de la solution méthanolique du DPPH à la même concentration utilisée selon la méthode décrite par **(Brand-Williams et al., (1995))**.

L'acide ascorbique est utilisé comme contrôle positif. Les pourcentages d'inhibition (%) du radical DPPH sont calculés à partir de la formule suivante :

$$\text{Pourcentage d'inhibition (I \%)} = [(AC - AE) / AC] \times 100$$

Où : **AC** représente l'absorbance du contrôle négatif. **AE** représente l'absorbance de l'échantillon.

La concentration EC₅₀ est déterminée à partir de la courbe des pourcentages d'inhibition des extraits en fonctions des concentrations. Elle représente la concentration des antioxydants à 50 % d'inhibition. Le contrôle positif est réalisé en utilisant l'acide ascorbique.

5.1.1 Réduction de fer

Selon la méthode décrite par **Oyaizu. (1986)**, nous avons préparé différentes dilutions d'huiles et d'extrait d'*Hibiscus*. Chaque dilution a été diluée en 500 µL avec 1250 µL d'une solution tampon (0.2 M, pH = 6.6) et 1250 µL de solution de ferricyanure de potassium [1% K₃[Fe(CN)₆]. Sur un incubé le mélange pendant 30 minutes à une température de 50°C, puis sur un ajout de l'acide trichloracétique à 10% (1250 µL), sur un mélange d'un volume de sur nageant (1250 µL) avec de l'eau distillée (125 µL) et préparée une solution fraîchement préparée de FeCl₃ (250 µL, 0.1%).

Une augmentation de l'absorbance indique une réduction accrue du fer. L'acide ascorbique sert de référence positive. La EC₅₀ permet de comparer l'efficacité réductrice de l'extrait. Elle correspond à la quantité d'antioxydants nécessaire pour neutraliser 50% du ferricyanure.

5.2. Pouvoir antimicrobien

➤ Souches utilisées

Cette étude visait à évaluer l'efficacité contre des bactéries et des moisissures spécifiques.

Tableau 1 : Souches utilisées dans le test d'activité antimicrobienne des extraits.

Microorganismes	Gram	Code
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Négatif	ATCC 27853
<i>Escherichia coli</i>		TEM-1
<i>Klebsiella pneumoniae</i>		ATCC 700603
<i>Staphylococcus aureus</i>	Positif	ATCC 29213
<i>Bacillus subtilis</i>		ATCC 6633
<i>Enterococcus faecalis</i>		ATCC 29212
<i>Candida albicans</i>	Levure	ATCC 10231
ATCC (American Type Culture Collection).		

➤ Milieu de culture

Pour étudier l'activité antimicrobienne, nous avons utilisé les milieux de culture suivants :

Tableau 2 : Les milieux de culture utilisés dans cette étude.

Milieu de culture	pH	Utilisation
Gélose nutritive	7.4	La conservation des souches
Bouillon Mueller Hinton	7.4	Le repiquage des bactéries
Gélose Mueller-Hinton	7.4	L'évaluation d'activité antimicrobienne des bactéries
Bouillon Sabouraud	5.6	Le repiquage de levure
Gélose Sabouraud	5.6	Pour l'évaluation d'activité antimicrobienne de levure

➤ Préparation de l'inoculum

Une pré-culture bactérienne (BMH) et une pré-culture levure (BS) ont été préparées et incubées respectivement à 37°C et 30°C pendant 18-24h et 48h. Un colorimètre a été utilisé pour ajuster la densité cellulaire à 0,5 unité spectro, garantissant ainsi un inoculum standardisé pour toutes les expériences.

Les valeurs standards sont de 108 UFC/mL pour les bactéries (DO = 10^8 à λ_{625} nm) et 106 UFC/mL pour les levures (DO = 10^6 à λ_{625} nm). On doit faire l'ensemencement dans les 15 minutes qui suivent la préparation de l'inoculum (**Rahal et al., 2008 ; Vitali et al., 2016**).

➤ **Ensemencement**

Les boîtes de culture sont minutieusement préparées afin de garantir une croissance optimale des bactéries. Une fois remplies d'un milieu gélosé, elles sont mises dans une étuve à 37°C pendant 30 minutes afin de retirer l'excès d'humidité. Par la suite, on utilise un écouvillon stérile pour ensemercer les bactéries de manière délicate sur toute la surface de la gélose, en veillant à ne pas la détériorer (**Rahal et al., 2008**).

➤ **Mode opératoire**

Les extraits de plantes ont été évalués à l'aide de la méthode de diffusion en gélose. Des disques de papier de 6 mm remplis de 10 μ L d'extraits d'*hibiscus*, de sauge et de figuier, ainsi que des disques d'ampicilline (10 μ g) et de nystatine (100 μ g) comme contrôles positifs, ont été placés sur des géloses Mueller Hinton (bactéries) et Sabouraud (levures) ensemencées. Grâce à l'analyse des zones d'inhibition, il a été possible de comparer l'activité antimicrobienne des divers composés testés (selon la méthodologie adaptée de (**Benmahieddine et al., 2021**)). Ensuite, les boîtes sont exposées à une température de 4°C pendant environ 2 heures afin de favoriser la pré-diffusion des molécules bioactives présentes dans les extraits et ralentir la prolifération des micro-organismes (**Kitouni, 2007**). Deux répétitions sont effectuées pour chaque charge.

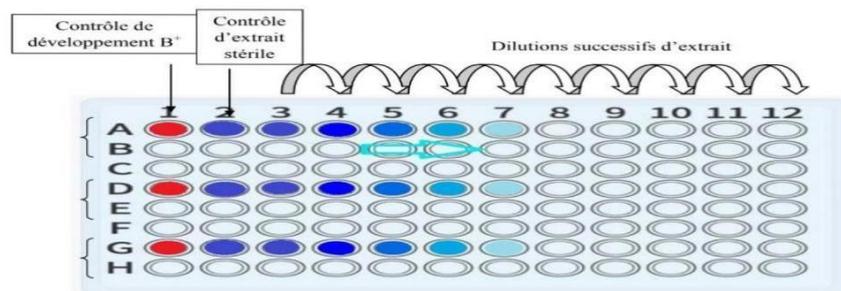
Les boîtes de culture ont été installées dans un incubateur afin de favoriser le développement des micro-organismes. Une fois l'incubation terminée, nous avons mesuré les zones où les substances testées étaient inhibées dans la croissance, ce qui nous a permis d'évaluer leur influence antimicrobienne.

➤ **Détermination des concentrations inhibitrices (CMI et CMB)**

La méthode de dilution en milieu liquide permet de déterminer les paramètres (CMI et CMB) d'inhibition de la croissance microbienne par les extraits et les fractions. La concentration minimale bactéricide (CMB) est définie comme étant la concentration minimale d'extrait qui tué totalement les microorganismes survivants de l'inoculum, et la concentration minimale inhibitrice (CMI) c'est la concentration minimale d'extrait qui bloqué la croissance bactérienne après l'incubation à 37°C pendant 18 à 24 heures. Des dilutions en série sont préparées dans une microplaque de 96 puits dans la gamme de concentration choisie (**figure 3**).

Tout d'abord, nous mettons 100 μL de bouillon B.M.H (ou Bouillon Sabouraud pour la levure) dans les puits.

Ensuite, nous déposons 100 μL de chaque extrait (132500 $\mu\text{g}/\text{mL}$ pour l'extrait *d'Hibiscus* et 500 $\mu\text{g}/\text{mL}$ pour HE de sauge et les deux membranes) dans le puits 2, ensuite le puits 3 et puis effectuons les dilutions successives (100 μL de puits 3 dans puits 4 et ainsi de suite jusqu'à le 24^{ème} puits ou le 100 μL restée est jeté). De plus, nous mettons 100 μL de la suspension bactérienne dans les puits 1 et puis 3 à 24 pour obtenir un volume final de 200 μL avec une charge finale des micro-organismes de 5×10^5 UFC /mL. Les microplaques ont été



incubées pendant 24 h à 37 °C.

Figure 3 : Dessin explicite de la méthode des dilutions sur plaque

- **Lecture**

La lecture est faite visuellement. La CMI est définie comme la plus faible concentration inhibitrice de l'extrait par laquelle le micro-organisme ne démontre pas une croissance visible. Pour déterminer la CMB, on prélève 10 μL des puits contenant la CMI et les concentrations supérieures de la CMI (**figure 4**), qu'on ensemence sur des milieux de culture solide (G.M.H ou Gélose Sabouraud) et on incube les boîtes à $37^\circ\text{C} \pm 1$ pendant 24 h. Le lendemain, on peut déterminer grâce à cette culture la CMB (**Belyagoubi-Benhammou et al., 2019 ; Benmahieddine et al., 2021**).

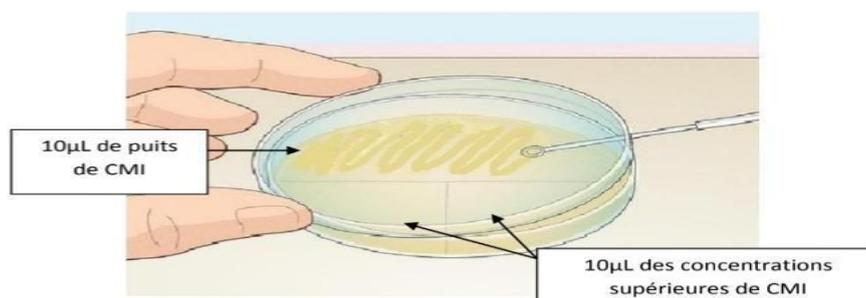


Figure 4 : Confirmation des CMB

6. Préparation des membranes

Dans cette étude, deux types de membranes sont préparées.

6.1. Membrane de xanthane

Le choix des membranes préparées est basé sur des tests préliminaires avec différentes concentrations des anthocyanes d'*Hibiscus*.

La préparation de la membrane à base de xanthane a été réalisé selon la technique de **Mohsin et al. (2020)** avec une légère modification. L'ajout de différents ingrédients avec la gomme de xanthane est porté sous agitation pendant 24 heures, et le mélange est versé dans des boites de Petri afin de les sécher.

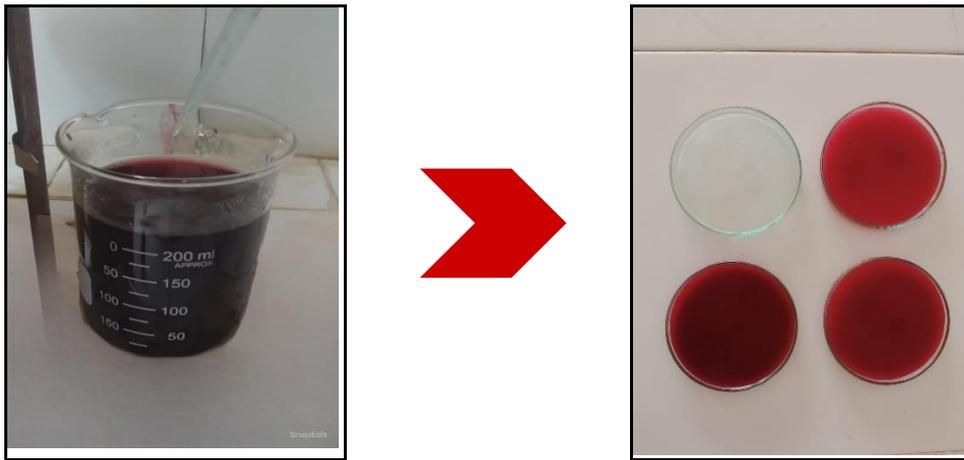


Figure 5 : Préparation de la membrane de xanthane.

6.2. Membrane de chitosane

La préparation de la membrane à base de chitosane a été réalisé par **Nadi et al., (2023)** avec une légère modification, avec une légère modification. L'ajout de différents ingrédients avec le chitosane est porté sous agitation pendant 24 heures, et le mélange est versé dans des boites de Petri afin de les sécher.



Figure 6 : Préparation de la membrane de chitosane.

7. Caractérisation des membranes

La caractérisation des membrane préparées a été faite pour évaluer la qualité et la conformité des films, les analyses suivantes ont été réalisées.

7.1. Analyse infrarouge FTIR

Les films préparés sont séchés, après ils sont analysés par un spectromètre infrarouge à transformée de Fourier de type Agilent Cary 640, la plage de numérisation est de 500 à 4500 cm^{-1} .

7.2. Analyse ultra-violet visible UV/VIS

Après le séchage des films, ils sont analysés par un spectre UV/VIS, la longueur d'onde est enregistrée de 190-800 nm.

7.3. Propriétés physiques des membranes

7.3.1 Epaisseur

L'épaisseur a été rapportée comme la valeur moyenne de 10 aléatoires points sur les films intelligents et de contrôle mesurés par un pied à coulisse numérique (± 0.001 mm) (**Alizadeh et al., 2022**).

7.3.2. Surface des membranes

A l'aide d'une règle précise, le diamètre de chaque membrane est mesuré pour calculer la surface selon la formule suivante :

$$\text{Surface (cm}^2\text{)} = \pi * r^2$$

Où : π est la constante d'Archimède égale à 3.14., r^2 est le rayon du cercle au carré.

7.3. Sensibilité au pH

Pour vérifier les changements de couleur des films sensibles au pH, différents des solutions tampons avec des valeurs de pH de 2, 7 et 12 ont été préalablement réalisé selon **Jamroz et al. (2020)**. Les échantillons de films ont été plongés pendant 5 minutes dans des solutions tampons et leurs performances dans l'environnement acide, neutre et basique ont été capturées à l'aide d'un appareil photo.

7.3. Test de solubilité de l'eau

La solubilité de l'eau des films comestibles a été évalué à l'aide de la procédure rapporté précédemment par **Rambabu et al. (2013)**. Les morceaux ont été pesés en morceaux de 10 mg,

séchés à 110°C pendant 24 h, puis trempé dans 40 mL d'eau distillée. Après avoir remué pendant 24 heures à température ambiante, le poids final des échantillons a été mesuré en séchant à nouveau les parties non solubles des échantillons dans le même état.

Le WS a été estimé en utilisant la méthode suivante équation de base :

$$\text{Solubilité (\%)} = (M0 - M2 / M1) \times 100$$

Où : **M0** est le poids sec initial., **M1** est poids des films trempé dans l'eau., **M2** est le poids final séché.

7.4. Test de l'humidité

Les échantillons des films ont été pesés 0.312 g de chitosane et 0.0362 g de xanthane, de sorte que la masse du film sec soit **M0**, séchés à 110 °C pendant 24 heures, après pesez-le pour obtenir **M1** (Zhang et al., 2018).

$$\text{Humidité (\%)} = M0 - M1 / M0 * 100$$

Où : **M0** est le poids sec initial., **M1** est le poids final séché.

7.5. Test de sensibilité à l'ammoniac

La sensibilité des films à la vapeur d'ammoniac a été analysée à l'aide de la méthode décrite selon Alizadeh-Sani et al. (2021) avec de légères modifications.

En bref, les films ont été coupés et pesés en 10 mg puis placés dans 80 mL de solution NH₃ (0.8 M). Des photographies numériques des échantillons ont été enregistrées toutes les 24 heures pendant 3 jours.

7.3. Test de libération des couleurs

Un test de libération de couleur décrit par Zhang et al. (2018) a été utilisé pour évaluer l'affinité pour les anthocyanes des marqueurs à base de chitosane et de xanthane. Chaque étiquette a été immergée dans 15 mL de simulants alimentaires de polarités différentes (0 %, 10 %, 50 % ou 95 % éthanol dans de l'eau distillée), puis agité doucement pendant 4 heures. Un spectrophotomètre UV/VIS a ensuite été utilisé pour mesurer l'absorbance des solutions de marquage après des temps prédéterminés (30, 60, 90 minutes). Les spectres UV/VIS sont enregistrés dans une gamme entre 400-800 nm.

7.4. La biodégradabilité

Pour évaluer la capacité des films à se dégrader sous l'influence de facteurs environnementaux tels que l'humidité et les micro-organismes, les films ont été pesés et exposés à des conditions atmosphériques naturelles pendant un mois. Son poids a été régulièrement mesuré pendant cette période.

Le pourcentage de biodégradabilité est calculé par la formule suivante :

$$\text{Biodégradabilité (\%)} : \frac{M1-M2}{M1} \times 100$$

Où : **M1** est le poids sec initial., **M2** est le poids final.

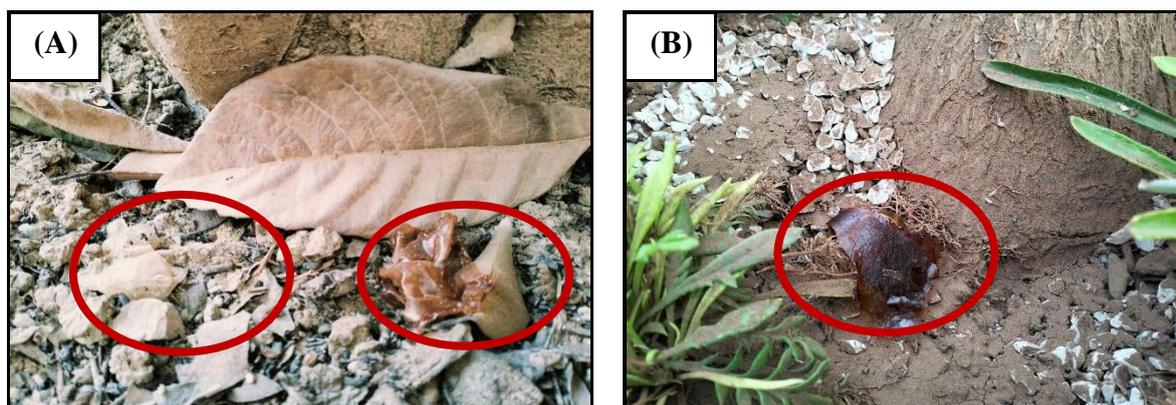


Figure 7 : Les films placés à l'air libre (A) film de xanthane ; (B) film de chitosane.

8. Propriétés fonctionnelles et phytochimiques des membranes

8.1. Activités antioxydantes

Le pouvoir antioxydant des extraits a été évalué par trois méthodes : la capacité antioxydante totale (CAT) selon **Prieto et al. (1999)**, le pouvoir de réducteur du fer d'après **Oyaizu (1986)** et le test de piégeage du radical DPPH décrite par (**Brand-Williams et al., 1995**). Les protocoles détaillés de ces méthodes sont présentés en haut.

8.2. Activité antimicrobienne

Le pouvoir antimicrobien aussi a été analysé à l'aide d'une méthode décrite précédemment en haut.

8.3. Dosage des phénols totaux

Selon **Ben Moussa et al. (2022)** Le réactif est réduit lors de l'oxydation de phénol, en un mélange d'oxyde bleu de tungstène et de molybdène, l'absorption est mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre à 765 nm. Une prise de 200 μL de l'extrait dilué a été introduite dans des tubes à essais, puis 1000 μL du réactif du Folin-Ciocalteu dilué 10 fois et 800 μL de carbonate de sodium (Na_2CO_3) à 7.5% sont additionnés. Les tubes sont agités et conservés durant 30 min

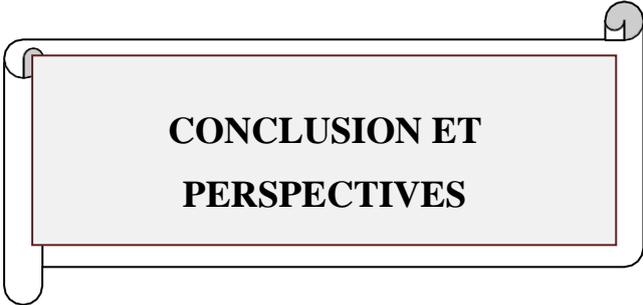
à l'abri de la lumière et à une température ambiante. L'absorbance est mesurée à 765 nm contre le blanc à l'aide d'un spectrophotomètre SPECORTD 200 Plus. Une courbe d'étalonnage est réalisée en utilisant l'acide gallique comme contrôle positif afin d'exprimer les teneurs en milligramme (mg) équivalents d'acide gallique par gramme de la matière sèche (mg EAG /g MS).

9. Test de fraîcheur des aliments

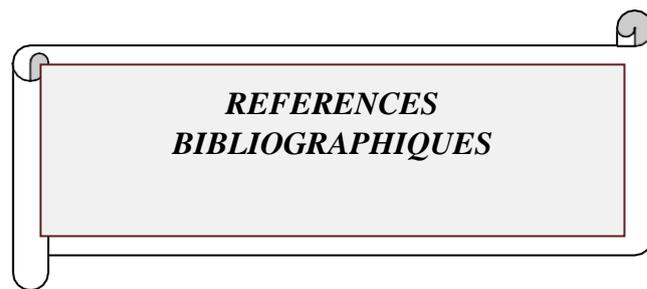
Le lait pasteurisé (20 mL) a été versé dans une boîte de Petri sous un état aseptique et maintenu à une température ambiante jusqu'à ce que le lait soit gâché, des morceaux de films ont été placés dans le couvercle de la boîte pendant 48 heures, la couleur des échantillons a été capturée et la valeur de pH correctif du lait a été mesurée. Un échantillon crevette (10 g) a été placé à l'intérieur d'une boîte de Petri pasteurisé et scellé en utilisant un couvercle de plat de Petri contenant des échantillons des films attachés à son haut intérieur, et stocké à une température ambiante pendant 48 heures pour surveiller la détérioration des crevettes pendant le stockage (Yana et al., 2021). Le changement de couleur des films a été évalué à l'aide d'un appareil photo. Les mêmes protocoles ont été utilisés pour les fruits pastèque et raisins verts, bien sûr en mesurant le pH avant et après l'incubation de 48 heures à température ambiante.



**RESULTATS ET
DISCUSSIONS**



**CONCLUSION ET
PERSPECTIVES**



***REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES***

Auras, R., Lim, L.-T., Selke, S., & Tsuji, H. (2011). Poly (acide lactique) : synthèse, structures et propriétés. John Wiley & Sons.

Benmahieddine, S., Bensalah, N., & Bouchelaghem, H. (2021). Recent advances in biodegradable films from natural sources for food packaging applications. *Food Hydrocolloids*, 114.

Ben Moussa, M. T., Cherif, R. A., Lekhal, S., Bounab, A., & Hadeif, Y. (2022). Dosage des composés phénoliques et détermination de l'activité antioxydante des extraits méthanoliques de *Brocchia cinerea* VIS de l'Algérie (Sud-Est). *Revue Algérienne de Pharmacie*, 4(1), 436.

Benmahieddine, A., Belyagoubi-Benhammou, N., Belyagoubi, L., El Zerey-Belaskri, A., Gismondi, A., Di Marco, G., Canini, A., Bechlaghem, N., AtikBekkara, F., Djebli, N. (2021). Influence of plant and environment parameters on phytochemical composition and biological properties of *Pistacia atlantica* Desf. *Biochemical Systematics and Ecology* .95: 3.

Belyagoubi-Benhammou, N., Belyagoubi, L., Gismondi, A., Di Marco, G., Canini, A et Atik-Bekkara, F. (2019). GC/MS analysis, and antioxidant and antimicrobial activities of alkaloids extracted by polar and apolar solvents from the stems of *Anabasis articulata*. *Medicinal Chemistry Research* 28, 754–767 (2019). <https://doi.org/10.1007/s00044-019-02332-6>

Bonouman-Ira, V., Angora, E., Djohan, V., ... & Kone, M. (2011). Profils de résistance des *Candida non albicans* à Abidjan en 2011. *Revue Bio.Africa*, 9, 27-31.

Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Utilisation d'une méthode radicalaire pour évaluer l'activité antioxydante. *Lebensmittel-Wissenschaft + Technologie*, 28(1), 25-30.

Castañeda-Ovando et al. (2009). Chemical studies of anthocyanins: A review. *Food Chemistry*, 113(4), 859-871.

Costa, A. L., Pinto, M. S., & Ferreira, I. C. F. R. (2016). Natural antioxidants: Their role in food preservation and health benefits. *Food Research International*, 89, 577-588.

El Mejjad, H., Boufi, S., & Bekkour, S. (2016). Structural characterization and antibacterial activity of chitosan films. *International Journal of Biological Macromolecules*, 83, 246-254.

Esteban Ramírez-Moreno, R., Cariño-Cortés, R., Cruz-Cansino, N. del S., ... & Filardo-Kerstupp, T. (2017). Propriétés antioxydantes et antimicrobiennes des huiles de graines de figue de Barbarie (*Opuntia*).

European Bioplastics. (2020). *Faits et chiffres sur les bioplastiques en Europe*. European Bioplastics eV.

Glicksman, M. (1983). Gomme xanthane. *Progrès en chimie et biochimie des glucides*, 39, 291-344.

Giusti, M. M., & Wrolstad, R. E. (2009). Anthocyanins: Molecular properties and color. *Current Opinion in Biotechnology*, 20(2), 210-217.

Han, J. H. (2003). Edible films and coatings: A review. *Food Science and Biotechnology*, 12(4), 255-263.

Jambeck, J. R., Geyer, R., Wilcox, C., ... & Law, K. L. (2015). Déversement de déchets plastiques terrestres dans l'océan. *Science*, 347(6223), 768-771.

Kapoor, M., & Singh, R. P. (2010). Interactions des biopolymères alimentaires avec les colorants naturels : une revue. *Food Research International*, 43(2), 381-397.

Mahdi, S., Azzi, R., & Lahfa, F. B. (2021). Activité antioxydante et effet hémolytique de l'extrait hydro-méthanolique et de ses fractions phénoliques enrichies à partir de feuilles et de tiges de *Salvia officinalis* L. d'Algérie.

Mekhaldi, A., et al. (2014). Etude phytochimique et activité biologique de la sauge (*Salvia officinalis* L.). *Académie mondiale des sciences, de l'ingénierie et de la technologie Journal international de bio-ingénierie et des sciences de la vie*.

Pattnaik, S., et al. (2017). Détermination de l'activité antioxydante d'*Hibiscus sabdariffa* et de *Croton caudatus* dans le système modèle *Saccharomyces cerevisiae*. *J Food Sci Technol*, 54(9), 2728-2736.

Prieto, P., Pineda, M., & Aguilar, M. (1999). Quantification spectrophotométrique de la capacité antioxydante par la formation d'un complexe de phosphomolybdène.

Rinaudo, M. (1989). Chitine et chitosane : propriétés et applications. *Progress in Polymer Science*, 31(7), 603-632.

Rinaudo, M. (2006). Acide polylactique : de nouvelles opportunités pour un vieux polymère. American Chemical Society.

Shahidi, F., & Naczk, M. (2004). Composés phénoliques alimentaires : sources, chimie et activités biologiques. *Journal of Science and Food Agriculture*, 84(5), 301-317.

Brevets

Bernelas Charles. (2023). Bioplastique offrant une biodégradation rapide, fabriqué à partir de graminées et de déchets verts non ligneux, et son protocole de fabrication (Brevet FR3126985).

Hainan et al. (2023). Film composite biodégradable, maintenant la fraîcheur, à base d'un pigment d'hibiscus sabdariffa, procédé de préparation associé et application associée (Brevet WO2023130485).

Salam, A., & Li, K. (2024). Bioplastique biodégradable (brevet WO2024015630).

Saito Yamato et al. (2019). Film composite de résine comprenant une couche de microfibre de cellulose. (Brevet EP3438166).

Showalter, E. (2021). Substrat biodégradable compostable à base de plantes terrestres et son procédé de production (brevet CA3166708).

Wernett, P. C. (2010). Additif à base de particules inorganiques traitées en surface destiné à augmenter la ténacité de polymères (brevet EP2231764).

Sites

<https://inci.guide/plant-extracts-derivatives/roselle-hibiscus-sabdariffa-flower-extract>

<https://biocosma-paris.com/blogs/infos/comment-est-produite-l-huile-de-pepins-de-figue-de-barbarie-bio-regene>

المخلص

يهدف المشروع إلى تطوير الأغشية الحيوية القابلة للتحلل البيولوجي، التي تجمع بين الخصائص المضادة للبكتيريا والمضادة للأكسدة، مما يمثل نُدْ لم يُلبى قَبل في مجال المواد البيئية. تستخدم هذه الأغشية الحيوية الحيوية إلى بوليبيرومين، الزانثان والفيكوزان، المحصرين بالمركبات الطبيعية (الأنثوسيانين من الكرفندي، زيت زباني من البن الشوكي، وزيت أسايري من البربمجة). تم تقييم الخصائص البنيوية والكيميائية والوظيفية والنيوكيمياء للأغشية. تُظهر النتائج التي تم الحصول عليها أن المركبات النباتية تمتلك تأثيرات مضادة للأكسدة ومضادة للبكتيريا مبنية للمعتمد لكشف تحليل الأغشية بالاشعة تحت الحمراء أن التحليل يظهر نتائج جيدة. ونجسراً مع المكونات المختارة. التحليل فوق البنفسجي-المرئبي يؤكد تأثير الحاجز. نبدأ بتعلق بالخصائص البنيوية والكيميائية، نبدأ بتقييم الزانثان بمرونة أفضل من نولم الفيكوزان. بالإضافة إلى ذلك، نأثر دانان الغشائيات بدرجة الحوضرة لوسط الخويان (الماء، البنانول) والموزيا. نبدأ بتعلق بالخصائص الوظيفية، نبدأ بتلك دانان الغشائيات نبدأ نلصمها قَبل في النطاق لحدود الحرارة وذلك بسبب محتوى البوليبيرومين (الزيتوسانين). يمكن اعتبارها عوامل مضادة للبكتيريا ونقَبل للزنانج الذي تم العثور عليها. بالتحظ أن قابلية التحلل الحيوي لنولم الزانثان أسرع من نولم الكيتوسان. أخقَبل، تم إثبات اختبار طزاجة الطعومة (الجمبري، الحليب، البطيخ والغريب الأخضر) بظهور ألوان مختلفة. نبي الختام، يهدف هذا المشروع إلى أن يكون حَلْياً يهدف إلى نؤبَل لتأثير البيئي لبالسنيك الغلندي مع لبية الاحتياجات المنزلية لمرقبة نغالة لبيزنا.

الكلمات المفتاحية: البيونولم القابل للتحلل البيولوجي، الزانثان، الكيتوسان، المركبات النباتية، التوصيف، الخصائص البيولوجية.

Résumé

Le projet vise à développer des biofilms biodégradables, combinant des propriétés antimicrobiennes et antioxydantes, représentant une avancée significative dans le domaine des matériaux écologiques. Ces biofilms sont basés sur deux polymères, le xanthane et le chitosane enrichis des extraits naturels (les anthocyanes d'*Hibiscus sabdariffa*, l'huile végétale d'*Opuntia ficus-indica* et l'huile essentielle de *Salvia officinalis*). Les propriétés physico-chimiques, fonctionnelles et phytochimiques des membranes ont été évalué. Les résultats obtenus montrent que les extraits des plantes possèdent des effets antioxydants et antimicrobiens intéressants.

La caractérisation des membranes a révélé que l'analyse FTIR montre une bonne interaction et homogénéisation avec les ingrédients choisis. L'analyse UV-VIS confirme l'effet barrière. A propos des propriétés physico-chimiques, le film du xanthane possède une flexibilité mieux que celui de chitosane. En plus, ces deux membranes sont affectées par le pH de milieu de solubilisation (eau, éthanol) et l'ammoniac. Concernant les propriétés fonctionnelles, ces deux membranes détiennent une excellente activité à piéger le DPPH qui est due à la teneur des polyphénols (anthocyanes). Elles peuvent considérer comme des agents antimicrobiens selon les résultats trouvés. Nous notons que la biodégradabilité de film de xanthane est rapide que le film de chitosane. Enfin, le test de fraîcheur des aliments (crevette, lait, pastèque et raisins verts) a été prouvé avec l'apparition de différentes couleurs. En conclusion, ce projet se positionne comme une solution écologique visant à diminuer l'impact environnemental des plastiques traditionnels tout en répondant aux besoins croissants d'une surveillance efficace de notre environnement.

Mots clés : Biofilm biodégradable, Xanthane, Chitisan, Extraits végétaux, Caractérisation, propriétés biologiques.

Abstract

The project aims to develop biodegradable biofilms, combining antimicrobial and antioxidant properties, representing a significant advancement in the field of ecological materials. These biofilms are based on two polymers, xanthan and chitosan, enriched with natural extracts (anthocyanins from *Hibiscus sabdariffa*, vegetable oil from *Opuntia ficus-indica*, and essential oil from *Salvia officinalis*). The physicochemical, functional, and phytochemical properties of the membranes were evaluated. The results obtained show that the plant extracts possess interesting antioxidant and antimicrobial effects.

The characterization of the membranes revealed that the FTIR analysis shows good interaction and homogenization with the chosen ingredients. The UV-VIS analysis confirms the barrier effect. Regarding the physicochemical properties, the xanthan film has better flexibility than the chitosan one. In addition, these two membranes are affected by the pH of the solubilization medium (water, ethanol) and ammonia. Regarding the functional properties, these two membranes exhibit excellent activity in trapping DPPH, which is due to their polyphenol content (anthocyanins). They can be considered as antimicrobial agents according to the results found. We note that the biodegradability of xanthan film is faster than that of chitosan film. Finally, the freshness test of food (shrimp, milk, watermelon, and green grapes) was proven with the appearance of different colors. In conclusion, this project positions itself as an ecological solution aimed at reducing the environmental impact of traditional plastics while meeting the growing needs for effective monitoring of our environment.

Key words: Biodegradable biofilm, Xanthan, Chitosan, Plant extracts, Characterization, Biological properties.

