

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE AKLI MOHAND OULHADJ – BOUIRA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET DES SCIENCES DE LA TERRE
DEPARTEMENT DES SCIENCES AGRONOMIE



Réf :/UAMOB/FSNVST/2024

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER

Domaine : SNV

Filière : Sciences Agronomie

Spécialité : Agro-alimentaire et contrôle de qualité

Présenté par :

Seghir Anfal & Ben Mesbah Ferial

**Valorisation de fruits de jujubier sauvage dans le domaine
alimentaire**

Soutenu le : 26/06/2024

Devant le jury composé de :

Nom et prénom

Grade

Mme. MAHDI

Professeure

Univ. Bouira

Présidente

Mme. IAZZOURANE

MCA

Univ. Bouira

Examinatrice

Mme. FERHOUM

MCA

Univ. Bouira

Promotrice

Année Universitaire : 2023/2024

Remerciements

Nous remercions en premier lieu ALLAH le tout puissant de nous avoir illuminé et ouvert les portes du savoir, et de nous avoir donné la volonté et le courage, la puissance et la patience pour accomplir ce modeste travail.

*Nos profonds remerciements s'adressent en premier lieu à notre promotrice **M^{me} Ferhoum Fatiha** Maitre de conférences B à l'UAMOB pour avoir acceptée de nous encadrer avec bienveillance, pour son aide, ses précieux conseils, sa confiance, sa patience, ses encouragements pendant les moments les plus difficiles. Vraiment merci pour une qualité d'encadrement si sérieuse et si consistante.*

*Nous tenons d'autre part à remercier **les membres du jury**, pour bien vouloir nous accorder de leur temps précieux, pour commenter, discuter et juger notre travail.*

*Nous tenons à exprimer nos vifs remerciements à **M^{me} Boumaza Dalila** pour leurs conseils éclairés et toute la confiance qu'elles nous ont témoignée tout au long de notre projet.*

*Nous présentons nos sincères remerciements aux groupe BIMO, surtout : **M^r Hakim** et **M^{me} Samia**, les responsables de laboratoire physico-chimique de BIMO, **M^{em} Ahlem** contrôleuse de la chaîne de production pour leur encouragement et leur accueil durant toute la durée de ce projet.*

*Nous remercions également, **M^{me} Rebouh Mounira**, responsable de laboratoire microbiologique d'EPSP, pour leur aide et leur soutien.*

Un merci spécial à toutes nos familles et amis pour leurs encouragements et leur soutien continus.

Enfin, nous remercions tous ceux qui nous ont aidés à rédiger ce mémoire, de près ou de loin.

Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

À

Mon cher père, un homme qui a vécu pour sa famille.

« J'espère mon père que tu es fier de moi »

Ma chère mère, une femme qui a sacrifié sa vie pour ces enfants.

« J'espère ma mère que je serai toujours à la hauteur de tes attentes »

A mes chères frères et sœurs : Mohamed ayoub, nabila et nour el houda.

A toutes les personnes qui me sont très chères.

Seghir Anfal

Dédicace

Je dédie ce travail à :

*A ma mère **Fatma** et mon père **Moussa**, Pour l'amour qu'ils m'apportent, leur soutien, leurs efforts, et leurs encouragements.*

*À ma chère sœur « **Yasmine** »*

*A mes frères « **Hamza, walid** »*

*A mes chères cousines, « **Hakima, Ryma, Hayat** »*

*A mes meilleurs amis « **Meriem, Bouchra** »*

Feriel

Résumé

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

Introduction générale01

Chapitre I : Généralités sur *Zizyphus Lotus* (jujubier sauvage).

I.1. Description botanique.....04

I.2. Classification botanique.....04

I.3. Composition biochimique du *Zizyphus Lotus*.....05

I.4. Activités biologique et thérapeutiques du *zizyphus Lotus*.....06

I.5. Intérêt écologiques et économiques du *Zizyphus lotus*.....06

Chapitre II : Technologie biscuitière

II.1. Définition du biscuit.....08

II.2. Classification des biscuits.....08

II.3. Généralités sur les biscuits.....08

II.4. Principaux ingrédients et leurs effets.....09

II.5. Diagramme de fabrication.....09

Chapitre III : Emballage alimentaire

III.1. Définition.....11

III.2. Fonction de base.....12

III.3. Catégories.....12

III.4. Classification.....13

III.4.1. Bioplastique biodégradable.....13

III.4.1.1 Caractéristiques.....13

III.4.2. Films à base d'amidon.....	13
III.5. Emballages bioactifs.....	13
III.5.1. Agents bioactifs.....	13
III.5.2. Rôle d'emballage bioactif.....	14
Chapitre IV : Matériel et méthode	
IV.1. Matériel végétale.....	15
IV.1.1. Préparation de la matière première.....	15
IV.2. Caractérisation phytochimique de la poudre des fruits de <i>Zizyphus lotus</i>	15
IV.3. Caractérisation physicochimique et biochimique de <i>Zizyphus lotus</i>	17
IV.3.1. Détermination du pH.....	17
IV.3.2. Détermination de l'acidité grasse.....	17
IV.3.3. Détermination de la teneur en eau et la matière sèche.....	18
IV.3.4. Détermination de taux de cendre.....	18
IV.3.5. Extraction et dosage des protéines.....	19
IV.3.6. Extraction et dosage des sucres.....	20
IV.4. Extraction des composés phénoliques de fruits de <i>Zizyphus lotus</i>	21
IV.4.1. Détermination du rendement d'extraction.....	21
IV.4.2. Dosage des polyphénols.....	22
IV.4.3. Dosage des flavonoïdes.....	23
IV.5. Evaluation de l'activité antioxydante.....	23
IV.6. Élaboration de film bioactif.....	24
IV.7. Etude des caractéristiques de film.....	25
IV.7.1. Epaisseur	25
IV.7.2. Solubilité dans l'eau	25
IV.7.3. Absorption d'eau.....	26

Table des matières

IV.7.4. Teneur en eau.....	26
IV.7.5. Etude de biodégradation de film élaboré.....	27
IV.7.5.1. Simulation d'enfouissement dans le sol.....	27
IV.7.6. Utilisation d'emballages bioactifs pour tester leur effet insecticide sur <i>Tribolium castaneum</i>	27
IV.7.6.1. Préparation de l'échantillon à analyser.....	27
IV.8. Préparation des cookies.....	28
IV.8.1. Analyses physico-chimiques des ingrédients.....	28
IV.8.1.1. Farine de blé.....	28
IV.8.1.1.1. Taux de gluten.....	28
IV.8.1.2. Poudre de Lait.....	29
IV.8.1.2.1. Acidité titrable pour la poudre de lait	29
IV.8.2. Essai de fabrication des cookies.....	30
IV.8.3. Etapes de fabrication des cookies.....	30
IV.8.4. Analyses physico-chimiques des cookies.....	32
IV.8.5. Analyses sensorielles.....	32
IV.8.6. Analyses microbiologiques des cookies.....	32

Chapitre V : Résultats et discussion

V.1. Caractérisation phytochimique de la poudre des fruits de <i>Z. lotus</i>	34
V.2. Caractérisation physicochimique et biochimique du fruit de <i>Zizyphus lotus</i>	36
V.2.1. pH et acidité grasse	36
V.2.2. Teneur en eau et la matière sèche.....	37
V.2.3. Teneur en cendres.....	37
V.2.4. Teneur en protéines.....	37
V.2.5. Teneur en sucres totaux	38

Table des matières

V.3. Extraction des composés phénoliques des fruits de <i>Zizyphus lotus</i>	39
V.3.1. Rendement de l'extraction.....	39
V.3.2. Teneurs en polyphénols et flavonoïdes.....	40
V.4. Activité antioxydante.....	42
V.5. Caractéristiques de film bioactif développé.....	43
V.5.1. Epaisseur du film	43
V.5.2. Solubilité dans l'eau.....	44
V.5.3. Absorption d'eau.....	45
V.5.4. Teneur en eau	45
V.5.5. Etude de biodégradation de film élaboré	46
V.5.5.1. Simulation d'enfouissement dans le sol.....	46
V.6. Utilisation d'emballages bioactifs pour tester leur effet insecticide sur <i>Tribolium castaneum</i>	47
V.7. Elaboration des Cookies enrichis.....	48
V.7.1. Caractérisations physico-chimiques des ingrédients.....	48
V.7.2. Analyses physicochimiques des Cookies enrichis par la poudre de jujubier.....	50
V.7.3. Résultats d'analyses sensorielles de biscuit	50
V.7.4. Analyses microbiologiques.....	53
Conclusion.....	54

Références Bibliographiques

Annexes

Résumé

Liste des figures

Figure 01: Photo de <i>Zizyphus lotus</i>	04
Figure 02 : Etapes de fabrication des biscuits.....	10
Figure 03: Emballage dans la nature.....	11
Figure 04: Fonctions d’emballage.....	12
Figure 05: Système de l’emballage.....	12
Figure 06: Fruits de <i>Zizyphus lotus</i> avant et après broyage.....	16
Figure 07: Protocole de dosage des protéines.....	19
Figure 08: Protocole de dosage des glucides.....	21
Figure 09: Protocole de dosage des polyphénols totaux.....	22
Figure 10: Protocole de dosage des flavonoïdes totaux.....	23
Figure 11: Protocole détaillant le test du piégeage du DPPH.....	24
Figure 12: Diagramme d’élaboration du film bioactif.....	25
Figure 13: Application le film du marché et le film bioactif sur la farine.....	28
Figure 14: Diagramme de fabrication de biscuit.....	31
Figure 15: Pourcentage d’inhibition du radicale DPPH des extraits (Bouira et M’sila) de fruits de <i>Zizyphus lotus</i>	42
Figure 16: Perte de poids du film à différents stades d’enfouissement dans le sol.....	46
Figure 17: Suivi de la biodégradation du film développée pendant 8 jours.....	46
Figure 18: Cinétique de la mortalité des individus de <i>Tribolium castaneum</i> emballés avec le film du marché et le film bioactif élaboré pendant 28 jours à une température ambiante.....	47
Figure 19: Résultats d’analyses sensorielles.....	51

Liste des tableaux

Tableau 01: Classification de jujubier sauvage.....	05
Tableau 02: Composition en métabolite primaire de <i>Zizyphus lotu</i>	05
Tableau 03: Composition en métabolite secondaire de <i>Zizyphus lotus</i>	06
Tableau 04: Activités biologiques du <i>Zizyphus lotus</i>	06
Tableau 05: Principaux ingrédients et leurs effets sur le biscuit.....	09
Tableau 06: Evolution de l’emballage au cours des 200 dernières années.....	11
Tableau 07: Quantités des ingrédients pour la fabrication des biscuits.....	30
Tableau 08: Différents germes recherchés dans le cadre d’analyses microbiologiques des biscuits fabriqués.....	33
Tableau 09: Résultats des tests de criblage phytochimique effectuée sur les fruits de <i>Zizyphus Lotus</i>	34
Tableau 10: Résultats de la caractérisation physico-chimiques et biochimiques des fruits de <i>Z. lotus</i>	36
Tableau 11: Rendement d’extraction de fruits de <i>Zizyphus lotus</i>	39
Tableau 12: Teneur en composés phénoliques de fruits de <i>Zizyphus lotus</i>	40
Tableau 13: Caractéristiques de film bioactif développé.....	43
Tableau 14: Résultats des analyses physico-chimiques de farine de blé.....	49
Tableau 15: Résultats des analyses physico-chimiques de la poudre de lait.....	49
Tableau 16: Résultats des analyses physico-chimiques de produit fini « cookies ».....	50
Tableau 17: Résultats des analyses microbiologiques de biscuits.....	53

Liste des abréviations

CEN : Comité Européen de Normalisation.

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

FTAM : Flore Totale Aérobie Mésophile.

IC 50 : Concentration Inhibitrice médiane.

JORA : Journal Officiel de la République Algérienne.

EQ : Equivalent Quercétine.

PCA : Plate Cont Agar.

BSA : Bovin Serum Albumin.

EAG : Equivalent d'Acide Gallique.

AFNOR : Association Française de Normalisation.

OGA : Oxytétracycline Gélose Agar.

VRBL : Violet -Rouge neutre-Bille Lactose.

MS : Matière sèche.

ISO : Organisation internationale de standardisation.

NA : Norme Algérienne.

NF : Norme française.

Z. lotus : *Zizyphus lotus*.

Introduction

Le règne végétal offre un réservoir largement sous-exploité de composés biologiquement actifs. Ces composés ne sont pas seulement potentiellement utilisables comme médicaments, mais également comme modèles uniques qui pourraient inspirer le développement de substances synthétiques similaires. De plus, ils représentent un outil précieux pour approfondir notre compréhension des processus biologiques (**Pushparaj *et al.*, 2004 ; Dar *et al.*, 2023**).

L'Algérie est un trésor phylogénétique grâce à sa flore abondante et diversifiée, qui abrite une grande diversité de cultures. Elle comprend environ 4000 espèces et sous-espèces de plantes vasculaires (**Dobignard *et al.*, 2013**).

Au fil des millénaires, l'expérience humaine ont permis la reconnaissance et la désignation de nombreuses plantes. Progressivement, leur identification s'est enrichie et leur utilisation a été continuellement affinée grâce à la transmission orale des connaissances (**Girre, 2006**).

Autrefois, les organes des plantes étaient utilisés dans leur intégralité sans distinction des composants chimiques. Cependant, les extraits végétaux sont désormais devenus une matière première essentielle. La lenteur du parcours menant aux médicaments actuels est mise en lumière par la nécessité de comprendre les effets thérapeutiques au fil du temps (**Girre, 2006**).

Les fruits de *Zizyphus lotus* sont renommés pour leur abondance en alcaloïdes, flavonoïdes, stérols, tanins, saponines et terpénoïdes. Ces propriétés font de *Zizyphus lotus* une plante d'une valeur universelle (**Borgi *et al.*, 2006**). Il possède également diverses activités biologiques, notamment des propriétés antioxydantes, anti-stéroïdes, anti-inflammatoires, antibactériennes, et autres (**Benammar *et al.*, 2010**).

Les ravageurs des stocks représentent une menace significative, entraînant des pertes importantes pour les pays en développement et développés. Ils contribuent à la contamination des produits en y introduisant des insectes vivants et morts, des débris corporels, ainsi que des résidus chimiques (**Aisha *et al.*, 2024**).

Selon **Bellakhdar (1997)**, les composés naturels présents dans les fruits suscitent un intérêt particulier dans la lutte contre divers ravageurs des denrées stockées, tels que le *tribolium castaneum*. Cet insecte se distingue comme étant le plus destructeur, du fait de sa large gamme d'hôtes, avec une préférence marquée pour le riz et le blé transformés (**Aisha *et al.*, 2024**).

L'objectif de la conservation des aliments est l'augmentation de leur durée de vie en s'attaquant aux mécanismes d'altération afin de les ralentir ou d'en éliminer les effets (**Gontard et al., 2017**).

Les emballages alimentaires fabriqués à partir de plastiques synthétiques se dégradent très lentement dans la nature, il peut prendre jusqu'à 50 ans ou plus pour se dégrader complètement (**Jafarzadeh et al., 2020**). Les emballages bioactifs ont la capacité d'améliorer les caractéristiques organoleptiques, biochimiques, hygiéniques, microbiologiques et/ou physico-chimiques des aliments qu'ils contiennent. Ce rôle consiste à incorporer des substances actives comme les vitamines, les antioxydants et les agents antimicrobiens (**Benbettaieb, 2015**).

Les films d'emballage alimentaire intégrant des composés bioactifs de plantes sont perçus comme une nouvelle tendance qui vise à préserver l'environnement, à préserver la qualité des aliments et à prolonger leur durée de conservation (**Vieira et al., 2022**). La plupart de ces composés bioactifs proviennent des racines, des tiges, des feuilles, des fruits et des graines des végétaux (**Tian et al., 2022**).

Les insecticides d'origine botanique pourraient constituer une méthode efficace pour lutter contre les coléoptères des produits stockés, potentiellement réduisant ainsi le risque de résistance croisée. De plus, ils pourraient faciliter la création de molécules ciblées spécifiquement sur ces ravageurs (**Abdelkhalek et al., 2020**).

D'autre part, le célèbre fruit du jujubier présente des propriétés intéressantes, dépend de sa composition (**Chouibi, 2012**). Ce fruit présente plusieurs intérêts sur le plan nutritif (**Wang et al., 2016**). Il est utilisé en confiserie et en pâtisserie après transformation en farine par séchage (**Munier, 1973**). Cela permet de l'incorporer dans la formulation des aliments fonctionnels.

En Afrique du Nord les fruits de *Zizyphus lotus* sont séchés et transformés en farine, puis utilisés pour préparer des pancakes au goût très apprécié (**Abdoul-Azize, 2016**).

L'industrie de la boulangerie est l'une des plus importantes industries alimentaires organisées à l'échelle mondiale. Les biscuits et les gâteaux, en particulier, sont très populaires en raison de leur commodité, étant prêts à manger (**Gupta et al., 2010**).

Ce travail vise à valoriser le fruit du jujubier sauvage dans le domaine alimentaire. Nous nous focalisons sur trois objectifs principaux :

Introduction générale

- Caractériser les principes actifs du jujubier sauvage provenant de deux régions différentes.
- Développer un film biodégradable doté de propriétés insecticide.
- Fabriquer des biscuits enrichis avec la farine de jujubier.

Chapitre I
Généralités sur Zizyphus lotus

I.1. Description botanique

Le jujubier *Zizyphus lotus* est une espèce d'arbustes fruitiers, épineux de la famille des Rhamnacées (Rsaissi *et al.*, 2002). Il présente sous forme de buissons aux rameaux flexueux ne dépassant pas 2,5 mètres, présentant une couleur gris-blanc et poussant en zigzag (Claudine, 2007).

Les feuilles de cet arbuste sont de petite taille, courtes, et ovales à peu près elliptiques, mesurant entre 1 et 2 cm de longueur et 7 mm de largeur. Elles peuvent être solitaires ou regroupées avec un unique pédicelle court. Le calice adopte une forme d'entonnoir, est pentamère, avec une petite corolle à cinq pétales, cinq étamines épi-pétales et deux styles courts (Figure 01) (Bayer et Butter, 2000 ; Ghedira, 2013).



Figure 01: Photo de *Zizyphus lotus* (Ghedira, 2013).

Les fruits du jujubier sont des drupes sphériques, caractérisées par des noyaux osseux biloculaires de petite taille et de forme ronde, recouverts d'une pulpe demi-charnue qui sèche rapidement mais est riche en sucre. Le noyau, d'un diamètre de 4 à 5 mm (Burrow, 2005), et renferme deux graines (Ghost *et al.*, 2007).

I.2. Classification botanique

Selon l'AGP IV (2016), la classification de jujubier sauvage est la suivante (Tableau 01):

Tableau 01: Classification de jujubier sauvage (APGI IV, 2016).

Taxinomie	Description
Règne	Végétale
Embranchement	Magnoliophyta (Phanérogames)
Sous-embranchement	Magnoliophytina (Angiospermes)
Classe	Magnoliopsida (Dicotylédones)
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Rhamnales
Famille	Rhamnaceae
Tribu	Ziziphae
Genre	<i>Zizyphus</i>
Espèce	<i>Zizyphus lotus</i> (L.) Desf.

I.3. Composition biochimique

La composition de *Zizyphus lotus* met en évidence la présence de métabolites primaires et secondaires (Cataire *et al.*, 1994).

I.3.1. Métabolites primaires

La composition en métabolite primaire est résumée dans le **Tableau 02**.

Tableau 02: Composition en métabolite primaire de *Zizyphus lotus* (Cataire *et al.*, 1994).

Métabolites	Quantité (%)
Protéines	19,11
Glucides	40,89
Lipides	32,92

I.3.2. Métabolites secondaires

La composition en métabolite secondaire est illustrée dans le **Tableau 03**.

Tableau 03: Composition chimique de différent parties de *Zizyphus lotus* (Abdoul-Azize, 2016).

Parties de <i>Zizyphus lotus</i>	Composition
Fruits	Polyphénols totaux ; flavonoïdes ; tannins
Feuille	Flavonoïdes, tannins, saponines, jujuboside B, 3 jujubasaponine, Glycoside de jujubogénine IV
Graine	Carbohydrates, polyphénols
Pulpe	Polyphénols, flavonoïdes, tannins

I.4. Activités biologiques et thérapeutiques

Plusieurs études ont rapporté que les extraits de *Zizyphus lotus* possèdent des activités biologiques et thérapeutiques, nous citons quelqu'une dans le tableau ci-dessous (**Tableau 04**) :

Tableaux 04: Activités biologiques et thérapeutiques de *zizyphus lotus*.

Activités biologiques	Références
Activité antioxydante	Abdoul-Azize, 2016 ; Benammar <i>et al.</i> , 2010
activité hypoglycémique	(Abdoul-Azize, 2016 ; Benammar <i>et al.</i> , 2014)
Activité insecticide	(Vavias <i>et al.</i> , 2008 ; Gauvin <i>et al.</i> , 2003)
Activités anti-ulcérogéniques	(Borgi <i>et al.</i> , 2007).

I.5. Intérêt du *Zizyphus lotus*

C'est une plante résistante. On le trouve fréquemment dans des zones désertiques caractérisées par des précipitations très faibles. Elle peut également résister à des inondations temporaires (Amara et Benabdeli, 2002).

Dans les zones accidentées et sujettes à l'érosion, les bosquets de jujubiers sont essentiels pour maintenir l'équilibre naturel. De plus, le jujubier a une longue histoire

d'utilisation en tant que barrière verte protectrice contre les cours d'eau, contribuant ainsi à la préservation des sols et à la prévention de l'érosion (**Bamouh, 2002**).

D'autre part les fruits de cette plante sont largement consommés par les africaines du Nord. Ils sont réputés pour leur délicieux goût et sont également riches en nutriments, contribuant ainsi à la nutrition et à la santé des personnes qui les consomment (**Abdoul-Azize, 2016 ; Chouaibi *et al.*, 2012**).

En Inde, les fruits mûrs du jujubier sont séchés et utilisés comme produit alternative au dattes sèche (**Parrek, 2001**).

Chapitre II
Technologie biscuitière

II.1. Définition des biscuits

Les biscuits sont des gâteaux secs qui sont appréciés en raison de leur diversité, de saveurs et de leur prix abordable. « bis coctus », signifie « deux fois cuit ». Autrefois fabriqués artisanalement, les biscuits sont aujourd'hui produits industriellement de manière fortement automatisée (Davidson, 2018).

Il est généralement admis qu'un biscuit est un produit à base de céréales cuit à un taux d'humidité inférieur à 5%. La composante céréalière est généralement enrichie de matières grasses et de sucre, mais la composition peut être presque infinie (Manley, 1998).

II.2. Classification des biscuits

Les biscuits peuvent être classés de différentes manières, notamment :

- ✓ Par leur texture et leur dureté ;
- ✓ Par la méthode de formation de la pâte ;
- ✓ Par la teneur en matières grasses et en sucre (Manley, 1998).

En plus de la classification primaire, les biscuits peuvent également être classés selon la transformation secondaire qu'ils subissent après la cuisson. Cette classification secondaire peut être basée sur le revêtement, la forme ou le goût du biscuit (Manley, 1998).

Enrobage: sandwich à la crème enrobée de chocolat, biscuit moulé dans du chocolat.

Forme: biscuit glacé (à moitié enrobé d'un glaçage séché).

Goût: biscuit additionné de confiture.

II.3. Généralités sur les cookies

Ce sont des biscuits qui contiennent la farine, les œufs avec une quantité importante de matières grasses et de sucre, mais une faible quantité d'eau. Cette composition leur donne une texture courte et friable, avec un réseau de gluten presque inexistant (Cauvain, 2016).

La détermination des propriétés sensorielles des cookies est basée sur la qualité et la quantité des ingrédients utilisés. Elles déterminent également ses propriétés de conservation (Cauvain, 2016).

II.4. Principaux ingrédients et leurs effets

Les principaux ingrédients dans la fabrication des biscuits sont illustrés dans le **Tableau 05**.

Tableaux 05: Principaux ingrédients et leurs effets sur le biscuit (Manley, 1998).

Les ingrédients	effets sur le biscuit
Farine	<ul style="list-style-type: none"> • Structure et texture. • Base de la pâte.
Matière grasse	<ul style="list-style-type: none"> • Empêchement des dessèchements. • Texture tendre et croustillante.
Sucres	<ul style="list-style-type: none"> • Gout sucré. • Moelleux et friabilité. • Conservation.
Œufs	<ul style="list-style-type: none"> • Lient les ingrédients. • Confèrent de la saveur, et de la couleur.
Eau	<ul style="list-style-type: none"> • Hydrate la pâte. • Facilite les interactions avec les autres ingrédients. • Lie et agglomère les particules d'amidon. • Permet la dissolution des composants.
Agent levants	<ul style="list-style-type: none"> • Lève et allège la pâte. • Rend les biscuits plus tendres.

II.5. Diagramme de fabrication

La fabrication industrielle des biscuits comporte une série d'opérations, qui sont décrites ci-après (**Figure 02**) :

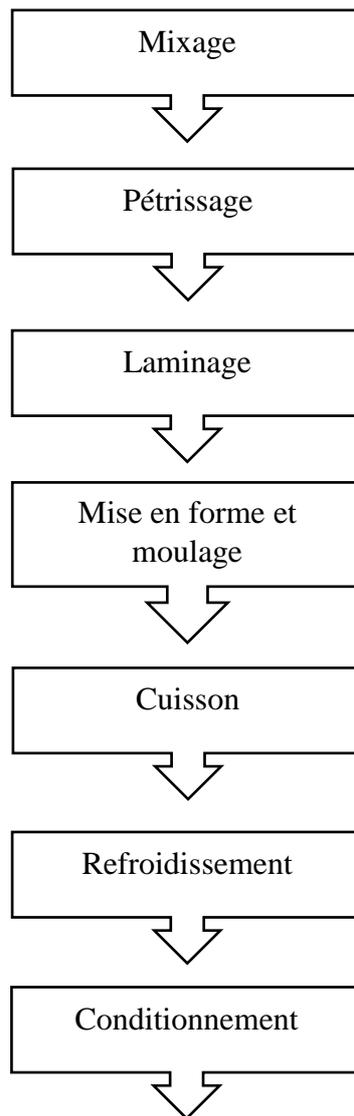


Figure 02: Étapes de fabrication des biscuits (Denis, 2011).

Chapitre III

Emballage alimentaire

III.1. Définition

L'emballage, perçu comme une barrière protectrice ou un moyen de sécuriser le transport, a été employé de tout temps, y compris à l'époque égyptienne. Des illustrations remarquables d'emballages efficaces se trouvent dans la nature, comme les enveloppes des fruits (**figure 03**) (**Debeaufort et al., 2022**).



Figure 03: Emballage dans la nature (**Debeaufort et al., 2022**).

Il a été constaté que les premiers moyens d'emballage utilisés par les humains étaient les produits animaux, qui continuent d'être employés de nos jours. Le **Tableau 06** expose divers développements liés à l'emballage au fil de l'histoire (**Debeaufort et al., 2022**).

Tableau 06: Evolution de l'emballage au cours des 200 dernières années (**Debeaufort et al., 2022**).

Années	Développement de paquets
1801	Nicolas Appert découvre le procédé de conservation par la chaleur des denrées alimentaires contenues dans des bocaux en verre.
1810	Le procédé est appliqué à des boîtes en fer-blanc (boîtes de conserve).
1958	L'Américain Mason crée le couvercle métallique à vis pour les pots de verre.
1871	Jones (États-Unis) invente le carton ondulé.
1885	Painter (États-Unis) dépose le brevet de la première capsule de bouteille jetable.
1934	L'American Can Company commercialise les premières « boîtes-boissons », ancêtres des canettes pour la brasserie américaine Krueger.
1976	Pepsi Cola vend ses premières bouteilles en PET.
2000	Apparition du Doy Pack, sachet en plastique souple tenant debout.
2000 à 2015	Émergence des plastiques biosourcés, des matériaux composites et multicouches.

III.2. Fonction de base

Les quatre principales fonctions de l'emballage sont résumées dans la **Figure 04**. Ces fonctions sont interconnectées et doivent toutes être prises en considération lors de la conception du packaging (**Robertson, 2013**).

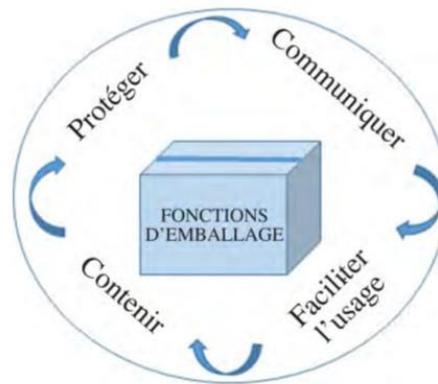


Figure 04: Fonctions d'emballage (**Debeaufort et al., 2022**).

III.3. Catégories

L'emballage est constitué uniquement de :

- L'emballage primaire ou l'emballage de vente ;
- L'emballage secondaire ou l'emballage groupé ;
- L'emballage tertiaire ou emballage de transport (**CNE, 2015**).

La **Figure 05** représente le système d'emballage.

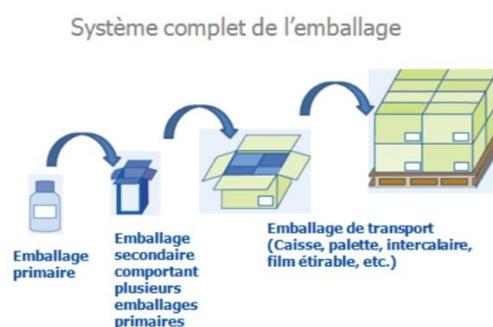


Figure 05: Système de l'emballage (**CNE, 2015**).

III.4. Classification

III.4.1. Bioplastique biodégradable

III.4.1.1. Caractéristique

Les biopolymères représentent une nouvelle source de matières renouvelables pour l'industrie plastique. Leur structure chimique unique confère à ces matériaux des propriétés distinctes, les rendant particulièrement adaptés à des applications spécifiques dans ce secteur. Parmi ces caractéristiques, la biodégradabilité, Biocompatibilité et biorésorbabilité, perméabilité à la vapeur d'eau et propriétés chimiques (**Rabetafika et al., 2006**).

II.4.2. Film à base d'amidon

L'utilisation de l'amidon pour diverses applications représente une solution aux problèmes posés par les emballages plastiques car il est biodégradable (**Mutungi et al., 2011 ; Ma et al., 2010**). Les films biopolymères présentent des problèmes au cours de leur utilisation industrielle (**Han, 2000**).

II.5. Emballage bioactif

L'emballage bioactif est une stratégie innovante qui vise à améliorer l'impact des aliments sur la santé des consommateurs (**Prasad et al., 2022**). Cette approche consiste à incorporer des composés biologiquement actifs ou fonctionnels dans les matériaux d'emballage, permettant ainsi une interaction avec le produit alimentaire. Cette interaction peut se réaliser par une libération contrôlée de ces composés ou par leur réaction avec des substances générées ou présentes dans les aliments (**Salgado et al., 2019**).

II.5.1. Agent bioactif

Une substance bioactive est une molécule extraite d'une source naturelle biologique, qu'elle soit animale ou végétale, et qui présente une activité biologique. Parmi les substances bioactives les plus adaptées à être intégrées dans la paroi de l'emballage, on trouve les composés phytochimiques. Ces substances chimiques renferment des composés protecteurs, tels que les polyphénols qui possèdent une activité antioxydante (**Bloch et al., 1995**).

Les matériaux d'emballage bioactifs doivent être capables de préserver les composés bioactifs dans des conditions optimales jusqu'à ce qu'ils soient libérés de manière contrôlée dans le produit alimentaire (**Hemavathi et Siddaramaiah, 2018**).

II.5.2. Rôle d’emballage bioactif

Les matériaux d'emballage bioactifs peuvent aider à contrôler l'oxydation des denrées alimentaires et à prévenir la formation d'arômes indésirables ainsi que de textures non souhaitées dans les aliments (**Hemavathi et Siddaramaiah, 2018**). De plus, les enrobages et films bioactifs peuvent servir de support pour des agents antimicrobiens (**Crini et al., 2009**).

Chapitre IV

Matériels et méthodes

IV.1. Matériel végétal

Les fruits du jujubier sauvage récoltés dans deux régions : l'une dans la région de Bouira (Sidi Ziane et Aïn Bessam) dans un bioclimat continental, et l'autre à M'Sila dans un bioclimat aride. L'échantillonnage est réalisé entre les mois de septembre et octobre 2023.

IV.1.1. Préparation de matériel végétal

Après la récolte, les fruits de deux régions de *Zizyphus lotus* L. ont été nettoyés en éliminant le sol, les cailloux, ainsi que les débris de feuilles et les tiges. Ensuite, ils ont été séchés.

Après séchage, les fruits ont été broyés à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre très fine et homogène (**Figure 06**). La poudre est classée par un tamis, puis conservée dans des sacs hermétiques et opaques pour une utilisation ultérieure.



Figure 06: Fruits de *Zizyphus lotus* avant et après broyage (**originale, 2024**).

IV.2. Screening phytochimiques

❖ Test des composés réducteurs

La détection des composés réducteurs, implique l'ajout de 2 ml de l'extrait aqueux dans un tube à essai, suivi de l'addition de 2 ml de la liqueur de Fehling. Ensuite, le mélange est chauffé au bain-marie bouillant pendant 8 minutes. La formation d'un précipité rouge brique indique la présence de composés réducteurs (**EL-Haoud et al., 2018**).

❖ Test des glycosides cardiaques

Deux ml de chloroforme sont ajoutés à 1 ml de l'extrait éthanolique. L'apparition d'une coloration brun-rougeâtre après l'ajout de H₂SO₄ indique la présence de glycosides cardiaques (**EL-Haoud et al., 2018**).

❖ Test des tannins

La présence des tannins est mise en évidence en ajoutant à 1 ml de chaque extrait éthanolique, 1 ml d'eau et 1 à 2 gouttes de solution de FeCl_3 diluée à 1 %.

- ✓ L'apparition d'une coloration vert foncé ou bleu-vert indique la présence de tannins.
- ✓ L'apparition d'une coloration vert foncé indique la présence de tannins catéchiques.
- ✓ L'apparition d'une coloration bleu-vert indique la présence de tannins galliques (**EL-Haoud et al., 2018**).

❖ Test des saponines**❖ Test de mousse**

10 ml de l'extrait éthanolique à analyser sont introduits dans un tube à essai. Le mélange est agité pendant 15 secondes, suivie d'un repos de 15 minutes. Une hauteur de mousse supérieure à 1 cm indique la présence de saponines (**Bekkar et al., 2022**).

❖ Test des terpenoïdes

En suivant le test de Slakowski, 5 ml de l'extrait éthanolique sont ajoutés à 2 ml de chloroforme et 3 ml d'acide sulfurique concentré. La formation d'un anneau marron-rouge à l'interface indique la présence des terpénoïdes (**Khan, 2011**).

❖ Test des mucilages

1 ml d'extrait aqueux après décoction (10 %) sont ajoutés à 5 ml d'éthanol absolu. Après quelques minutes, l'obtention d'un précipité floconneux dans le mélange indique la présence de mucilages (**EL-Houd et al., 2018**).

❖ Test de quinones libres

2 ml d'extrait (aqueux, éthanolique) sont mélangés avec 2 ml de NaOH (10 %). L'apparition d'une couleur qui vire au jaune, rouge ou violet indique la présence de quinones libres (**Oloyde, 2005**).

❖ Dérivés anthracéniques libres

Les anthracéniques libres sont détectées par l'ajout dans un tube à essai d'un 1ml d'extrait éthanolique et 1 ml de NH_4OH dilué. Après agitation, une coloration plus ou moins rouge indique la présence d'anthraquinones libres (**EL-Haoud et al., 2018**).

IV.3. Caractérisations physico-chimiques de *Zizyphus lotus*

IV.3.1. Détermination du pH

Une masse de 5 g pour chaque échantillon de poudre de *Zizyphus lotus* est placée dans un bécher et complétée avec de l'eau distillée jusqu'à atteindre 50 g. Le tout est bien mélangé avec un agitateur jusqu'à obtenir un liquide homogène. L'électrode du pH-mètre est ensuite immergée dans le bécher pour mesurer le pH, et la mesure est effectuée directement sur le pH-mètre à une température de 20 °C (NA. 273: 2012).

IV.3.2. Détermination de l'acidité grasse (pour les farines)

➤ **Principe**

La détermination de l'acidité grasse est réalisée au moyen d'une méthode colorimétrique, impliquant la dissolution des acides gras libres dans de l'éthanol à 95%.

➤ **Mode opératoire**

Un échantillon de 2,5 g de la poudre de *Zizyphus lotus* est placé dans un bécher contenant 15 ml d'alcool à 95%. Le mélange est agité pendant 1 heure, suivi d'une centrifugation pendant 2 minutes. Ensuite, 50 ml du filtrat sont versés dans un erlenmeyer et titrés avec une solution d'hydroxyde de sodium 0,1N, en présence de 2 à 3 gouttes de phénolphthaléine, jusqu'à ce qu'une couleur rose persistante apparaisse pendant 30 secondes (NA. 1182 :2009).

L'acidité est exprimée en gramme d'acide sulfurique pour 100g de matière sèche est calculée par la formule suivante :

$$AG = 7,35 \times (V_1 - V_0) \times T / (m - H)$$

Avec :

- **7.37** : Coefficient de conversion en acidité grasse
- **V₁** : Volume en ml de la solution NaOH utilisée pour la détermination
- **V₀** : Volume en ml de la solution NaOH utilisée pour l'essai à blanc
- **T** : Titre exact de la solution de NaOH utilisée
- **m** : Masse de l'échantillon en gramme
- **H** : Teneur en eau en pourcentage en masse, de l'échantillon pour l'essai

IV.3.3 Détermination de la teneur en eau et la matière sèche

➤ Principe

Le produit est séché à l'aide d'un humidimètre a une température 130°C pendant 10 min.

➤ Mode opératoire

On insère 10 g de chaque poudre dans un plateau vide, puis les plateaux sont placés dans l'humidimètre (**Annexe I**) à 130°C pendant 10 min. La mesure de la teneur en humidité est effectuée directement sur l'appareil (**NA. 1132: 2012**).

La teneur en matière sèche (MS) est calculée selon la formule suivante :

$$MS (\%) = 100\% - H\%$$

IV.3.4. Détermination de taux de cendre

La méthode de détermination des cendres repose sur la décomposition de la matière organique par incinération dans un four à moufle.

Après avoir taré les creusets, on insère 10 g de poudre de fruits dans les creusets en porcelaine qui sont ensuite placés dans un four à 550°C pendant 4 heures jusqu'à ce que la couleur devienne gris clair. Ensuite, les creusets sont retirés du four, refroidis dans un dessiccateur et pesés (**NA.733 : 2016**).

La formule pour calculer le taux de cendre est la suivante :

$$C\% = (m2 - m0 / m1 - m0) \times 100$$

Avec :

- **C%**: Taux de cendre en pourcentage
- **m0**: Masse du creuset vide
- **m1**: Masse du creuset + la prises d'essai
- **m2**: Masse du creuset + cendre

IV.3.5. Extraction et dosage des protéines

IV.3.5.1. Extraction des protéines

Un gramme de la poudre de fruit de jujubier a été mélangé avec 20 ml d'eau distillée. Ensuite, le mélange a été agité pendant 5 heures à une température de 4 °C.

D'après **Rezanejad (2007)**, les suspensions ont été centrifugées à 10000 G pendant 40 minutes et les surnageants ont été récupérés. L'extrait protéique obtenu a été conservé à + 4°C jusqu'à l'analyse.

IV.3.5.2. Dosage des protéines

La teneur en protéines dans l'extrait préparé de fruit de *Zizyphus lotus* L. a été évaluée en utilisant la méthode de **Bradford (1976)**. Cette méthode est basée sur une réaction colorimétrique entre les protéines de l'extrait et un colorant appelé "bleu de Coomassie G-250".

Le bleu de Coomassie G-250, qui est rouge-brun à l'état libre, se transforme en bleu lorsqu'il se lie aux protéines. Par conséquent, son coefficient d'extinction molaire augmente dans la région visible du spectre lumineux (à 595 nm), ce qui permet une mesure sensible de la teneur en protéines (**Bradford, 1976**).

➤ Mode opératoire

La méthode adoptée pour le dosage des protéines est celle décrite par (**Bradford, 1976**), avec quelques modifications :

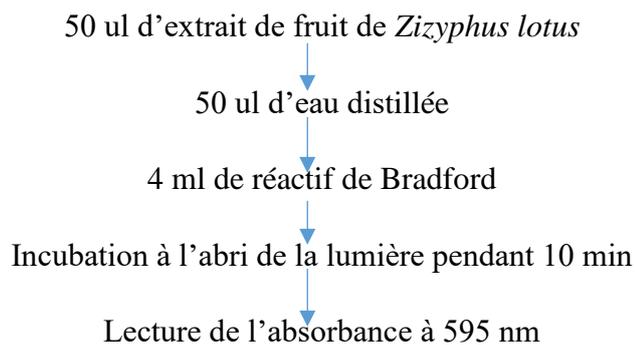


Figure 07: Protocole de dosage des protéines (**Bradford, 1976**).

Une série d'étalons à base de BSA (1 mg/mL), avec une concentration variant de 0 à 100 mg de BSA par µL de solution (**Annexe III**), est préparée selon les mêmes conditions opératoires que celles de l'échantillon. Ces étalons sont utilisés pour déterminer la concentration en protéine.

IV.3.6. Extraction et dosage des sucres

IV.3.6.1. Extraction des sucres totaux

Les sucres contenus dans la poudre de fruit de *Zizyphus lotus* sont extraits à l'aide d'un solvant capable de les dissocier tout en inhibant simultanément les activités enzymatiques qui pourraient les dégrader. Les solvants d'extraction préférentiels sont généralement des mélanges d'éthanol et d'eau, choisis en fonction de la limite de poids moléculaire des oligosides à extraire. L'éthanol à 80% est le solvant le plus couramment utilisé car il permet l'extraction des sucres sans altérer les polyosides présents dans le résidu, tout en inhibant les enzymes responsables de la dégradation (**Godon, 1997**).

➤ Mode opératoire

L'extraction des sucres de la poudre de fruit est réalisée selon le protocole décrit par **Godon (1997)**. Dans un tube conique adapté à la centrifugeuse, contenant 1 g de poudre de *Zizyphus lotus*, 16 mL d'éthanol à 80 % sont ajoutés. Le tube conique est placé dans un bain-marie et soumis à une ébullition douce pendant 2 heures, avec agitation occasionnelle pour éviter la formation de grumeaux. Après refroidissement, le contenu du tube conique est centrifugé pendant 10 minutes à 5000×g. Le surnageant est récupéré et conservé à 4 °C.

IV.3.6.2. Dosages des sucres totaux

Les sucres totaux présents dans l'extrait de la poudre de fruit de *Zizyphus lotus* peuvent être quantifiés à l'aide de la méthode d'antrone, décrite par **Duchateau et Florkin (1959)**. Cette méthode colorimétrique simple présente une relative sensibilité aux interférences provenant d'autres composants cellulaires. Le dosage des sucres totaux se déroule en deux étapes :

1. Dans un premier temps, les polysaccharides sont hydrolysés et les monomères sont déshydratés (par l'addition d'acide sulfurique et un traitement thermique). Ainsi, les pentoses et les hexanes sont convertis en furfural et en 5-hydroxyméthylfurfural.
2. La deuxième étape implique une réaction entre les produits de la digestion et l'antrone (un composé aromatique), ce qui forme un composé coloré. L'absorbance de ce composé est ensuite mesurée à 620 nm (**Duchateau et Florkin, 1959**).

➤ Mode opératoire

Le dosage des glucides est réalisé selon la méthode décrite par **Duchateau et Florkin (1959)**, avec quelques modifications :

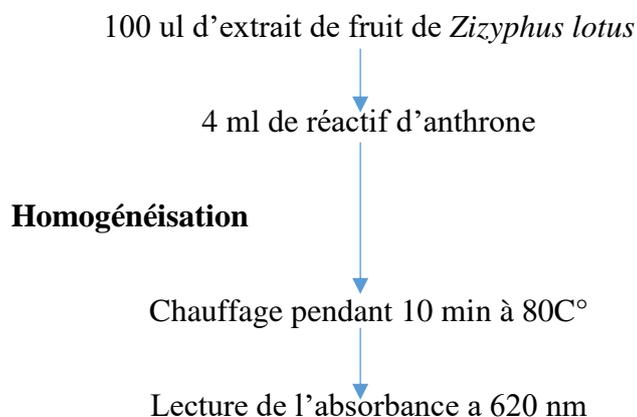


Figure 08: Protocole de dosage des glucides (**Duchateau et Florkin, 1959**).

La concentration en sucres totaux est déterminée par référence à une gamme étalon à base d'une solution mère de glucose (1 mg/ml) (**Annexe III**), dont les concentrations varient de 0 à 150 µg/ml, préparée dans les mêmes conditions opératoires que l'échantillon.

IV.4. Extraction des composés phénolique de fruits de *Zizyphus lotus*

Selon **EL-Haoud et al. (2018)**, une quantité de 2 g de poudre de fruits de chaque variété est placée dans un bécher, ajouté 40 ml d'éthanol à 70%. Le mélange est agité pendant 24 heures à des températures ambiantes, à l'abri de la lumière. Le mélange est filtré à l'aide d'un filtre en papier Whatman N°1 pour séparer les résidus solides de l'extrait liquide. L'extrait éthanolique récupéré est conservé à 4 °C dans des flacons en verre fermés jusqu'à son utilisation.

IV.4.1. Détermination de rendement d'extraction

Le rendement d'extraction est calculé selon la formule suivante :

$$R\% = m / M \times 100$$

Avec :

- **R%**: Rendement d'extrait en pourcentage.
- **m**: Masse en gramme d'extrait sec après séchage
- **M**: Masse du matériel végétal traiter en gramme (**Esseh et al., 2019**).

IV.4.2. Dosages des polyphénols totaux

Les polyphénols totaux ont été mesurés selon la méthode de **Singleton et Rossi (1965)**, avec le réactif de Folin-Ciocalteu. Ce réactif est composé d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMo₁₂O₄₀), présentant une teinte jaune. Cette méthode est basée sur l'oxydation des composés phénoliques dans un milieu alcalin par le réactif de Folin-Ciocalteu, ce qui donne lieu à la formation d'un complexe molybdène-tungstène de couleur bleu, avec un maximum d'absorption à 760 nm (**Dahlia, 2019**).

➤ Mode opératoire

La méthode de dosage des polyphénols totaux est réalisée la méthode de **Ben salah et al. (2021)**, avec quelques modifications :

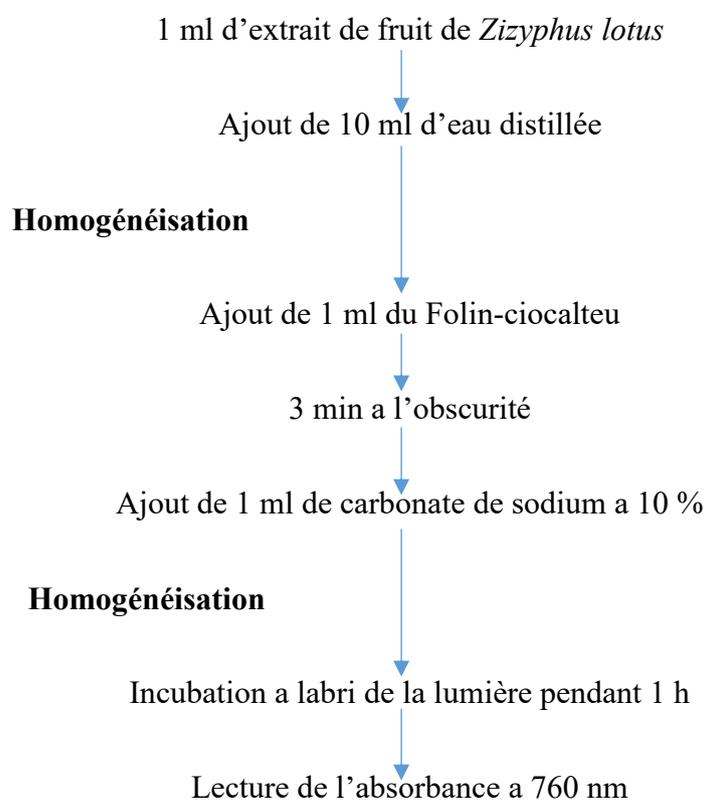


Figure 09: Protocole de dosage des polyphénols totaux (**Ben salah et al., 2021**).

Les concentrations en composés phénoliques totaux pour chaque extrait sont déterminées en utilisant l'équation de régression d'une gamme d'étalonnage obtenue à différentes concentrations en acide gallique (1,56-100 µg/ml) (**Annexe III**).

Les résultats sont exprimés en milligrammes équivalents d'acide gallique par gramme d'extrait (mg EAG/g d'extrait) (**Kouamé et al., 2021**).

IV.4.3. Dosage des flavonoïdes

La quantité de flavonoïdes contenue dans les extraits de fruits de *Zizyphus lotus* a été déterminée selon la méthode du trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) de **Bahorun et al. (1996)**. Les groupements d'hydroxyles des phénols flavonoïdes ont la capacité de chélater les métaux et de former un complexe de couleur jaune avec le chlorure d'aluminium (**Koukoui et al., 2015**).

➤ Mode opératoire

La méthode adoptée pour le dosage des flavonoïdes totaux est celle décrite par (**Brahmi et al., 2016**), avec quelques modifications :

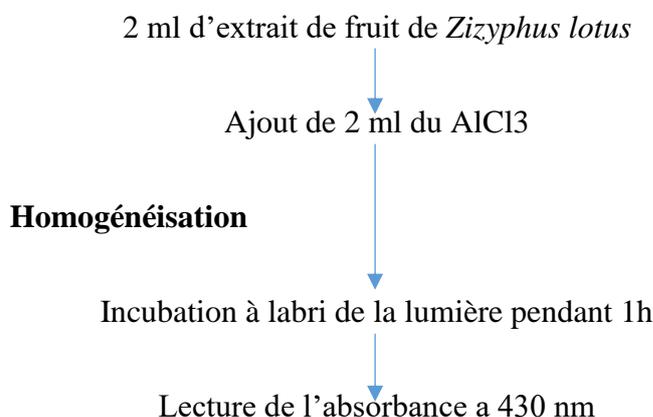


Figure 10: Protocole de dosage des flavonoïdes totaux (**Brahmi et al., 2016**).

Les concentrations de flavonoïdes sont déterminées à partir d'une gamme d'étalonnages (1.562-100 $\mu g/ml$) établie avec la quercétine (**Annexe III**).

Les résultats sont exprimés en milligrammes d'équivalents de quercitne par gramme d'extrait (mg EQ/g d'extrait) (**Ben moussa et al, 2022**).

IV.5. Evaluation de l'activité antioxydante

Le test de DPPH est une méthode utilisée pour évaluer l'activité antioxydante en capturant les radicaux libres (2,2'-Diphényl-1-picrylhydrazyl). Le DPPH est un radical libre stable, soluble dans le méthanol (ou l'éthanol). Il présente une couleur violette intense, avec une absorption maximale à 517 nm. Lorsqu'une molécule antioxydante réduit le radical DPPH, la couleur violette disparaît rapidement pour donner une couleur jaune pâle (**Bohui et al., 2018**).

➤ **Mode opératoire**

Le pouvoir anti radicalaire est mesuré selon la méthode décrite par **Bouyahya *et al.* (2017)**, avec quelques modifications :

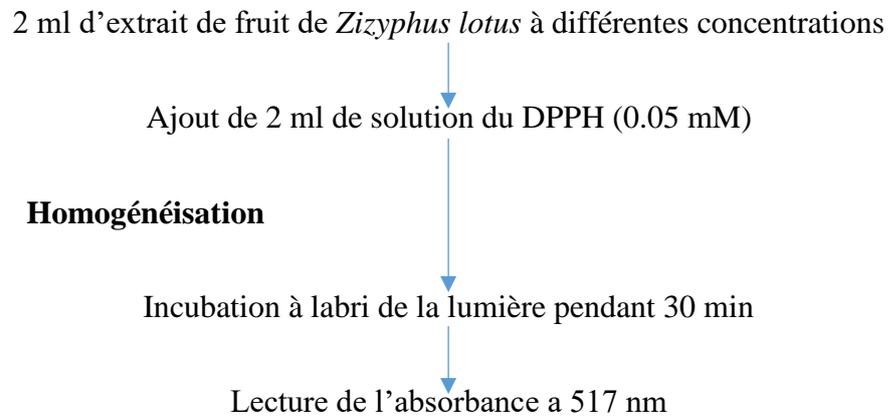


Figure 11: Protocole détaillant le test du piégeage du DPPH (**Bouyahya *et al.*, 2017**).

L'activité anti radicalaire des extraits testés correspondant au pourcentage d'inhibition (PI) du radical DPPH est calculée selon la formule suivante :

$$\text{Pourcentage d'inhibition} = \left[\frac{\text{Abs contrôle} - \text{Abs échantillon}}{\text{Abs contrôle}} \right] \times 100$$

NB: la méthode de préparation des solutions utilisé dans les dosages et dans la mesure de l'activité antioxydante sont illustré dans **l'Annexe I**.

IV.6. Elaboration de film bioactif

Le film bioactif, composé d'amidon et d'extrait éthanolique de la poudre de jujubier sauvage, a été élaboré principalement par une méthode de coulée (casting), en suivant essentiellement le protocole décrit par (**Medina Jaramillo *et al.*, 2016**). La figure suivante résume les différentes étapes d'élaboration du film (**Figure 12**).

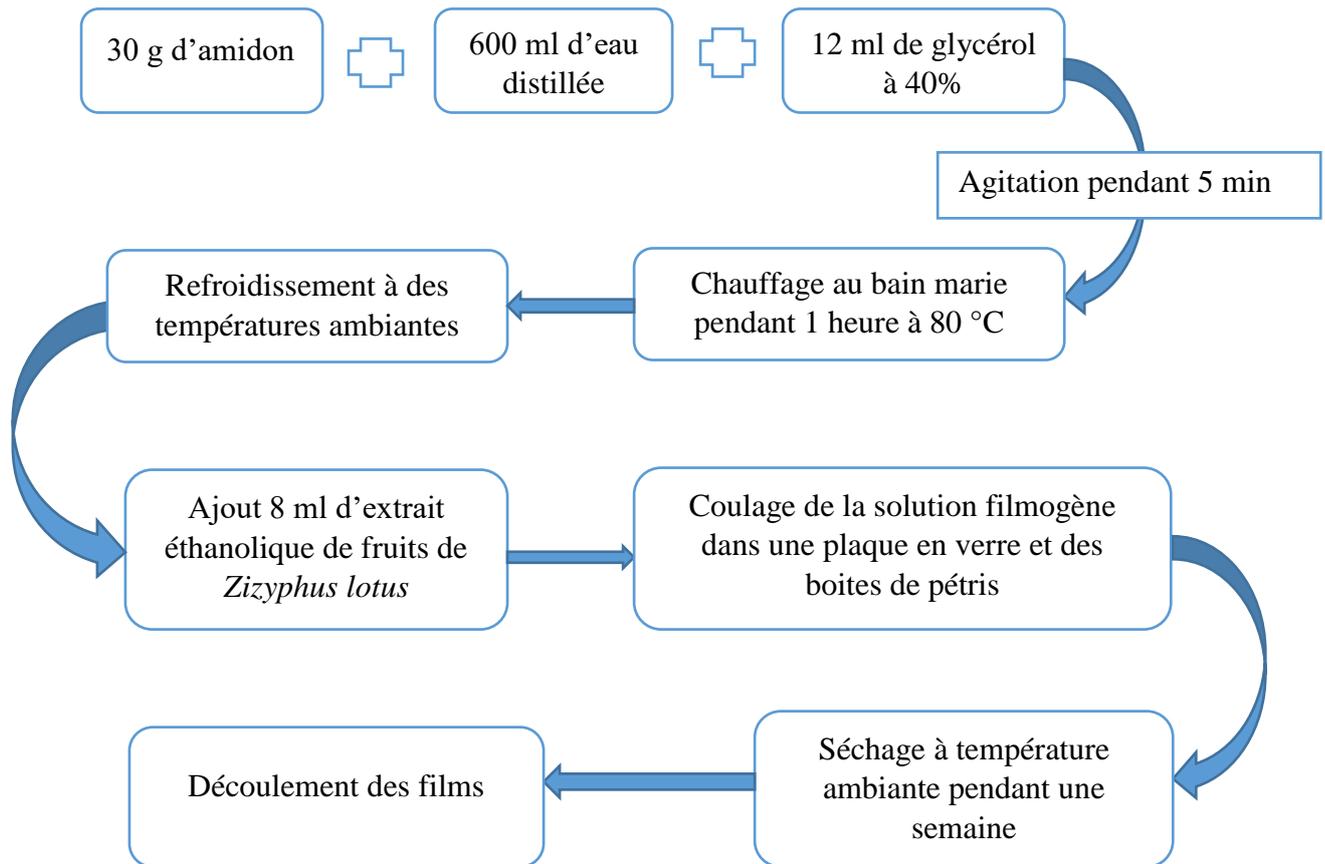


Figure 12: Diagramme d'élaboration de film bioactif (Medina Jaramillo *et al.*, 2016).

IV.7. Etude des caractéristiques de film

IV.7.1. Epaisseur de film

L'épaisseur de film biodégradable fabriqué à base d'amidon est mesurée à l'aide d'un pied à coulisse numérique (**Annexe I**), qui fournit des lectures de précision de 0.01 à 0.0005 mm. Plusieurs mesures aléatoires sont effectuées sur chaque film pour obtenir une moyenne et un écart type Nur Hanani *et al.* (2013) avec quelques modifications.

IV.7.2. Solubilité de film dans l'eau

La solubilité dans l'eau de chaque film a été évaluée en suivant le protocole décrit par Rhim *et al.* (2005). Trois échantillons sélectionnés de manière aléatoire à partir des films sont préalablement séchés dans une étuve à 110 °C pendant 6 heures pour déterminer leur masse initiale de film sec (msi). Ensuite, chaque échantillon est placé dans un bécher contenant 40 ml d'eau distillée. Les béchers sont recouverts de parafilm et conservés à température ambiante pendant 20 minutes, avec une légère agitation de temps en temps. Après cette étape, les

échantillons sont étuvés pendant 20 minutes à 100 °C avant d'être pesés pour obtenir la masse sèche finale (msf). La solubilité dans l'eau est calculée selon la formule suivante :

$$S (\%) = (msi - msf) / msi \times 100$$

IV.7.3. Absorption d'eau

L'absorption d'eau est évaluée en suivant la méthode décrite par **Chibani et al. (2016)**.

Les échantillons, de dimensions 1 × 1 cm, sont d'abord séchés dans une étuve à 100 °C pendant 20 minutes, puis refroidis dans un dessiccateur et immédiatement pesés à l'aide d'une balance analytique (W1). Ensuite, les échantillons sont immergés dans un bécher contenant 50 ml d'eau distillée à température ambiante pendant 30 minutes. Après avoir retiré l'eau, les échantillons sont soigneusement séchés à l'aide de papier absorbant, puis pesés à nouveau (W2).

Le taux d'absorption est déterminé en utilisant la formule suivante :

$$WA (\%) = (W2 - W1) / (W2) \times 100$$

IV.7.4. Teneur en eau

De manière générale, l'humidité englobe toutes les substances qui s'évaporent lors du chauffage, entraînant ainsi une perte de masse de l'échantillon. Le taux d'humidité des films, souvent confondu avec leur teneur en eau, a été évalué en séchant de petits morceaux des films préalablement pesés dans une étuve à 110 °C pendant 6 heures, selon le protocole décrit par **Belibi et al. (2014)**.

La teneur en eau est calculée selon la formule suivante :

$$\text{Humidité (\%)} = (pi - pf) / pi \times 100$$

Avec :

- **Pi** : poids initial en mg
- **Pf** : poids final en mg

IV.7.5. Etude de biodégradation de film élaboré

IV.7.5.1. Simulation d'enfouissement dans le sol

Pour étudier la biodégradabilité du film que nous avons élaboré, une expérience d'enfouissement dans le sol sur une période de 8 jours est menée, en suivant la méthode suggérée par **Aaliya *et al.* (2022)**, avec quelques modifications apportées.

Un échantillon du film (2,5 × 3,5 cm) est séché dans une étuve à 105 °C pendant 3 heures, puis pesé et enregistré comme (mi). Cet échantillon est ensuite enterré dans le sol à une profondeur de 3,5 cm et arrosé avec de l'eau souillée (le sol doit être maintenu humide pendant toute la durée de l'étude). Tous les 2 jours, l'échantillon de film est retiré, nettoyé avec de l'eau distillée, puis séché dans une étuve à 105 °C pendant 3 heures et pesé pour obtenir sa masse finale notée (mf). Ensuite, le film est à nouveau enterré dans le sol pour la poursuite de l'expérience.

Le pourcentage de dégradation du film est calculé selon la formule suivante :

$$\text{Perte de poids (\%)} = (m_i - m_f) / m_f \times 100$$

Avec :

M_i : Représente la masse initiale de l'échantillon de film.

M_f : Représente la masse finale de l'échantillon de film après un temps t (en jours).

IV.7.6. Utilisation d'emballage bioactif pour la conservation de la farine

IV.7.6.1. Préparation de l'échantillon à analyser

2g de la farine d'orge emballé par le film développé. Deux boîtes témoins ont été préparées avec le film de marché. Dans chaque essai, nous avons introduit 05 individus adultes de *T. castaneum*. La cinétique de mortalité est suivie pendant 28 jours. Ces étapes sont illustrées dans la figure suivante (**figure 13**).



Figure 13: Application le film du marché et le film bioactif sur la farine (Originale, 2024).

IV.8. Préparation des cookies

IV.8.1. Analyses physico-chimiques des ingrédients

IV.8.1.1. Farine de blé

IV.8.1.1.1. Taux de gluten

➤ Principe

La détermination de la teneur en gluten repose sur la préparation d'une pâte à partir d'un échantillon de farine pesant 10 grammes, mélangé avec une solution saline à base de Na Cl à 2,5 %. Ensuite, le gluten humide est séparé manuellement par lixiviation sous l'eau, suivi d'un processus de séchage pour obtenir le gluten à analyser.

➤ Mode opératoire

Une masse précise de 10 grammes de farine est mesurée et placée dans un bécher. Ensuite, 5 ml d'une solution de chlorure de sodium sont versés sur la farine tout en agitant avec une spatule, ce qui permet la formation d'une boule de pâte. Le mélange est ensuite malaxé dans la paume de la main en ajoutant progressivement du chlorure de sodium goutte à goutte jusqu'à ce que l'eau de lavage devienne claire. Ensuite, la majeure partie de la solution de lavage est éliminée en pressant la boule de gluten entre les mains. Le gluten humide obtenu est placé dans une étuve et chauffé pendant deux heures pour permettre la formation et la stabilisation des structures protéiques (NA 19103 : 2014).

Le gluten sec exprime en pourcentage en masse du produit tel quel est égal à :

$$\text{GS \%} = (m \times 100) / 10$$

Avec :

- **m** : Masse en gramme du gluten sec
- **100** : Pour exprimer le pourcentage
- **10** : Prise d'essai en gramme

NB: Pour le taux de cendre, l'humidité et le pH, nous avons utilisé les mêmes protocoles que ceux employés pour les matières premières.

IV.8.1.2. Poudre de Lait

IV.8.1.2.1. Acidité titrable pour la poudre de lait

Une masse de 1 gramme de la poudre de lait est placée dans une fiole conique avec 10 ml d'eau distillée chaude. La fiole conique est équipée d'un réfrigérant à reflux pour chauffer son contenu au bain-marie pendant 30 minutes, en agitant de temps en temps. Après refroidissement, le contenu de la fiole conique est transféré quantitativement dans une fiole jaugée de 250 ml et complété avec de l'eau distillée récemment bouillie et refroidie, jusqu'à atteindre le trait de jauge. Le mélange est ensuite bien homogénéisé puis filtré. Ensuite, 50 ml du filtrat sont versés dans un bécher et titrés avec une solution d'hydroxyde de sodium 0,1 N, en présence de 2 à 3 gouttes de phénolphtaléine, jusqu'à ce qu'une couleur rose persistante apparaisse pendant 30 secondes (AFNOR, 1980).

La formule pour calculer l'acidité titrable de lait est la suivante

$$A = (25 \times V_1 \times 10) / (M \times V_0 \times 10)$$

Avec :

- **V₁**: Volume de NaOH
- **V₀**: Volume en ml
- **M**: Masse en gramme.

NB: Pour l'humidité, nous avons utilisé le même protocole que celui employé pour les matières premières.

IV.8.2. Essai de fabrication des cookies

La fabrication des cookies en incorporant de la farine de jujubier sauvage avec différentes concentrations (5 %, 10 %, 20 %) est résumé dans le **Tableau 07**:

Tableau 07: Quantités des ingrédients pour la fabrication des biscuits.

Composants (g)	Témoin	5%	10%	20%
Farine	340	323	306	272
Farine de jujubier	/	17	34	68
Grasse végétale	140	140	140	140
Sucre	224	200	200	200
Poudre de cacao	20	10	10	5
Dextrose	12	12	12	12
Bi-sodium	3.2	3.2	3.2	3.2
B-ammonium	2.4	2.4	2.4	2.4
Pyrophosphate	2	2	2	2
Lait en poudre	20	20	20	20
Jaune d'œuf	16	16	16	16
Sel	4	4	4	4
Arome	1.6	/	/	/
Pépité de chocolat	120	120	120	120
Eau	92	92	92	92

IV.8.3. Etapes de fabrication du biscuit

La fabrication de notre biscuit ainsi que celle du biscuit témoin est réalisée industriellement, suivant le même processus de fabrication représenté dans la **Figure 14**. Toutes les étapes de production sont effectuées sur la chaîne de fabrication des cookies de BIMO (**Annexe IV**), à l'exception de l'opération de formulation de la pâte pour notre biscuit, c'est-à-dire le mélange et le pétrissage, qui sont réalisés dans un pétrin automatique de marque KENWOOD KM 300.

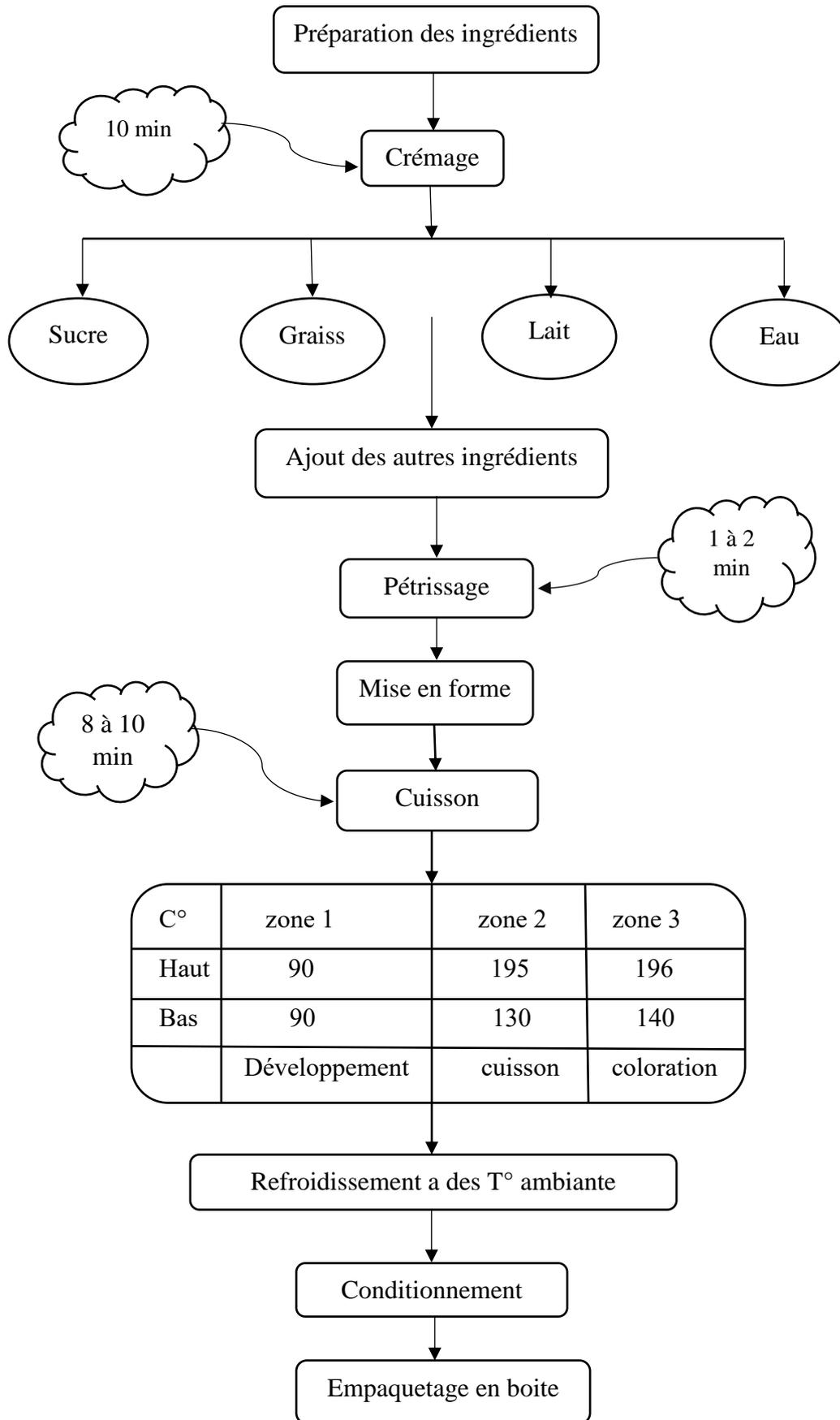


Figure 14: Diagramme de fabrication de biscuit.

IV.8.4. Analyses physico-chimiques des cookies

Les paramètres analysés sont le pH et la teneur en eau. Ces tests sont essentiels pour garantir la conformité du produit aux normes réglementaires et assurer sa qualité marchande.

NB: Pour les analyses physico-chimiques du produit fini, nous avons utilisé les mêmes protocoles que ceux employés pour les matières premières.

IV.8.5. Analyses sensorielles

L'objectif de cette analyse est la caractérisation des quatre échantillons de cookies fabriqués (témoin, 5%, 10%, et 20%). Pour cela, nous avons réalisé un test de notation applicable à l'évaluation d'un ensemble de propriétés organoleptiques (**Annexe V**). Le panel est constitué de 30 sujets dont la moyenne d'âge est comprise entre 18 et 50 ans.

Quatre échantillons codés sont présentés devant le jury afin d'être caractérisés visuellement et par dégustation. En fait, il examine la forme, la fissuration, la couleur, la croustillance, l'odeur et le goût.

IV.8.6. Analyses microbiologiques des cookies

Les analyses microbiologiques ont été réalisées conformément aux directives du Journal Officiel Algérien (**JORA N° 39, 2017**). Ces analyses sont effectuées dans des conditions stériles strictes, en utilisant un équipement répondant aux normes rigoureuses de la microbiologie alimentaire.

Le principal objectif de ces analyses microbiologiques est d'assurer une qualité hygiénique acceptable des biscuits préparés pour le consommateur. Ces analyses reposent sur des techniques qualitatives (recherche, isolement et identification) ainsi que sur des techniques quantitatives (dénombrement).

Le **Tableau 08** résume les différents germes qui sont recherchés et dénombrés.

Tableau 08: Différents germes recherchés dans le cadre d'analyses microbiologiques des biscuits fabriqués (JORA N° 39, 2017).

Germes recherchés	Milieux utilisés	Types d'ensemencements	Températures d'incubation	Durée d'incubation
FTAM	PCA	En masse	37°C	72 h
Escherichia coli	VRBL	En double couche	44°C	48 h
Levures et moisissures	OGA	En surface	22°C	5 jours
Salmonella spp	Hektoen	En surface	37°C	24 h
Staphylococcus aureus	Chapman	En surface	37°C	24 h

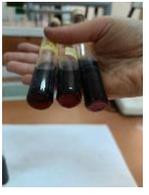
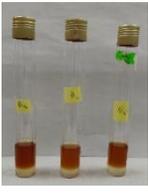
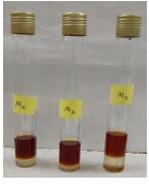
Chapitre V
Résultats et discussions

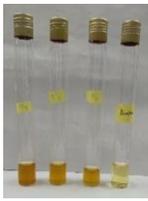
V. Résultats et Discussions

V.1. Caractérisation phytochimique de la poudre des fruits de *Zizyphus lotus*

La détermination des catégories de composés chimiques présents dans la poudre des fruits est facilitée par l'emploi d'une méthode de criblage phytochimique fondée sur des tests spécifiques. Le **Tableau 09** présente les résultats des tests effectués pour identifier certains métabolites secondaires dans la poudre et l'infusion de *Z. lotus*.

Tableau 09: Résultats des tests de criblage phytochimique effectués sur les fruits de *Z.Lotus*.

Métabolites secondaires	Les différents extraits			
	Extrait de Bouira		Extrait de M'sila	
	Résultats	Observation	Résultats	Observation
Les composés réducteurs	+++		+++	
Glycosides cardiaques	+++		+++	
Les tannins (gallique)	+++		+++	
Les saponines	-		+	

Terpénoïde	+++		+++	
Mucilage	++		+++	
Quinones libres	++		+++	
Dérivés anthracéniques libres	-		-	

+++ : Présence plus importante

++ : Présence faible

- : Absence

Les recherches phytochimiques sur la poudre de *Zizyphus lotus* de deux populations sont révélés une forte présence de glucosides cardiaques, de mucilages et de terpénoïdes.

Les résultats obtenus présentent une absence des saponines pour le fruit de la région de Bouira et les dérivés anthracéniques libres pour les deux régions.

L'étude réalisée par **Chelli et al. (2018)** indique la présence des quinones, des anthraquinones, des tannins condensés, des saponines et des flavonoïdes.

Nos résultats sont similaires avec l'étude de **Chelli et al. (2017)**, qui affirment la présence des polyphénols, des quinones, des anthraquinones, des terpénoïdes, saponosides, coumarines, tanins, flavonoïdes, alcaloïdes et des composés réducteurs.

Selon **Kadri et al. (2016)** le screening phytochimique qualitatif de métabolites secondaires basé sur la réaction de coloration a révélé la présence du glycosides, glycosides cardiaques, saponines et tanins dans le jujubier sauvage.

V.2. Caractérisation physicochimique et biochimique de la poudre des fruits de *Zizyphus lotus*

Les propriétés physicochimiques et la composition biochimique des matières premières sont des indicateurs de qualité du produit final. Les résultats de la caractérisation physico-chimique et biochimique de fruit de *Zizyphus lotus* sont synthétisés dans le tableau ci-dessous (**Tableau 10**) :

Tableau 10: Résultats de la caractérisation physico-chimiques et biochimiques des fruits de *Zizyphus lotus*.

Paramètres	Teneurs moyennes	
	Msila	Bouira
pH	5,19 ± 0,014	5,14 ± 0,007
Humidité (H%)	7,50	8 ,99
Acidité grasse (g d'acide sulfurique/100 g de poudre)	0,53 ± 0,005	0,56 ± 0,006
Matières sèches (MS, %)	92 ,5	91,01
Taux de cendre (C, %)	5,86 ± 0,31	4,01 ± 0,098
Protéines (mg/g de poudre)	28,7 ± 0,7	27 ± 0,56
Sucre totaux (mg/g de poudre)	396,66 ± 3,33	286 ± 0,67

V.2.1. pH et acidité grasse

Le pH déterminé pour les fruits de jujube de deux populations est de 5,19 ± 0,014 pour le jujubier de M'sila et de 5,14 ± 0,007 pour le jujube de Bouira. Ces résultats sont supérieurs à celui trouvé par **El Cadi et al. (2020)**, qui était de l'ordre de 4,9 ± 0,23. La différence entre les deux résultats est non significative avec P = 0,163.

La composition chimique des fruits étudiés et la saison de récolte peuvent expliquer les différences de pH pour une même espèce (**Dhibi et al., 2022**).

Les résultats obtenus pour l'acidité grasse sont de $0,53 \pm 0,005$ pour le jujubier de la région de M'sila et de $0,56 \pm 0,006$ pour le jujubier de la région de Bouira. Cette différence est significative ($P = 0.0031$).

V.2.2. Humidité et la matière sèche

Les résultats mentionnés dans le **Tableau 10** montrent que l'humidité de la farine de jujubier de la région de Bouira est de 8,99 % tandis que celle de Msila est de 7,50 %. À partir de ces valeurs, le pourcentage en matière sèche (MS) est de l'ordre de 92,5 % et 91,01 % respectivement. Cette différence peut être due aux conditions climatiques, aux conditions de stockage et de séchage (**Dhibi et al.,2022**).

Un travail réalisé par **Najjaa et al. (2020)** sur l'effet d'incorporation de la farine de jujubier sauvage dans des capes cake mentionne que l'humidité est de 6,96 %. Cette valeur est un peu proche de nos résultats trouvés pour la farine de Msila.

Dans une étude sur le développement fonctionnel de pizza enrichie par la farine de jujubier publiée par **Faicano et al. (2022)**. L'humidité est de 4,58 %, c'est une valeur faible par rapport à nos résultats.

V.2.3. Taux de cendres

Le **Tableau 10** montre que le taux de cendre de notre farine est de $5,86 \pm 0,31$ % pour la farine de Mssila et $4,01 \pm 0,098$ % pour la farine de Bouira. Cette différence est statistiquement significative ($P = 0,000129$).

Un travail réalisé par **Najjaa et al. (2020)**, sur l'effet d'incorporation de la farine de jujubier sauvage dans des capes cake mentionne que le taux de cendre est de 3.65%. C'est une valeur inférieure à nos résultats.

Un autre travail sur le développement fonctionnel de pizza enrichie par la farine de jujubier publié par **Faicano et al. (2022)**. Mentionne que le taux de cendres est de 3,29%. Cette valeur est inférieure à nos résultats.

V.2.4. Teneur en protéines

Les résultats de dosage des protéines à partir de différents extraits de *Zizyphus lotus* de deux populations sont représentés dans le **Tableau 10**.

Les résultats obtenus montrent clairement que l'extrait de jujubier de la région de M'sila est plus riche en protéines que l'extrait de la région de Bouira, avec des teneurs de l'ordre

de $28,7 \pm 0,7$ et $27 \pm 0,56$ mg/g de poudre, l'équivalent de 2,87 % et 2,7 % de MS respectivement.

Une différence significative est notée entre les deux résultats, avec $P = 0,021$.

Les teneurs trouvées dans notre étude sont inférieures à celle mentionnée par **Najjaa et al. (2020)**, qui est de l'ordre de 63.7 mg/ g de la poudre.

Les résultats de cette étude sont supérieurs à ceux présentés dans les travaux de **Ghalem (2014)** ; **Abeddaim et al. (2014)**, pour le même fruit, avec des teneurs de l'ordre de 2,10% et 1,18%. Les résultats obtenus dans notre étude sont supérieurs à ceux enregistrés par **El Cadi et al. (2020)** sur le même fruit qui est de l'ordre de $0,9 \pm 0,02$ mg/g de la poudre.

L'étude menée par **Saadoudi (2014)** sur des extraits méthanolique de fruits de *Zizyphus lotus* obtenus, à donner une valeur moyenne en protéines de l'ordre de 1,43%, qui est inférieure par comparaison à nos résultats.

Selon les données de la table de composition des aliments établie par **Messaili (1995)**, les protéines dans les fruits frais sont quantifiées entre 0,3% et 2,9%.

D'après **Ashraf et al. (2011)**, Les protéines ont un rôle important dans les réactions de brunissement non enzymatiques, telles que le processus de Maillard. Cette influence pourrait être la cause de la diminution de la teneur en protéines au cours de la maturation.

V.2.5. Teneur en sucres totaux

La quantité en sucres totaux de *Zizyphus lotus* déterminée pour les deux régions est de $396,66 \pm 3,33$ mg/g pour le jujubier de la région de M'sila et de $286 \pm 0,67$ mg/g pour le jujubier de la région de Bouira, l'équivalent de 39,66 % et 28,6 % respectivement. Une différence significative est marquée entre les deux résultats, avec $P = 0,000716$.

Les valeurs trouvées dans cette étude sont inférieures à celles mentionnées par **Najjaa et al. (2020)**, qui rapportent une valeur de 764,8 mg/g de la poudre.

D'autre part, **Ghalem (2014)** dans son étude réalisée sur des fruits de jujubier de l'Ouest de l'Algérie, a trouvé un taux de 26% inférieur à nos résultats.

Selon **El Cadi et al. (2020)**. Le fruit du jujubier sauvage est très riche en sucre, avec une teneur de 822 mg/g. Ce résultat est nettement supérieur à celui que nous avons obtenu.

Le stade de maturation et l'état physiologique de fruit lors de l'analyse ainsi que d'autres facteurs tels que la durée d'exposition au soleil, le climat et la disponibilité de l'eau influence la teneur en sucres (El Cadi *et al.*, 2020).

En se basant sur les résultats de cette étude, il est évident que ces fruits représentent une source significative de glucides, fournissant des calories et contribuant à leurs saveurs sucrées ainsi qu'à leurs arômes agréables. Cette caractéristique a incité les consommateurs à les utiliser dans la fabrication d'une gamme variée de produits alimentaires.

V.3. Extraction des composés phénoliques de fruits

V.3.1. Rendement de l'extraction

Le rendement d'extraction est défini comme le rapport entre la quantité de substances naturelles extraites par l'action d'un solvant et la quantité de ces substances présentes dans la matière végétale. Il est calculé pour les deux extraits, et les résultats sont présentés dans le tableau ci-dessous (Tableau 11).

Tableau 11: Rendement d'extraction de fruits de *Zizyphus lotus*.

Extrait éthanolique	Rendement (%)
Extrait de Bouira	44 ± 1.01
Extrait de Msila	45.6 ± 0.2

Les résultats indiquent que pour l'espèce *Zizyphus lotus*, la méthode d'extraction par macération produit un rendement d'extraction moyen de 44 ± 1,01 pour l'extrait de Bouira et de 45,6 ± 0,2 pour l'extrait de M'sila, une différence non significative avec un P = 0,053. Ceci en utilisant l'éthanol à 70% comme solvant, à une température ambiante et un temps d'extraction de 24H.

Effectivement, le rendement d'extraction est influencé par divers paramètres, notamment le choix du solvant, le pH, la température, la durée d'extraction et la composition de l'échantillon (Do *et al.*, 2014).

Le travail réalisé par Letaief *et al.* (2021) sur la Composition chimique et l'activités biologiques des extraits tunisiens de *Zizyphus lotus* montre que l'extrait aqueux présente un rendement de 48 %, un pourcentage légèrement supérieur par rapport à nos résultats.

V.3.2. Teneur en polyphénols et flavonoïdes

Le tableau suivant représente la teneur en polyphénols et flavonoïdes de fruit de *Zizyphus lotus* par l'utilisation d'extrait éthanolique (**Tableau 12**).

Tableau 12: Teneur en composés phénoliques de fruit de *Z.lotus*.

Extrait éthanolique	Teneurs en polyphénols totaux (mg EAG/100g d'extrait)	Teneurs en flavonoïdes (mg EQ/ 100g d'extrait)
Fruit de Bouira	990 ± 155,56	250 ± 14,14
Fruit de Msila	1220 ± 14,14	283 ± 4,24

Les concentrations en polyphénols totaux des extraits éthanoliques de fruit de jujubier sont quantifiées en milligrammes équivalents d'acide gallique par 100 g d'extrait (mg EAG/g d'extrait). Cette quantification est dérivée de l'équation de régression linéaire ($y = 4.8364 + 0.032x$, avec un coefficient de détermination $R^2 = 0.995$) obtenue à partir de la courbe d'étalonnage tracée dans **l'annexe III** en utilisant l'acide gallique comme standard de référence.

Les résultats montrent que le jujubier de la région de M'sila est un peu plus riche en polyphénols que de Bouira respectivement ; 1220 mg/100g et 990 mg/100g. Cette différence est statistiquement significative avec $P = 0.0054$.

Les variations des niveaux de polyphénols entre les espèces pourraient être expliquées par de nombreux facteurs génétiques et environnementaux (lumière, maturation, etc.) (**Bravo, 1988 ; Duthie et al., 2000 ; Chu et al., 2000**). De plus, l'efficacité de l'extraction (solvants, méthodes et durées) ainsi que les techniques de séchage des tissus pourraient influencer les niveaux de polyphénols dans les extraits (**Guo et al., 2011 ; Lee et al., 2003**).

Durant cette étude, la teneur en polyphénols de nos fruits est comparable à celle de **Berkani et al. (2021)**, qui est dans une fourchette allant de 297- 4078,2 mg/100g.

Une étude réalisée par **Yahia et al. (2020)** à la Tunisie sur le *Z. lotus* de deux régions montre qu'ils contiennent $293,46 \pm 17,20$ et $167,30 \pm 7,10$ mg EAG/100g de polyphénol. Ces valeurs sont largement inférieures à notre résultat.

L'étude de **Lataief et al. (2021)** sur le jujubier sauvage par l'utilisation de l'extrait méthanoïque à présenter que la teneur en polyphénol obtenue par macération est $2612 \pm 0,73$ (mg EAG/100g). Cette valeur est un peu plus élevée que nos valeurs.

L'étude de **Rocchetti et Alcántara (2020)** sur les propriétés biologiques et bactériales de *ziziphus lotus* a révélé un taux de polyphénols de 2040 mg EAG/ g, cette valeur est plus importante que celle d'extrait de nos fruits.

La quantité totale de flavonoïdes dans l'extrait éthanolique est mesurée à l'aide d'un dosage colorimétrique impliquant du trichlorure d'aluminium, avec une courbe d'étalonnage établie en utilisant la quercétine comme référence.

Le contenu en flavonoïdes d'extrait éthanolique de fruit de jujubier est exprimé en milligrammes d'équivalent de quercétine par gramme d'extrait (mg EQ/g d'extrait). Ces valeurs sont déterminées à partir de l'équation de régression linéaire ($y = 9.5011x + 0.0029$, avec un coefficient de détermination $R^2 = 0.9969$), obtenue à partir de la courbe d'étalonnage tracée (**Annexe III**), en utilisant la quercétine comme standard de référence.

D'après le **Tableau 12**, nous remarquons que les teneurs en flavonoïdes de l'extrait éthanolique de jujubier de Bouira et M'sila sont 250 ± 14.14 , 283 ± 4.24 mg EQ/100g respectivement. Ces résultats sont significatifs avec $P = 0.023$.

Des travaux pour l'incorporation de la farine de jujubier sauvage dans un cake réalisé par **Najjaa et al. (2020)** montre que cette dernière contient $172,07 \pm 24,84$ mg EQ/100g des flavonoïdes ce qui est inférieure à nos résultats.

Les résultats de l'étude réalisée par **El cadi et al. (2020)** portant sur la caractérisation physicochimique de jujubier sauvage marocain sont proche de nos résultats pour l'extrait aqueux (200 ± 0.10 mg EQ/100g) et supérieures pour l'extrait de méthanol ($570 \pm 0,05$ mg EQ/100 g).

Les conditions et la période de séchage et de stockage ont également un impact significatif sur la concentration en composés phénoliques des espèces végétales (**Bamba et al., 2021**).

Cette variation peut également être attribuée à d'autres facteurs, tels que les conditions expérimentales, qui influent sur les performances de l'extraction comme la quantité et la nature du solvant utilisé, la température et la durée de l'extraction, le pH, la taille des particules après broyage, etc. (**Angela et Meireles, 2009 ; Bouyahya et al., 2017**).

V.4. Activité antioxydante

L'activité antioxydante de l'extrait de *Zizyphus lotus* par rapport au radical DPPH a été évaluée par spectrophotométrie en observant la réduction de ce radical, ce qui se traduit par un changement de couleur de violet à jaune à une longueur d'onde de 517 nm (**Figure 15**).

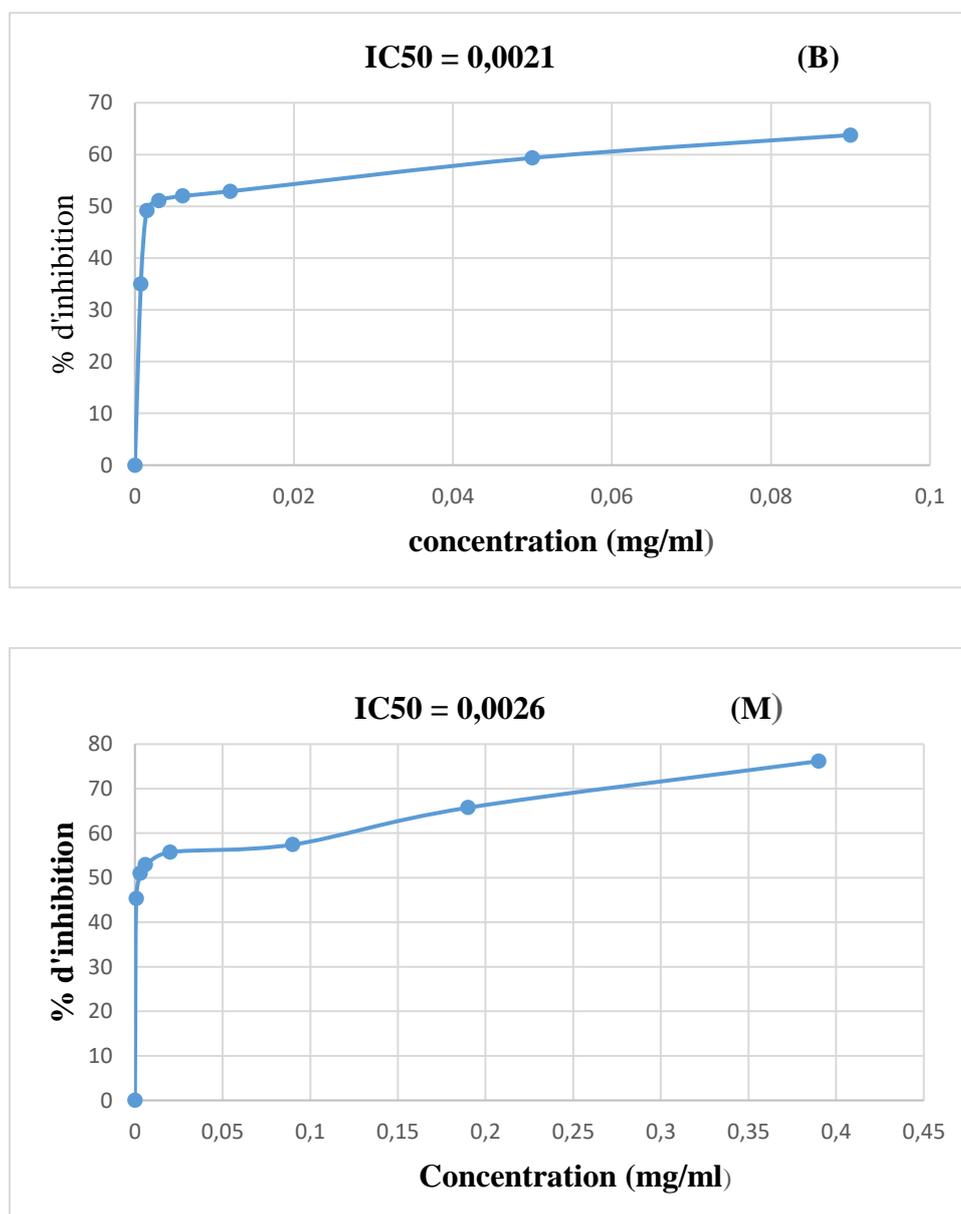


Figure 15: Pourcentage d'inhibition du radical DPPH des extraits (Bouira et M'sila) de fruits de *Zizyphus lotus*.

L'activité antioxydante de nos extraits, exprimée en IC₅₀, est déterminée graphiquement (**Figure 15**). Elle est de l'ordre de 0,0026 mg/ml pour l'extrait de M'sila et de 0,0021 mg/ml pour l'extrait de Bouira.

Selon une étude par **Letaief *et al.* (2021)** sur la composition chimique et les activités biologiques des extraits tunisiens de *Zizyphus lotus* par l'évaluation de l'effet du séchage, de l'extraction par solvant et des parties de plante extraites montre que ce fruit a une inhibition du DPPH avec une IC_{50} de $342,25 \pm 1,25$ mg/ml pour l'extrait aqueux et de $173,93 \pm 0,88$ mg/ml pour l'extrait méthanolique.

L'activité de piégeage des radicaux DPPH (IC_{50}) des extraits assistés par ultrasons de pulpe de jujubier est de $53,97$ μ g/ml. Cette valeur est supérieure à nos résultats (**Rajaei *et al.*, 2021**).

Un travail réalisé par **Najjaa *et al.* (2020)** montre que l'extrait éthanolique à 70 % de poudre de jujubier sauvage a une activité de piégeage avec une IC_{50} de $82,00 \pm 0,02$ μ g/ml, cette valeur étant supérieure à nos résultats.

V.5. Caractéristiques de film bioactif développé

L'évaluation des biofilms implique de comprendre les caractéristiques fondamentales des films, susceptibles d'être utilisées dans le secteur des emballages alimentaires. Parmi ces caractéristiques, les propriétés physiques.

Les résultats de la caractérisation de film bioactif développé sont résumés dans le **Tableau 13**.

Tableau 13: Caractéristiques de film bioactif développé.

Caractéristiques	Résultats
Épaisseur (mm)	$0,06 \pm 0,03$
Solubilité dans l'eau (%)	$33,19 \pm 3,38$
Absorption d'eau (%)	$58,58 \pm 1,77$
Teneur en eau (%)	$11,54 \pm 0,67$
Biodégradabilité (%)	62,15

V.5.1. Épaisseur du film

D'après les résultats de **Tableau 13**, l'épaisseur de film élaboré est de $0,06 \pm 0,03$ mm.

Les recherches menées par **Praseptiangga et al. (2022)**, ont révélé que l'épaisseur des films bioactifs élaborés avec différentes concentrations de miel variait de 0,06 à $0,109 \pm 0,004$ mm. Ces valeurs sont proches de celles que nous avons obtenues.

Une étude réalisée par **Soares et al. (2021)** sur les films à base d'amidon de manioc complétés par de l'extrait de propolis à différentes concentrations (0 %, 30 %, 100 %) a trouvé des résultats proches de notre résultat, avec une épaisseur de 0,07 mm.

Une autre étude réalisée par **Belibi et al. (2014)** sur les films à base d'amidon de manioc a rapporté des valeurs variant de $0,1938 \pm 0,015$ mm à $0,21 \pm 0,014$ mm pour les films à base de manioc amer, et des valeurs variant de $0,1774 \pm 0,126$ mm à $0,1929 \pm 0,137$ mm pour les films à base de manioc arbuste. Ces valeurs sont supérieures à nos résultats.

L'épaisseur de notre film est inférieure à celle trouvée par **Wang et al. (2019)** pour les films à base d'amidon de maïs et de zéine incorporés des huiles d'écorces d'orange, avec des valeurs variantes de $0,12 \pm 0,024$ mm à $0,15 \pm 0,052$ mm.

La valeur trouvée dans cette étude est inférieure à celle trouvée par **Bojorges et al. (2020)** pour un film d'alginate additionné de curcuma, qui était de $0,096 \pm 0,002$ mm.

V.5.2. Solubilité dans l'eau

D'après les résultats du **Tableau 13**, on a observé que la solubilité du film élaboré à partir d'amidon de maïs et de fruit de jujubier est de $33,19 \pm 3,38$ %.

Des travaux conduits par **Méité et al. (2022)** sur un film à base d'amidon de manioc ont reportés une solubilité de 32,47 %, résultat nettement similaire comparativement avec notre résultat. Alors que le film qui contient l'huile essentielle de géranium (0,5 %) à une solubilité de 33,43 %, c'est le même résultat qu'on a trouvé.

La valeur de la solubilité trouvée par **Carmen et al. (202)** est de l'ordre 87,7 % pour le film d'amidon de manioc, cette dernière est largement supérieure à notre valeur.

Le pourcentage de solubilité obtenu dans notre travail est supérieur au résultat trouvé par l'étude de **Israel et al. (2019)** sur un Films comestibles à base d'amidon de manioc et de fructoligosaccharides produits par *Bacillus subtilis natto* qui est entre 16,16 et 25,61%.

Dans une autre étude réalisée par **Pankaj (2021)** sur les propriétés fonctionnelles des films bionanocomposites à base de mélange d'amidon et de chitosane pour l'emballage alimentaire, la solubilité dans l'eau est 32,70%. C'est une valeur très proche à notre valeur.

V.5.3. Absorption d'eau

D'après les données présentées dans le **Tableau 13**, l'absorption d'eau de nos films fabriqués est de $58,58 \pm 1,77$ %.

Selon l'étude menée par **Mitantsoa et al. (2021)** sur un film à base d'amidon de manioc amer, l'absorption dans l'eau est de 91,35 %. Ce résultat est notamment supérieur à ceux obtenus dans notre étude.

Le taux d'absorption de l'eau est influencé par l'interaction entre les groupes hydroxyles présents dans l'amidon, le glycérol et les molécules d'eau (**Amin et al., 2017**).

L'absorption d'eau des films à base d'amidon augmente proportionnellement à l'augmentation de la teneur en glycérol (**Amin et al., 2017**).

V.5.4. Teneur en eau

La connaissance de la teneur en humidité des films bioplastiques est importante pour évaluer leur solubilité et leur perméabilité à la vapeur d'eau. Une humidité plus élevée rend ces films plus hydrophiles, ce qui entraîne une perméabilité à l'eau plus faible (**Mitantsao et al., 2023**).

La présence d'eau dans les films bioplastiques, en tant que solvant, favorise les réactions chimiques ou biochimiques et peut également induire la croissance de micro-organismes (**Mitantsao et al., 2023**).

D'après les données présentées dans le **Tableau 13**, la teneur en eau du film fabriqué à partir d'amidon de maïs et de *Zizyphus lotus* est de $11,54 \pm 0,67$ %, cette teneur est supérieure à celle trouvée par **Mitantsao et al. (2023)** pour un film à base d'amidon de manioc amer avec une valeur de 8,39 %.

Une étude réalisée par **Velásquez et al. (2023)** sur les films d'amidon de manioc contenant des nanocristaux d'amidon de quinoa à différente concentration (0%, 2.5%, 5% et 7.5%) a trouvé des valeurs proches à nos résultats, avec des teneurs variant de 11.8 ± 0.4 %, 11 ± 0.6 %, 10.5 ± 0.3 % et 10.7 ± 0.4 %.

La teneur en eau obtenue dans notre étude est inférieure à celle obtenue par **Bojorges et al. (2020)**, qui est de l'ordre de $23,83 \pm 1,05$ % pour un film d'alginate additionné de curcuma.

Une augmentation de la concentration de glycérol entraîne une augmentation de la teneur en eau des films (Belibi *et al.*, 2014).

V.5.5. Étude de biodégradation de film élaboré

Le test de biodégradabilité a montré que le film développé présente un pourcentage de dégradation de 62,15 % (Tableau 13).

La biodégradabilité du film bioactif élaboré a été évaluée en mesurant la variation de perte de poids (%) pendant la période d'enfouissement dans le sol (jours). Les résultats de cette mesure sont présentés dans la Figure 16.

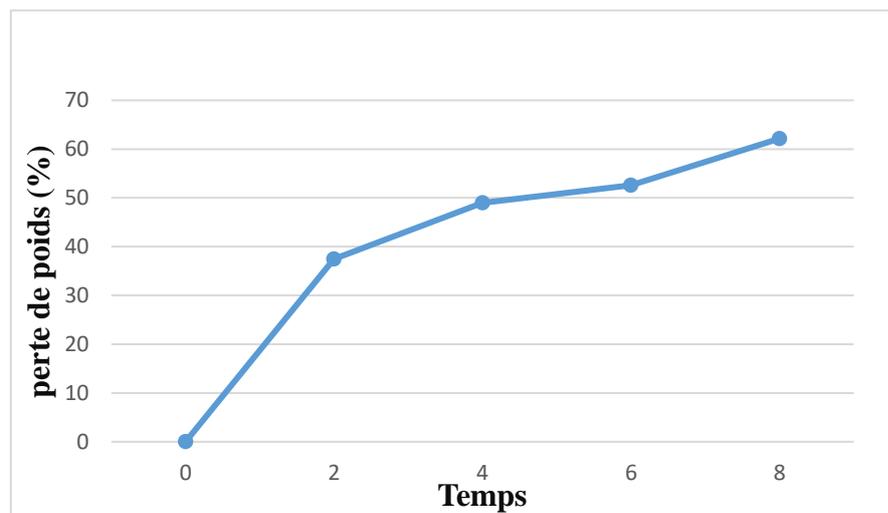


Figure 16: Perte de poids du film à différents stades d'enfouissement dans le sol.

D'après la Figure 16, nous constatons que la perte de poids du film élaboré augmente progressivement au fil du temps sans atteindre un état d'équilibre, atteignant environ 62,15 % après 8 jours. Cela indique que notre film est biodégradable.

La morphologie du film élaboré pendant le test de biodégradation est illustrée dans la Figure 17.



Figure 17: Suivi de la biodégradation du film développée pendant 8 jours (Originale, 2024).

L'examen visuel révèle clairement que l'échantillon du film présente une déformation de surface considérable, une perte de transparence et de forme dès le deuxième jour d'enfouissement dans le sol, et qu'il est presque entièrement décomposé à la fin de la période d'étude, soit 8 jours.

Une étude réalisée par **De Menezes Filho et al. (2022)** sur des films d'amidon incorporant un extrait floral de *Tabebuia impletiginosa* a montré une dégradabilité totale, avec un pourcentage de 100 % après 30 jours.

La biodégradation des films à base d'amidon dépend de divers facteurs, notamment le type et l'humidité du sol, la présence de microorganismes, ainsi que les propriétés du film (l'épaisseur, l'absorption d'eau...etc.) (**Oluwasina et al., 2019**).

V.6. Utilisation d'emballages bioactifs pour tester leur effet insecticide sur *Tribolium castaneum*.

Les résultats du dénombrement de la mortalité des insectes dans les échantillons de farine d'orge, emballés avec le film du marché et le film bioactif élaboré, tout au long de la période de conservation à température ambiante pendant 28 jours, sont présentés dans **la Figure 18**.

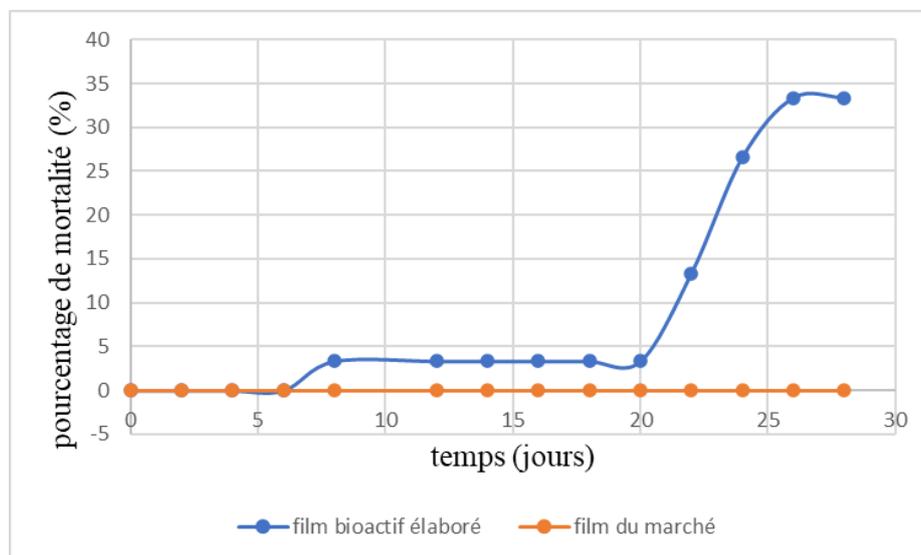


Figure 18: Cinétique de la mortalité des individus de *Tribolium castaneum* emballés avec le film du marché et le film bioactif élaboré pendant 28 jours à une température ambiante.

Initialement, les individus emballés avec le film bioactif élaboré montrent une mortalité nulle (0%) pendant les premiers jours de l'étude. A partir du jour 8, on observe une

augmentation progressive de la mortalité, ce qui suggère que l'activité insecticide de l'extrait éthanolique de jujubier sauvage commence à se manifester. Cette mortalité continue d'augmenter tout au long de l'étude, atteignant 33,34% à la fin des 28 jours. Cela indique que l'activité insecticide persiste dans le temps mais ne parvient pas à prévenir complètement les décès des individus de *Tribolium castaneum* sur la durée de l'étude. Comparativement, le film du marché indiqué une mortalité nulle (0%) tout au long de l'étude.

Cette cinétique a montré que la mortalité est importante par rapport au témoin. Ces observations suggèrent que l'extrait éthanolique de jujubier sauvage présente une activité insecticide contre les individus de *Tribolium castaneum*. Le pouvoir insecticide est le résultat de l'activité biologiques des polyphénols contenu dans l'extrait de fruit.

Les produits volatils et les polyphénols présents dans la poudre des fruits de *Zizyphus lotus* agissent comme un agent anti-appétant, un répulsif et un insecticide pour les insectes. Leur action semble être mécanique, provoquant une déshydratation par absorption de l'eau de l'épicuticule de l'insecte, suivie de la dessiccation et de sa mort (vayias *et al.*, 2008 ; Gauvin *et al.*, 2003).

Les composés chimiques contenus dans les substances naturelles, notamment les terpènes, sont responsables de l'activité insecticide. Leur action semble être plus efficace à des concentrations élevées (Pcinbon, 2002).

Le résultat que nous avons obtenu pourrait être attribué à la faible concentration de notre extrait, étant donné que le taux de mortalité semble augmenter avec la dose du biopesticide et la quantité des principes actifs (Kim et ahn, 2002).

V.7. Elaboration des Cookies enrichis

V.7.1. Caractérisation physicochimique de la farine de blé et la poudre de lait

V.7.1.1. Farine de blé

Les résultats des analyses physico-chimiques de farine de blé sont mentionnés dans le **Tableau 14**.

Tableau 14: Résultats des analyses physico-chimiques de farine de blé.

Paramètres	Teneurs moyenne	Normes
Ph	6.79	Proche à 7
Taux de cendre (%)	0,5	Entre 0,56 – 0,67
Taux de gluten (%)	8,34	Entre 8 - 12
Humidité (%)	15	Entre 14,5 - 15

D'après les résultats des caractéristiques physico-chimiques de farine de blé, nous remarquons :

- ✓ Une conformité des taux d'humidité et de cendres par rapport aux normes établies par **JORA (2004)**.
- ✓ Une conformité de pH par rapport aux normes établies par **AFNOR**.
- ✓ Une conformité de taux de gluten par rapport aux normes établies par **JORA (2004)**.

V.7.1.2. Poudre de lait

Les résultats des analyses physico-chimiques de la poudre de lait sont mentionnés dans le **Tableau 15**.

Tableau 15: Résultats des analyses physico-chimiques de la poudre de lait.

Paramètres	Teneur moyenne	Normes
Ph	6,7 ± 0,005	6.5 ± 0,2
Acidité titrable (D°)	11,9 ± 0,1	Max à 18
Humidité (%)	4	Max à 5

D'après la norme française **AFNOR (1986)** :

- ✓ La valeur maximale de l'humidité de la poudre de lait est de 5%.
- ✓ La valeur maximale de l'acidité titrable est de 18D°.
- ✓ Le pH est de 6.5 ± 0.2.

Les résultats obtenus après l'analyse de la poudre de lait utilisée pour la production de nos cookies sont conformes à la norme. Ceci indique la bonne qualité physico-chimique de cette poudre de lait.

V.7.2. Résultats des analyses physico-chimiques de biscuit

Le **Tableau 16** représente les résultats d'analyse physico-chimiques de produit fini.

Tableau 16: Résultats des analyses physico-chimiques de produit fini « cookies ».

Biscuit	pH	Humidité (%)
Témoin	6.27	3.26
5 %	6.38	4.37
10 %	6.39	3.97
20 %	6.41	4.93

Les résultats montrent que :

- Tous les pH sont proches et neutres.
- L'humidité des biscuits est bonne.

La faible différence entre l'humidité des biscuits peut être expliquée par le degré de refroidissements avant le conditionnement.

La teneur en humidité est un facteur crucial pour évaluer la qualité des produits de boulangerie. Elle, ainsi que l'activité de l'eau, sont reconnues comme des éléments déterminants qui influencent directement la dureté des aliments secs, tels que les biscuits (**Romani et al., 2012**).

Selon **Mustafa et al. (1986)** une faible teneur en humidité peut rendre les biscuits plus stables et devrait améliorer leur durée de conservation.

V.7.3. Résultats d'analyses sensorielles de biscuit

Les résultats de l'évaluation des caractéristiques organoleptiques des cookies sont présentés dans la **Figure 19**.

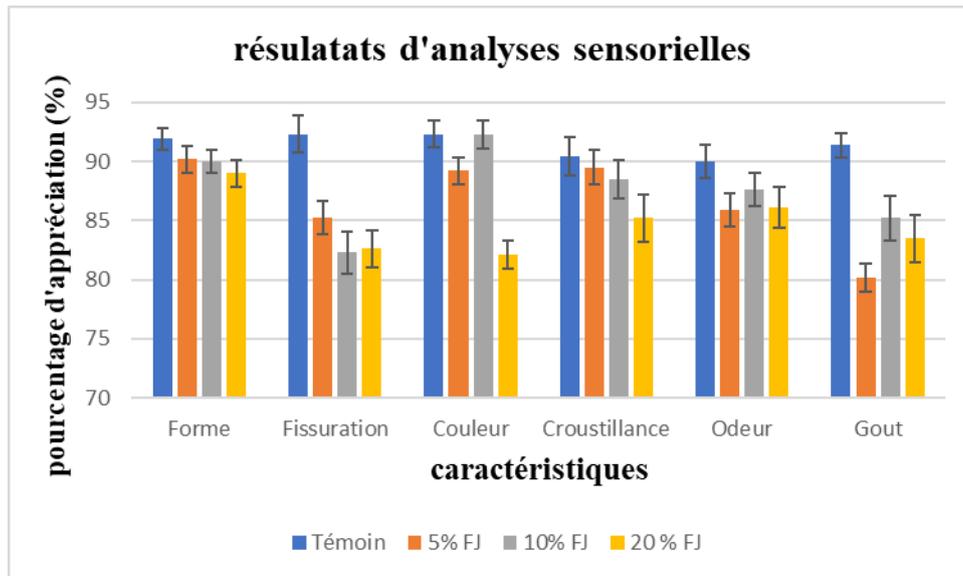


Figure 19: Résultats d'analyses sensorielles.

L'analyse sensorielle des résultats indique que le produit fabriqué est un biscuit de qualité supérieure, offrant des caractéristiques organoleptiques excellentes.

V.7.3.1. Forme

Les résultats obtenus montrent que la forme des biscuits est généralement acceptable et appréciée par les dégustateurs, avec des taux d'acceptation allant de 89% à 91,9% pour tous les biscuits.

Les modifications des dimensions des cookies lors de la cuisson sont dues à la capacité d'expansion de la farine, à l'action du levain et à l'influence de la chaleur (**Rajput et al., 2017**).

V.7.3.2. Fissuration

Les résultats montrent que tous les échantillons sont généralement fissurés. On observe un pourcentage élevé pour le témoin (92,3%), suivi par le lot à 5% (85,2%), puis les lots à 10% (82,3%) et à 20% (82,6%). Cela indique que l'ajout de la farine de jujubier en pourcentages croissants tend à réduire légèrement la fissuration des cookies, mais cette caractéristique reste élevée dans tous les cas.

V.7.3.3. Couleur

Selon les dégustateurs, la couleur du témoin et du lot à 10% est la plus appréciée avec un pourcentage de 92,3%, suivie par les lots à 5% et à 20% de la farine de jujubier. Cela montre une préférence notable pour la couleur des cookies dans ces deux lots spécifiques, suggérant

que la farine de jujubier ajouté pourrait influencer positivement l'apparence visuelle de ces cookies.

La couleur des biscuits se développe principalement pendant la cuisson grâce à la réaction de Maillard entre les protéines et les sucres réducteurs. La caramélisation et la dextrinisation de l'amidon, qui sont accélérées par la chaleur, influencent également la couleur des biscuits (Heng *et al.*, 2016).

V.7.3.4. Croustillance

Le témoin a obtenu un pourcentage de croustillance élevé de 90,4%, suivi par le lot à 5% avec 89,5%, le lot à 10% avec 88,5%, et enfin le lot à 20% avec 85,2%. Cela indique que les dégustateurs ont trouvé la croustillance du témoin légèrement supérieure à celle des autres lots, bien que tous les lots aient obtenu des scores élevés en termes de cette caractéristique.

L'accroissement du taux de protéines pourrait également expliquer la croustillance observée, résultant de leur interaction lors du développement de la pâte (Hoseney *et al.*, 1994).

V.7.3.5. Odeur

Les dégustateurs ont préféré l'odeur du témoin, qui a obtenu un pourcentage élevé d'appréciation de 90%. En comparaison, les lots à 10%, 20%, et 5% ont également été bien évalués en termes d'odeur, avec des pourcentages respectifs de 87,6%, 86,1%, et 85,9%. Cependant, l'odeur du témoin a été légèrement plus appréciée que celle des autres lots.

V.7.3.6. Gout

Les résultats obtenus montrent que tous les biscuits ont été jugés "bons" par l'ensemble des dégustateurs, avec des pourcentages variants entre 80% et 86%. Le témoin, avec un goût évalué à 91,4%, a servi de référence. Parmi les lots étudiés, celui à 10% a obtenu le pourcentage le plus élevé de "très bon goût", soit 85,2%. Il est suivi par le lot à 20% avec 83,5% et le lot à 5% avec 80,2%. Cette comparaison suggère que l'ajout de l'ingrédient en question dans la proportion de 10% a le plus grand impact positif sur l'appréciation gustative des biscuits, suivie par les autres proportions dans l'ordre décroissant.

V.7.4. Résultats des analyses microbiologique de biscuit

Le **Tableau 17** présente les résultats d'analyses microbiologiques des cookies (10% FJ).

Tableau 17: Résultats des analyses microbiologiques de biscuits.

Les germes recherchés	Biscuit de jujubier à 10% (FJ)	Critères d'acceptation
Germes totaux à 30°C	Abs	$3 \cdot 10^3 - 10^4$ (JORA, 1998)
Moisissures	Abs	$3 \cdot 10^2 - 10^3$ (JORA, 1998)
Escherichia-coli	Abs	09-30 (JORA, 1998)
Staphylococcus Aureus	Abs	$3 \cdot 10^2 - 10^3$ (JORA, 1998)
Salmonella	Abs	Absence (JORA, 1998)

Les résultats obtenus montrent que notre biscuit est d'une qualité microbiologique satisfaisante, marquée par l'absence totale des germes recherchés. Cela est dû à de bonnes pratiques d'hygiène et à l'utilisation d'ingrédients de haute qualité microbiologique, ce qui permet l'obtention d'un biscuit sain pouvant se conserver pendant une longue durée. La température de cuisson permet de tuer les microorganismes potentiellement présents, assurant ainsi la sécurité microbiologique du produit fini.

Conclusion et perspectives

Dans ce mémoire, nous avons exploré l'utilisation du fruit du jujubier sauvage dans le domaine alimentaire. L'objectif principal de cette recherche était d'étudier les principes actifs du jujubier sauvage provenant de deux régions différentes, de développer un emballage bioactif à effet insecticide et d'élaborer un biscuit de type cookies enrichi avec la farine de jujubier. À travers une analyse approfondie et une méthodologie rigoureuse, nous avons pu obtenir des résultats significatifs.

Les résultats ont indiqué que l'extraction par macération a produit un rendement moyen pour les deux échantillons de Bouira et de M'Ssila, avec un taux légèrement plus élevé pour celui de M'Ssila, soit $45.6\% \pm 0,2$. En comparaison, le rendement pour celui de Bouira était de $44\% \pm 1,02$.

Le pH de chaque échantillon de fruit montre une légère acidité : $5,19 \pm 0,014$ pour le fruit de M'Ssila et $5,14 \pm 0,007$ pour le fruit de Bouira.

L'acidité grasse de chaque échantillon de fruit est de $0,53 \pm 0,005$ pour le fruit de M'sila et de $0,56 \pm 0.006$ pour le fruit de Bouira.

L'humidité des deux poudres est relativement élevée de 7,50 % pour la poudre du fruit de M'Ssila et 8,99 % pour la poudre du fruit de Bouira.

Les deux poudres de jujubier sont riches en cendres : $5,86 \pm 0,31\%$ pour la poudre de M'Ssila et $4.01 \pm 0.098\%$ pour la poudre de Bouira.

L'analyse de la teneur en protéines des deux poudres révèle une concentration de $28,7 \pm 0,7$ mg/g pour la poudre de M'Sila et de $27 \pm 0,56$ mg/g pour la poudre de Bouira.

Le dosage des sucres totaux montre une richesse notable pour les deux poudres, avec une valeur élevée de $396,66 \pm 3,33$ mg/g pour la poudre de M'Sila et de $286 \pm 0,67$ mg/g pour la poudre de Bouira.

Le screening phytochimique révèle la présence des composés réducteurs, de quinones libres, des tanins, des glycosides cardiaques, des mucilages et des terpanoïdes dans les fruits des deux régions différentes et des saponosides pour le fruit de Mssila seulement.

Concernant les teneurs en composés phénoliques (polyphénols et flavonoïdes), les résultats révèlent que le *zizyphus lotus* est riche en ces composés. La méthode de macération permet d'obtenir un rendement élevé en ces derniers, avec des teneurs variantes entre $990 \pm 155,56$ mg EAG/100 g d'extrait et $1220 \pm 14,14$ EQ/100 g d'extrait pour les polyphénols totaux

et les flavonoïdes respectivement pour l'échantillon de Bouira, et $250 \pm 14,14$ mg EAG/100 g d'extrait pour les polyphénols et $283 \pm 4,24$ EQ/100 g d'extrait pour les flavonoïdes pour l'échantillon de M'Ssila.

L'évaluation de l'activité antioxydant par le test de DPPH indique que l'extrait issu de macération manifeste un pouvoir antiradicalaire envers le DPPH avec une IC50 de 0,0021 mg/ml pour le fruit de Bouira suivie par l'extrait obtenu par le fruit de M'sila avec une IC50 de 0,0026 mg/ml.

Lors de l'analyse des caractéristiques du film bioactif développé, les résultats indiquent une épaisseur de notre film de $0,06 \pm 0,03$ mm, ce qui suggère que notre film est extrêmement mince et transparent.

Les données obtenues pour la teneur en humidité ($11,54 \pm 0,67$ %) et la solubilité ($33,19 \pm 3,38$ %) sont cruciales pour les applications d'emballage alimentaire, car elles déterminent la quantité d'eau et de substances solubles présentes dans les films.

L'étude de l'absorption d'eau révèle que le film présente une capacité d'absorption d'eau de $58,58 \pm 1,77$ %.

L'analyse de la dégradation via le test d'enfouissement dans le sol confirme que notre film se dégrade rapidement, avec un taux de dégradation de 62,15 % après 8 jours.

En se basant sur les résultats de l'emballage de la farine altérée par l'insecte *Tribolium*, en utilisant le biofilm élaboré, nous avons observé que le film bioactif développé présente une performance notable dans l'inhibition de la croissance de *Tribolium castaneum*, entraînant la mort de 33,34 % des insectes durant 28 jours. Ceci est comparé au film du marché.

Les résultats suggèrent que l'incorporation d'extrait éthanolique de fruit de jujubier dans le film contribue à préserver la qualité des denrées stockées et à prolonger leur durée de vie.

L'analyse physicochimique de la farine de blé tendre utilisée pour la fabrication des cookies confirme sa conformité aux normes en ce qui concerne le pH, l'acidité titrable, l'humidité, le taux de cendres et le taux de gluten.

L'analyse physicochimique de la poudre de lait utilisée pour la confection des cookies indique qu'elle respecte les normes en termes de pH, d'acidité titrable et d'humidité.

L'étude biochimique et microbiologique des produits finis indique que nos biscuits, qu'ils contiennent 5%, 10% ou 20% de la farine de jujubier, sont conformes aux normes établies.

Selon les résultats du test de dégustation, le biscuit contenant 10 % de fruit de jujubier a présenté des caractéristiques très appréciées. Il se distingue par un goût excellent, une forme bien arrondie notée entre 81 % et 98 %, une odeur agréable évaluée entre 85 % et 94 %, et une couleur jugée acceptable.

En perspectives de cette étude, il serait souhaitable :

- ✓ Utiliser l'huile essentielle de jujubier à la place de l'extrait éthanolique.
- ✓ Augmenter la concentration de l'extrait éthanolique pour obtenir un résultat plus rapide.
- ✓ Étudier d'autres caractéristiques du film, comme la stabilité thermique, l'allongement à la rupture, la transparence et la stabilité dans des solutions acides.
- ✓ Identifier les principes bioactifs responsables de l'activité insecticides du film et approfondir l'étude du mécanisme par lequel ces principes sont libérés et réagissent avec les insectes.
- ✓ Examiner les effets de conservation à long terme des biscuits enrichis en fruit de jujubier pour évaluer leur stabilité et leur qualité au fil du temps.
- ✓ Analyser la qualité nutritionnelle des biscuits (5% FJ, 10% FJ, 20% FJ).
- ✓ Étudier la qualité microbiologique des autres biscuits (5% FJ, 20% FJ).
- ✓ Remplacer totalement le sucre utilisé dans la fabrication des biscuits par le sucre bio de la farine de jujubier.
- ✓ Éliminer complètement le cacao tout en conservant la couleur brune du jujubier.

Références bibliographiques

(A)

Abdeddaim, M. (2016). Etude de la composition biochimique des fruits de cinq espèces végétales présentes dans la région des Aurès en vue de leur utilisation alimentaire ou pharmacologique (Thèse de doctorat en Sciences Biologique, Spécialité : Biochimie). Université Ferhat Abbas Sétif 1.

Abdeddaim, M., Lombarki, O., Bacha, A., Fahloul, D., Abdeddaim, D., Farhat, R., Saadoudi, M., Noui, Y., & Lekbir, A. (2014). Biochemical characterization and nutritional properties of *Zizyphus lotus* L. fruits in Aures region, northeastern of Algeria. *Food Science and Technology*, 15, 75–81.

Abdelkhalek, A., Salem, M.Z.M., Kordy, A.M., Salem, A.Z.M., & Behiry, S.I. (2020). Antiviral, antifungal, and insecticidal activities of eucalyptus bark extract: HPLC analysis of polyphenolic compounds. *Microbial Pathogenesis*, 147, 104383.

Abdoul-Azize, S. (2016). Potential benefits of Jujube *Zizyphus Lotus* (L.) bioactive compounds for nutrition and health. *Journal of Nutrition and Metabolism*, 2016, 1-13.

Abu-Zarga, M., Sabri, S., Al-Boudi, A., Ajaz, S., Sultana, N., & Rahman, A.-U. (1995). New cyclopeptide alkaloids from *Zizyphus lotus*. *Journal of Natural Products*, 58(4), 504-511.

AFNOR. (1986). Contrôle de la qualité des produits laitiers - Analyses physiques et chimiques (3ème éd., pp. 121-125).

Aisha, K., Visakh, N.U., Pathrose, B., Mori, N., Baeshen, R.S., & Shower, R. (2024). Extraction, chemical composition, and insecticidal activities of *Lantana camara* Linn. leaf essential oils against *Tribolium castaneum*, *Lasioderma serricorne*, and *Collosobruchus chinensis*. 29(2), 344.

Amara, M., & Benabdeli, K. (2002). Potentialités écologiques de *Zizyphus lotus* et possibilités de développement durable des espaces arides: Cas de la région de Naâma (Algérie). *Geo-Eco-Trop*, 2(44), 269-277.

Amin, A.M.M., Sauid, S. M., Musa, M., & Hamid, K.H. (2017). The effect of glycerol content on mechanical properties, surface morphology and water absorption of thermoplastic films from *Tacca leontopetaloides* starch. *Jurnal Teknologi*, 79(5-3), 53-59.

Références bibliographiques

Angela, A., & Meireles, A. (2009). *Extracting bioactive compounds for food products: Theory and applications*. CRC Press.

APG IV. (2016). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181(1), 1–20.

Ashraf, Z., & Hamidi-Esfahani, Z. (2011). Date and date processing: A review. *Food Reviews International*, 27, 101-133.

Atta-ur-Rahman. (2003). *Studies in natural products chemistry* (Vol. 21, pp. 573-575). Elsevier.

(B)

Bahorun, T., Grinier, B., Trotin, T., Brunet, G., Pin, T., Lunck, M., Vasseur, J., Cazi, M., Cazin, C., & Pinkas, M. (1996). Activité de récupération des espèces d'oxygène des extraits phénoliques d'organes de plantes fraîches d'aubépine et de préparations pharmaceutiques. *Arzneimittel-Forschung*, 46, 1086-1089.

Bamba, B., Benie, C. K. D., Ouattara, A., Doukourou, D. N., Kamou, R. K., & Ouattara, K. (2021). Teneurs en phénols totaux, activités antioxydantes des macérés et décocté des feuilles de *Uvaria chamae* P. Beauv. (Annonaceae). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 15(1), 54-67.

Bamouh, A. (2002). La lutte chimique contre le jujubier. *Programme National de Transfert de Technologie en Agriculture (PNTTA)*, 94, 1-4. Derd Rabat.

Bayer, E., & Butter, K. (2000). *Guide de la flore méditerranéenne*. Delachaux et Niestlé.

Behloul, L., & Hamdaoui, L. (2015). Effet d'un renfort biodégradable sur les propriétés physicomécaniques d'un biopolymère (Mémoire de master, Université Abderahmen Mira – Bejaia, Algérie).

Bellakhdar, J. (1997). La Pharmacopée marocaine traditionnelle, Médecine arabe ancienne et savoir populaires (pp. 464-465). Saint-Étienne: TEC et DOC. Ibis Press.

Belibi, P. C., Daou, T. J., Ndjaka, J. M. B., Nsom, B., Michelin, L., & Durand, B. (2014). A comparative study of some properties of cassava and tree cassava starch films. *Physics Procedia*, 55, 220-226.

Références bibliographiques

- Benammar, C., Yessoufou, A., Simonin, A. M., Belarbi, M., Allali, H., & Khan, N. A. (2010). *Zizyphus lotus* L. Desf modulates antioxidant activity and human T-cell proliferation. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 10, 54-56.
- 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). *Algerian Journal of Pharmacy*, 4(1), 49-59.
- Ben Salah, I., Smaoui, A., Mahmoudi, H., & Ouerghi, Z. (2021). Effet du solvant et de la méthode d'extraction sur les teneurs en composés phénoliques et l'activité antioxydante chez *Ephedra alata* alenda. *IOSR Journal of Agriculture and Veterinary Science*, 14(10), 23-30.
- Benttaieb, N. (2015). Influence de traitements de réticulation sans solvant sur les propriétés de films à base de gélatine et chitosan encapsulant ou non des antioxydants naturels : caractérisations physico-chimiques et application. Thèse de l'Université de Bourgogne.
- Bekkar, N. H., Meddah, B., Cakmak, Y. S., Kesikim, B., & Sonnet, P. (2022). Phenolic extracts of *Zizyphus lotus* L. (Rhamnaceae) and *Ruta chalepensis* L. (Rutaceae) as alternatives to antibiotics and their antimicrobial effects on clinical multidrug-resistant pathogens. *European Journal of Biology*, 81(2), 163-183.
- Bewa, H. (2006). Matériaux polymères biodégradables et applications : Note de synthèse II, synthèse sur les produits biodégradables. ADEME, 16. France.
- Bloch, A., & Thomson, C. A. (1995). Position of the American Dietetic Association: Phytochemicals and functional foods. *Journal of the American Dietetic Association*, 95(4), 493-496.
- Bojorges, H., Ríos-Corripio, M. A., Hernández-Cázares, A. S., Hidalgo-Contreras, J. V., & Contreras-Oliva, A. (2020). Effect of the application of an edible film with turmeric (*Curcuma longa* L.) on the oxidative stability of meat. *Food Science & Nutrition*, 8(8), 4308-4319.
- Bohui, P. S. G., Adima, A. A., Niamké, F. B., & N'Guessan, J. D. (2018). Etude comparative de trois méthodes d'extraction des flavonoïdes totaux à partir des feuilles de plantes médicinales : *Azadirachta indica* et *Psidium guajava*. *Journal de la Société Ouest-Africaine de Chimie*, 46, 50-58.

Références bibliographiques

Borgi, W., Recio, M. C., Rios, J. L., & Chouchane, N. (2008). Anti-inflammatory and analgesic activities of flavonoid and saponin fractions from *Zizyphus lotus* (L.) Lam. *South African Journal of Botany*, 74, 320-324.

Borgi, W., Ghedira, K., & Chouchane, N. (2007). Antiinflammatory and analgesic activities of *Zizyphus lotus* root barks. *Fitoterapia*, 78(1), 16-19.

Bouyahya, A., Abrini, J., Bakri, Y., & Dakka, N. (2017). Screening phytochimique et évaluation de l'activité antioxydante et antibactérienne des extraits d'*Origanum compactum*. *Phytothérapie*, 15(6), 1-5.

Bowles, E. J. (2003). *The chemistry of aromatherapeutic oils* (Vol. 3, pp. 164-169).

Bradford, M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72, 248-254.

Brahmi, N., Madani, Kh., Chibane, M., & Mekhoukhe, A. (2016). Etude de l'activité antioxydante des composés phénoliques extraits de quelques plantes médicinales de la région de Bejaia. *Revue des Substances Naturelles et Innovations Thérapeutiques*, 2(1), 37-40.

Bravo, L. (1988). Polyphenols: Chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. *Nutrition Reviews*, 56, 317-333.

Burrows, I. (2005). *La nature comestible*. Delachaux et Niestlé.

(C)

Carmen, R. Q. P., Paula, V. F., Marinha, C., Alex, L. C., Silvia, G., Maria, A. B., & Maria, L. F. (2023). Antioxidant edible films based on pear juice and pregelatinized cassava starch: Effect of the carbohydrate profile at different degrees of pear ripeness. *Food Chemistry*, 15(21), 4263.

Caroline, P. B., Déborah, C. B. F., Jamila, D. S. A., Marcia, R. D. M., Pamela, T. S. M., Clarice, M. B. R., Daniele, R. N. L., & Claudia, S. D. R. (2022). Effect of corn stigma extract on physical and antioxidant properties of biodegradable and edible gelatin and corn starch films. *Food Hydrocolloids*, 208, 698-706.

Références bibliographiques

Catoire, C., Zwang, H., & Bouet, C. (1994). Le jujubier ou le Zizyphus lotus. *Fruits Oubliés*, 1, 14-17.

Cauvain, S. P. (2016). *Cookies, biscuits and crackers: Formulation, processing and characteristics*. Bake Tran, Witney, UK: Elsevier Ltd.

Chelli, N., Tir Touil Meddah, A., Benfreha Temmouri, H., & Meddah, B. (2018). Methanolic extract against oral pathogenic bacteria. *Journal of Fundamental and Applied Sciences*, 10(2).

Chelli Chentouf, N., Tir Touil Meddah, A., Belgharbi, A., Benfreha Temmouri, H., & Meddah, B. (2018). Phytochemical and antimicrobial screening of fruits and leaves of Zizyphus lotus L. collected in northwest of Algeria. *Maghreb Journal of Pure and Applied Sciences*, 4(1), 50-58.

Chibani, N., Djidjelli, H., Dufresne, A., Boukerrou, A., & Nedjma, S. (2016). Study of effect of old corrugated cardboard in properties of polypropylene composites: Study of mechanical properties, thermal behavior, and morphological properties. *Journal of Vinyl & Additive Technology*, 22(3), 231-238.

Chu, Y. H., Chang, C. L., & Hsu, H. F. (2000). Flavonoid content of several vegetables and their antioxidant activity. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 80, 561–566.

Claudine, R. (2007). Le nom de l'arbre : le grenadier, le caroubier, le jujubier, le pistachier et l'arbousier. *Actes Sud le Majan*.

CNE. (Conseil National de l'Emballage). (2015, septembre). L'emballage, acteur important de la logistique des produits.

Chouaibi, M., Mahfoudhi, N., Rezig, L., Donsi, F., Ferrari, G., & Hamdi, S. (2011). Nutritional composition of Zizyphus lotus L. seeds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 91(6), 1171–1177.

Chouaibi, M., Mahfoudhi, N., Rezig, L., et al. (2012). Nutritional composition of Zizyphus lotus L. seeds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 92(6), 1171-1177.

Coutouly, G., & Marcussen, L. (1998). *Biscuits et biotechnologies*. Initiative for Biotechnology, 29.

Références bibliographiques

Crini, G., Badot, P. M., Roberts, G. A., & Guibal, E. (2009). Chitine et chitosane: du biopolymère à l'application. Presses Universitaires Franche-Comté.

Cronin, K., & Preis, C. (2000). A statistical analysis of biscuit physical properties as affected by baking. *Journal of Food Engineering*, 46(3), 217-225.

(D)

Dahlia-Mahieddine, F. (2019). Analyse de la variabilité des fruits de quelques populations de jujubier sauvage (*Ziziphus lotus* L. Desf.) en Algérie (Thèse de doctorat, Université Ibn Khaldoun, Tiaret, Algérie).

Davidson, I. (2018). Biscuit, cookie and cracker production: Process, production and packaging equipment (2nd ed.). Academic Press, Elsevier.

Dar, R.A., Shahnawaz.M., Alanger, M.A., & Majid, I. (2023). Exploring the diverse bioactive compounds from medicinal plants : a review *J. phytothorme*, 12,183,195.

Debeaurort, F., Galic, K., Kurek, M., Benbettaieb, N., & Scetar, M. (n.d.). Matériaux et procédés d'emballage pour les industries alimentaires, cosmétiques et pharmaceutiques. ISTE Editions.

De Menezes Filho, A. C. P., Ventura, M. V. A., Batista-Ventura, H. R. F., de Souza Castro, C. F., Teixeira, M. B., Taques, A. S., Alves, I., & Soares, F. A. L. (2022). Biodegradable films of arrowroot starch (*Maranta arundinacea*) incorporated with floral extract of *Tabebuia*

Denis, Amélie. (2012). Les biscuits et gateaux : toute une diversité. *Cahiers de nutrition et diététique*, vol.46, no 2, p. 86-94.

impetiginosa and copper sulfate: Physical and physicochemical properties, and biodegradability and antibacterial activities. *Brazilian Journal of Science*, 1(2), 46-58.

Diouf, P. N., Stevanovic, T., & Cloutier, A. (2009). Study on chemical composition, antioxidant and anti-inflammatory activities of hot water extract from *Picea mariana* bark and its proanthocyanidin-rich fractions. *Food Chemistry*, 113(4), 897-902.

Do, Q. D., Angkawijaya, A. E., Tran-Nguyen, P. L., Huynh, L. H., Soetaredjo, F. E., Ismadji, S., & Ju, Y. H. (2014). Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoid

Références bibliographiques

content, and antioxidant activity of *Limnophila aromatica*. *Journal of Food and Drug Analysis*, 22(3), 296-302.

Dobignard, A., Chatelain, C., Fischer, M., Orso, J., & Jeanmonod, D. (2013). Index synonymique de la flore d'Afrique du Nord: Dicotyledoneae: Oleaceae-Zygophyllaceae. Conservatoire et Jardin Botaniques.

Duchateau, G., & Florkin, M. (1959). For trehalosemie dof insects and its signification. *Archives Internationales de Physiologie et de Biochimie*, 67(2), 306-314.

Duthie, G. G., Duthie, S. J., & Kyle, J. A. M. (2000). Plant polyphenols in cancer and heart disease: Implications as nutritional antioxidants. *Nutrition Research Reviews*, 13, 79-106.

(E)

El Cadi, H., El Bouzidi, H., Selama, G., El Cadi, A., Ramadan, B., Ouled El Majdoub, Y., Aliprando, F., Dugo, P., Mondello, L., Fkih Lanjri, A., Brigui, J., & Cacciola, F. (2020). Physico-chemical and phytochemical characterization of Moroccan wild jujube (*Ziziphus lotus* (L.)) fruit crude extract and fractions. *Molecules*, 25(22),5237.

El-Haoud, H., Boufellous, M., Berrani, A., Tazougart, H., & Bengueddour, R. (2018). Screening phytochimique d'une plante médicinale : *Mentha spicata* L. *Journal de Phytothérapie et Plantes Médicinales*, 12(3), 45-52.

Esseh, K., Afanyibo y-G., Ahama-Esseh, K.Y.S., Idoh, K., Koudouvo, K., Agbonon,A., & Gbeassor, M. (2019). Phytochemical Screening, toxicological study, assessment of antiplasmodial and antiradical activities of the leafy stem of *Senna occidentalis* Linn (Fabaceae). *Eur. Sci. J. ESJ*, 15, 411-433.

(F)

Falcianato, A., Sorrentino, A., Masi, P., & Di Pierro, P. (2022). Development of functional pizza base enriched with jujube (*Ziziphus jujuba*) powder. *Journal of Food Science and Technology*, 11(10), 1458.

(G)

Gabrielly, T. B., Janaina, M., Agnes, M., Suzana, M., & Maria, A. P. C. C. (2016). Edible films based on cassava starch and fructooligosaccharides produced by *Bacillus subtilis* natto CCT 7712. *Food Chemistry*, 151, 1132-1138.

Gauvin, M.-J., Bélanger, A., & Nebié, R. (2003). *Azadirachta indica* : l'azadirachtine est-elle le seul ingrédient actif ? *Phytoprotection*, 84(2), 115-119.

Ghedira, K. (2013). *Zizyphus lotus* (L.) Desf. (Rhamnaceae) : jujubier sauvage, Ethnobotanique – monographie. *Phytothérapie*, 11(3), 149-153.

Ghost, A., & Lysias, D. C. (2007). Jujube fruit: a magic fruit berry for emotion controlling and more. *Pure Herb and Extract Processing and Formation*.

Ghazghazi, H., Aouadhi, C., Riahi, L., Maaroufi, A., & Hasnaoui, B. (2014). Fatty acids composition of Tunisian *Zizyphus lotus* (L.) Desf. Fruits and variation in biological activities between leaf and fruit extracts. *Natural Product Research*, 28(14), 1106-1110.

Girre, L. (2006). *Les plantes et les médicaments*. Delachaux et Niestle.

Glitho, I. A., Nuto, Y., Attoh, A., Sambena, B., & Counnou, K. (1988). *Écologie et biologie de la reproduction des Bruchidae parasites des légumineuses alimentaires cultivées au Togo et au Bénin*. Rapport ABN (Biasciences). Lomé.

Godon, B. (1997). *Guide pratique d'analyse dans les industries des céréales*. Tec. Et Doc. Lavoisier.

Gontard, N., Guillard, V., Gaucel, S., & Guillaume, C. (2017). L'emballage alimentaire et l'innovation écologique dans toutes leurs dimensions. *Innovations Agronomiques*, INRA, 58, 1-9.

Grassman, J., Hippeli, S., Vollman, R., & Elstner, E. F. (2003). Antioxidative properties of the essential oil from *Pinus mugo*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51, 7576-7582.

Guo, S., Duan, J. A., Tang, Y. P., Su, S. L., & Qian, D. W. (2011). Triterpenoid acids from *Zizyphus jujuba*. *Chemistry of Natural Compounds*, 47, 138–139.

Références bibliographiques

Gupta, M., Bawa, S., & Semwal, A. (2010). Effect of flour incorporation on the instrumental texture of sponge cake. *International Journal of Food Properties*, 12(1), 243-251.

(H)

Hammi, H., Mkadmini, K. H., Jdey, H., Abdelly, C. H., Majdoub, H., & Ksouri, R. (2015). Optimization of ultrasound-assisted extraction of antioxidant compounds from Tunisian *Zizyphus lotus* fruits using response surface methodology. *Food Chemistry*, 184, 80-89.

Han, J. H. (2000). Antimicrobial food packaging. *Food Technology*, 54(3), 56-65.

Hemavathi, A. B., & Siddaramaiah, H. (2018). Food packaging: polymers as packaging materials in food supply chains. In *Encyclopedia of Polymer Applications* (pp. 1374-1397). CRC Press.

Hernandez, E. (2000). Essential Oils: Distillation. *Encyclopedia of Separation Science*, 2739-2744.

Howe, R. W. (1960). The effects of temperature and humidity on the rate of development and mortality of *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera, Tenebrionidae). *Annals of Applied Biology*, 48(2), 363-376.

(J)

Jafarzadeh, S., Jafari, S. M., Salehabadi, A., Nafchi, A. M., Uthaya Kumar, U. S., & Khalil, H. P. S. A. (2020). Biodegradable green packaging with antimicrobial functions based on the bioactive compounds from tropical plants and their by-products. *Trends in Food Science & Technology*, 100(4), 262-277.

JORA. (1998). Arrêté interministériel du 25 Ramadhan 1418 correspondant au 24 janvier 1998 modifiant et complétant l'arrêté du 14 Safar 1415 correspondant au 23 juillet 1994 relatif aux spécifications microbiologiques de certaines denrées alimentaires. *Journal Officiel de la République Algérienne*, 035, 27-05-1998.

JORA. (2004). Méthodes officielles d'analyses physico-chimiques relatives aux céréales et produits dérivés.

J.O.R.A. (2017). Journal Officiel de la République Algérienne. Méthodes officielles d'analyse Physico-Chimiques et Microbiologiques des denrées alimentaires. *Journal Officiel de la République Algérienne*, N°39, Mai 2017.

Références bibliographiques

Juan, S., Jenifer, J., Wilman, A., Luis, E., Eddy, H. D., Oscar, J., & Juliet, A. (2021). Fumigant toxicity and biochemical effects of selected essential oils toward the red flour beetle, *tribolium castaneum* (coleoptera: tenebrionidae). *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 179(104941), 1-2.

(K)

Kadri, M., Yahi, A., & Salhi, N. (2016). Criblage phytochimique de plante médicinale *Ziziphus lotus* L. Laboratoire des sciences naturelles et des matériaux, Centre universitaire de Mila.

Khan A.M., Qureshi R.A., Ulah F., Gilani S.A., Nosheen A., Sahreen S. (2011). Phytochemical analysis of selected medicinal plants of Margalla Hills and surroundings. *J Med Plants*, 5 (25) : pp 6017 – 6023.

Koukoui, O., Agbangnan, P., Boucherie, S., Yovo, M., Nusse, O., Combettes, L., & Sohounhloué, D. (2015). Etude phytochimique et évaluation des propriétés cytotoxiques, antioxydantes et hypolipidémiques des extraits de feuilles de *Launaea taraxacifolia* sur les lignées cellulaires HepG2 et PLB985. *American Journal of Plant Sciences*, 6(11), 1560-1572.

Kouamé, T.K., Siaka, S., Kassi, A.B.B., & Soro, Y. (2021). Détermination des teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et tanins de jeunes feuilles non encore ouvertes de *Piliostigma thonningii* (Caesalpiniaceae). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, Vol. 15 (1), pp. 97-105.

(L)

Lataief, T., Garzol, S., Laghzaoui Masci, V., Mejri, J., Abderrabba, A., Tiezzi, A., & Ovidi, E. (2021). Chemical composition and biological activities of Tunisian *Ziziphus lotus* extracts: Evaluation of drying effect, solvent extraction, and extracted plant parts. *Plants (Basel)*, 10(12).

Lee, S., Min, B., Lee, C., Kim, K., & Kho, Y. (2003). Cytotoxic triterpenoids from the fruits of *Zizyphus jujuba*. *Planta Medica*, 69, 18–21.

Łopusiewicz, Ł., Zdanowicz, M., Macieja, S., Kowalczyk, K., & Bartkowiak, A. (2021). Development and characterization of bioactive poly(butylene-succinate) films modified with quercetin for food packaging applications. *13(11)*, 1798.

(M)

- Ma, X., Chang, P. R., Zheng, P., Yu, J., & Ma, X. (2010). Characterization of new starches separated from several traditional Chinese medicines. *Carbohydrate Polymers*, 82(1), 148-152.
- Maache-Rezzoug, Z., Bouvier, J., Mallaf, K., & Patras, C. (1998). Effect of principal ingredients on rheological behaviour of biscuit dough and on quality of biscuits. *Journal of Food Engineering*, 35(1), 23-42.
- Maache-Rezzoug, Z., Bouvier, J. M., Allaf, K., & Patras, C. (1998). Study of mixing in connection with the rheological properties of biscuit dough and dimensional characteristics of biscuits. *Journal of Food Engineering*, 35(1), 43-56.
- Makino, R., Ohara, S., & Hashida, K. (2009). Efficient extraction of polyphenolics from the bark of tropical tree species. *Journal of Tropical Forest Science*, 21, 45–49.
- Manley, D. (1998). *Technology of biscuits, crackers, and cookies* (third edition). CRC Press.
- Medina Jaramillo, C., Gutiérrez, T. J., Goyanes, S., Bernal, C., & Famá, L. (2016). Biodegradability and plasticizing effect of yerba mate extract on cassava starch edible films. *Carbohydrate Polymers*, 151, 150-159.
- Méité, N., Konan, L. K., Tognonvi, M. T., & Oyetola, S. (2022). Effect of metakaolin content on mechanical and water barrier properties of cassava starch films. *South African Journal of Chemical Engineering*, 40(1), 186-194.
- Ménard, G., Emond, S., Segin, R., Bolduc, R., Boudreau, A., Marcoux, D., Painchaud, M., & Poirier, D. (1992). La biscuiterie industrielle. In A. Boudreau & G. Ménard (Eds.), *Le blé : éléments fondamentaux et transformation* (pp. 287-348). Les Presses de l'Université Laval.
- Messaili, B. (1995). *Botanique, systématique des spermaphytes*. OPU (Ed).
- Mitantsoa, J. T., Ravelonandro, P. H., & Rianaivoravelona, R. F. (2021). Elaboration and characterization of bioplastic films based on bitter cassava starch (*Manihot esculenta*) reinforced by chitosan extracted from crab (*Shylla seratta*) shells. *International Journal of Engineering and Technology*, 9(6), 1-14.
- Munier, P. (1973). Le jujubier et sa culture. *Fruits*, 28(5), 377-388.

Références bibliographiques

Mutungi, C., Onyango, C., Doert, T., Paasch, S., Thiele, S., Machill, S., Jaros, D., & Rohm, H. (2011). Long- and short-range structural changes of recrystallised cassava starch subjected to in vitro digestion. *Food Hydrocolloids*, 25(3), 477-485.

(N)

Najjaa, H., Ben Arfa, A., Elfalleh, W., Zouan, N., & Neffati, M. (2020). Jujube (*Zizyphus lotus* L.): Benefits and its effects on functional and sensory properties of sponge cake. *Journal of Food Processing and Preservation*, 15(2), 227996.

NA. (2009). Produit de mouture des céréales, détermination de l'acidité grasse (Édition 02, NA 1182 : 2009).

NA. (2014). Blé et farine de blé, teneur en gluten (Éd. 01, NA 19103:2014).

NA. (2016). Céréales, légumineuses et produits dérivés, dosage du taux de cendres par incinération (Éd. 02, NA 733:2016).

NA. (2012). Céréales et produits céréaliers, détermination de la teneur en eau (NA 1132 :2012).

NA. (2012). Corps gras d'origine animale et végétale, détermination de l'indice d'acide et de l'acidité (NA 273 :2012).

Nur Hanani, Z. A., Beatty, E., & Roos, Y. H. (2021). Development and characterization of biodegradable composite films based on gelatin derived from beef, pork, and fish sources. *Foods*, 2(1), 1-17.

(O)

Oluwasina, O.O., Olaleye, F.K., Olusegun, S.J., Oluwasina, O.O., & Mohallem, N.D.S. (2019). Influence of oxidized starch on physicomechanical, thermal properties, and atomic force micrographs of cassava starch bioplastic film. *International Journal of Biological Macromolecules*, 135, pp. 282-293.

Oloyede O.I., 2005. Chemical profile of Unripe pulp of *Carica papaya*. *Pak J Nutr*, 4 : pp 379-381.

(P)

Pankaj, J. (2021). Functional properties of starch-chitosan blend bionanocomposite films for food packaging: The influence of amylose-amylopectin ratios. *Journal of Applied Polymer Science*, 58(9), 3368-3378.

Références bibliographiques

Parrek, O. P. (2001). Ber. Southampton, UK: International Centre for Underutilized Crops.

Park, T. (1934). Observations on the general biology of the flour beetle, *Tribolium confusum*. *The Quarterly Review of Biology*, 9(1), 36-54.

Picimbon, J.F. (2002). Protéines liant les odeurs (OBP) et protéines chémiosensorielles (CSP) : Cibles moléculaires de lutte intégrée. In: *Biopesticides d'origine végétale*, TEC&DOC (Ed.), pp. 265-283.

Prasad, A., Kumar, A., & Gajrani, K. K. (Eds.). (2022). *Biodegradable composites for packaging applications*. CRC Press.

Praseptianga, D., Ferichani, I. P., & Mufida, N. (2022). Development and characterization of bioactive edible films based on semi-refined kappa carrageenan incorporated with honey and *Kaempferia galanga* L. essential oil. *Trends in Sciences*, 19 (17), 1-11.

(R)

Rabetafika, H. N., Paquot, M., & Dubois, P. (2006). Les polymères issus du végétal : matériaux à propriétés spécifiques pour des applications ciblées en industrie plastique. *Biotechnology, Agronomy and Society and Environment*, 10(3), 185-196.

Rajaei, A., Salarbashi, D., Asrari, N., Fazly Bazzaz, B. S., Aboutorabzade, S. M., & Shaddel, R. (2021). Antioxidant, antimicrobial, and cytotoxic activities of extracts from the seed and pulp of jujube (*Ziziphus jujuba*) grown in Iran. *Food Science & Nutrition*, 9(2), 682–691.

Rezanejad, F. (2007). The effect of air pollution on microsporogenesis, pollen development and soluble pollen proteins in *Spartium junceum* L. (Fabaceae). *Turkish Journal of Botany*, 31(3), 183-191.

Rsaissi, N., & Bouchache, M. (2002). La lutte chimique contre le jujubier. Programme National de Transfert de Technologie en Agriculture (PNTTA), DERD.

Rocchetti, G., Alcantara, C., Baurel, C., Garcia-Pérez, J., Lorenzo, J. M., Lucini, L., Collado, M. C., & Barbara, F. J. (2020). Bacterial growth and biological properties of *Cymbopogon schoenanthus* and *Ziziphus lotus* are modulated by extraction conditions. *Food Research International*.

(S)

Saadoudi, M. (2019). Caractérisation biochimique, conservation et essais d'élaboration des produits alimentaires à base du fruit de *Zizyphus lotus* L. (Thèse de doctorat en sciences agronomiques). Université Hadj Lakhdar Batna 01.

Salgado, P. R., Di Giorgio, L., Musso, Y. S., & Mauri, A. N. (2019). Bioactive packaging: Combining nanotechnologies with packaging for improved food functionality. In A. López Rubio, M. J. Fabra Rovira, M. Martínez Sanz, & L. G. Gómez-Mascaraque (Eds.), *Nanomaterials for food applications* (pp. 233-270). Elsevier.

Sankarikutty, B., Narayanan, C.S.(2003). Essential Oils: Isolation and Production. *Encyclopedia of Food Sciences and Nutrition*, vol .2, pp.2185-2189.

Scimeca, D., Tetau, M. (2002). *Votre santé par les huiles essentielles*, vol.13.Alpen.

Soares, J. C., de Sousa, T. L., Alencar, S. M., Belisário, C. M., & Egea, M. (2021). Cassava starch based films supplemented with propolis extract: Physical, chemical, and microstructure characterization. *Biointerface Research in Applied Chemistry*, 11(4), 12149-12158.

Sokoloff, A. (1974). *The Biology of Tribolium: With Special Emphasis on Genetic Aspects*. Oxford University Press.

(T)

Tian, B., Liu, J., Liu, Y., & Wan, J. B. (2022). Integrating diverse plant bioactive ingredients with cyclodextrins to fabricate functional films for food application: A critical review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 1-30.

(V)

Vayias, D.J., Athanassiou, C.G., & Buchelos, C.Th. (2008). Evaluation of resistance development by *Tribolium confusum* du Val (Coleoptera: Tenebrionidae) to diatomaceous earth under laboratory selection. *Journal of Stored Products Research*, 44(2), 162-168.

Velásquez-Castillo, L. E., Leite, M. A., Tisnado, V. J. A., Ditchfield, C., Sobral, P. J. D. A., & Moraes, I. C. F. (2023). Cassava starch films containing quinoa starch nanocrystals: Physical and surface properties. *Foods*, 12(3), 576.

Vieira, D. M., Pereira, C., Calhelha, R. C., Barros, L., Petrovic, J., Sokovic, M., Barreiro, M. F., Ferreira, I. C. F. R., Castro, M. C. R., Rodrigues, P. V., & Machado, A. V. (2022). Evaluation

Références bibliographiques

of plant extracts as an efficient source of additives for active food packaging. *Food Frontiers*, 3(3), 480-488

(W)

Wang, Y., Zhang, R., Ahmed, S., Qin, W., & Liu, Y. (2019). Préparation et caractérisation de films d'emballage comestibles bioactifs à base d'amidon de maïs à base de zéine incorporée à l'huile d'écorce d'orange. *Antioxydants*, 8(9), 391.

Wong, S. P., Leong, L. P., & William Koh, J. H. (2006). Antioxidant activities of extracts of selected plants. *Food Chemistry*, 99, 775-783.

(Y)

Yu, L., Dean, K., & Li, L. (2006). Polymer blends and composites from renewable resources. *Progress in Polymer Science*, 31(6), 576-602.

Annexes

Annexe I: Matériel et réactifs

Centrifugeuse



Humidimètre



Réfrigérateur



plaque chauffante



pH mètre



Étuve



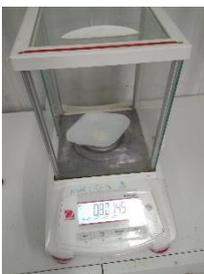
Micropipette



hôte chimique



Balance analytique



pied à coulisse



Bain-marie



(Originale, 2024)

Les réactifs et les produits utilisés dans la présente étude sont cités comme suite :

- L'éthanol à 96% ;
- Réactif de Folin-Ciocalteu;
- Carbonate de sodium à 10 % ;
- Acide gallique ;
- La quercétine ;
- Trichlorure d'aluminium $AlCl_3$;
- Milieu de culture Plate Count Agar (PCA) ;
- Eau physiologique ;
- DPPH ;
- Milieu de culture OGA ;
- Milieu de culture VRBL ;
- Milieu de culture Chapman ;
- Milieu Hektoen ;
- Glucose
- BSA (Bovine Serum Albumin).
- Glycérol.
- Réactif d'Anthrone ;
- Réactif de Bradford ;
- Acide chlorhydrique (HCl) ;
- Acide sulfurique (H_2SO_4) ;
- Chloroforme ;
- Hydroxyde de sodium (NaOH) ;
- Hydroxyde de potassium (KOH) ;
- Chlorure ferrique ($FeCl_3$).

1.Préparation des réactifs

1.1. Préparation du réactif de Bradford

100 mg du bleu brillant de Coomassie G-250 sont dissous dans 50 mL d'éthanol absolu. Après agitation et solubilisation, 100 mL d'acide phosphorique à 85% ont été ajoutés au mélange et le volume du réactif a été ajusté à 1000 mL avec l'eau distillée. Après filtration, le réactif a été conservé à froid (Noble et Bailey, 2009).

1.2. Préparation du réactif d'anthrone

Le réactif d'anthrone a été préparé comme suit: à 150 mg d'anthrone sont ajoutés 75 mL d'acide sulfurique concentré et 25 mL d'eau distillée. Une solution limpide de couleur verte est obtenue et stockée à l'obscurité.

2.Composition Des Solutions Utilisées

2.1. Préparation de la solution de Chlorure d'aluminium (AlCl₃) à 2 %

- 2 g de AlCl₃
- 100 ml d'eau distillée

2.2. Préparation de la solution de carbonate de sodium (Na₂Co₃) à 10 %

- 20 g (Na₂Co₃)
- 200 ml d'eau distillée

2.3. Préparation de la solution de DPPH

- 0.0197 g de DPPH
- 100 ml d'éthanol

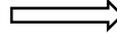
Annexes II : Elaboration de film bioactif



30 g d'amidon



600 m d'eau distillée



12 ml de glycérol



Agitation



Refroidissement

à T° ambiante



Écouler la solution filmogène sur une plaque et boîtes pétri en verre et laissée pendant 1 semaine

Ajoute de 8 ml d'extrait éthanolique de fruits de *Zizyphus lotus*

Chauffage au bain-marie à 80 c° sous agitation constante pendant 1 heure



Les films secs sont manuellement et délicatement découlés

Annexe III : Courbe d'étalonnage

1. courbe d'étalonnage des protéines

Tableau 1 : Préparation de la gamme étalon pour doser les protéines.

	Tube 0	Tube 1	Tube 2	Tube 3	Tube 4	Tube 5	Tube 6	Tube 7	Tube 8	Tube 9	Tube 10
Solution BSA (ul)	0	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
Eau distille (ul)	100	90	80	70	60	50	40	30	20	10	0
R. bradford (ml)	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4
[BSA] (mg/ml)	0	0.15	0.30	0.45	0.60	0.75	0.90	1.05	1.20	1.35	1.5

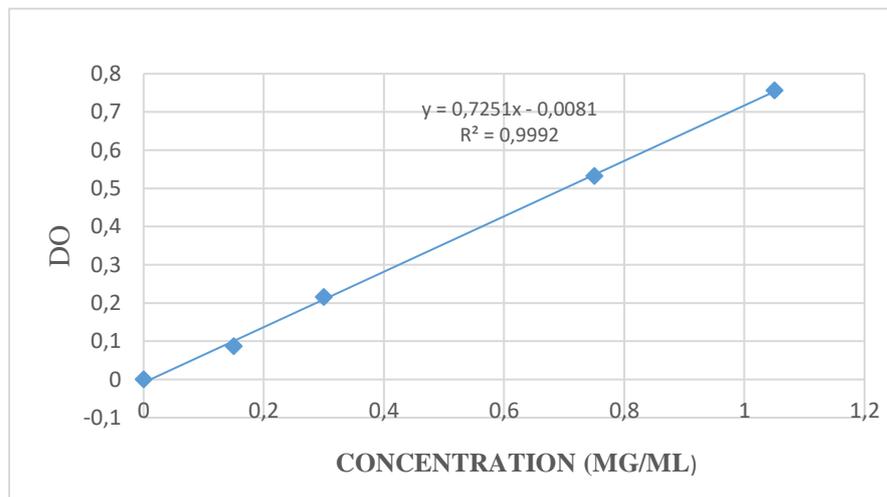


Figure 01 : Courbe d'étalonnage des protéines.

2. Courbe d'étalonnage des sucres

Tableau 2 : Préparation de la gamme étalon pour doser les sucres.

	Tube 0	Tube 1	Tube 2	Tube 3	Tube 4	Tube 5	Tube 6	Tube 7	Tube 8	Tube 9	Tube 10
Solution BSA (ul)	0	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
Eau distille (ul)	100	90	80	70	60	50	40	30	20	10	0
R. Anthrone (ml)	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4
[Glucose] (mg/ml)	0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5	0.6	0.7	0.8	0.9	1

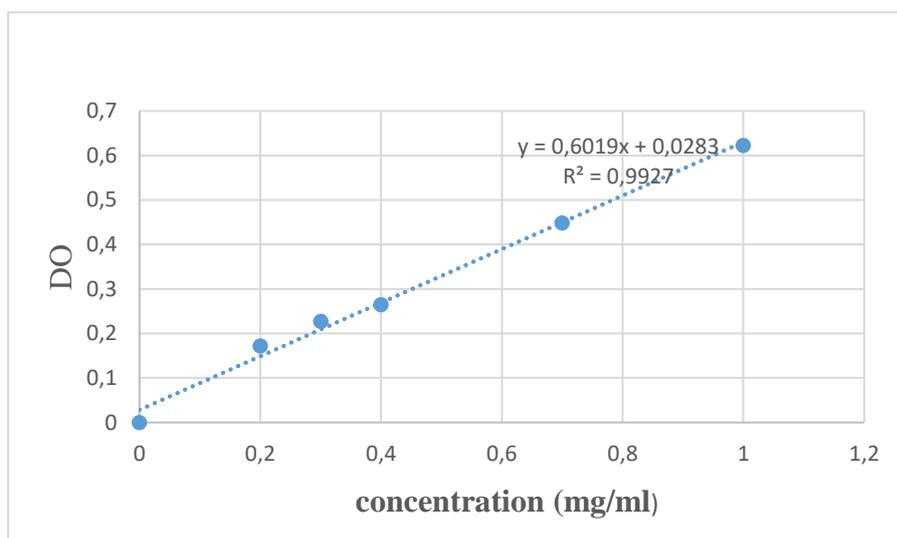


Figure 02 : Courbe d'étalonnage des sucres.

3. Courbe d'étalonnage des polyphénols

Tableau 3 : Concentrations obtenues de la gamme des dilutions de l'acide gallique.

Concentration (mg/ml)	0.02	0.04	0.06	0.08	0.1	0.12	0.14	0.16	0.18	0.2
DO	0.134	0.268	0.354	0.406	0.492	0.598	0.704	0.806	0.9	1.014

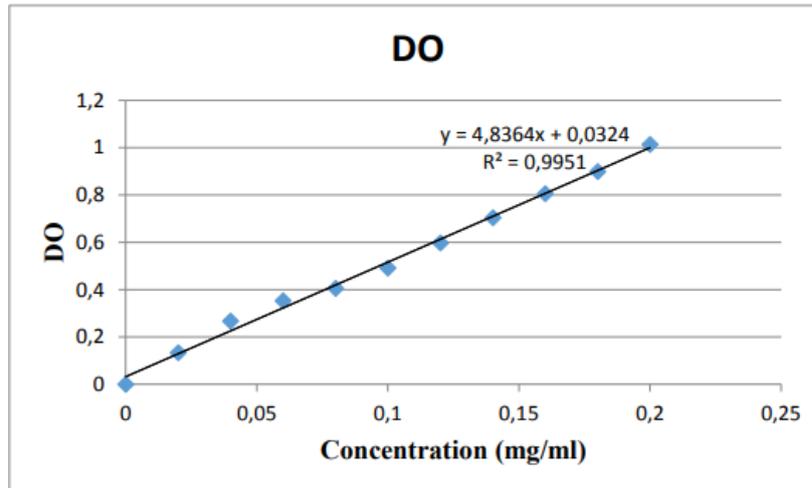


Figure 03: Courbe d'étalonnage des polyphénols.

4. courbe d'étalonnage des flavonoïdes

Tableau 4 : Concentrations obtenues de la gamme des dilutions de la quercétine.

Concentration (mg/ml)	0.0041	0.016	0.033	0.066	0.125
DO	0.083	0.187	0.378	0.621	1.3

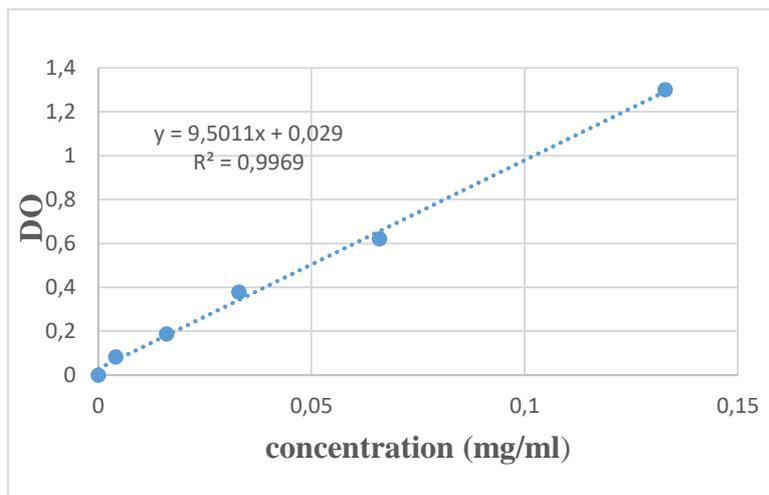


Figure 04: Courbe d'étalonnage des flavonoïdes.

Annexe IV: Présentation du groupe BIMO

1. Historique

Le groupe BIMO-INDUSTRIE est issu de la société créée en 1975 dans la région de TIZI-OUZOU sous l'appellation de « BISCUITRIE DU MAGHREB ».

En 1984, le groupe crée une nouvelle biscuiterie dans la zone industrielle de BABA-ALI avec une nouvelle marque dénommée « BISCUITRIE MODERNE » BIMO par abréviation.

2. Les unités du groupe BIMO :

Actuellement, ce groupe dispose de 06 unités de production travaillant toutes dans le secteur de l'industrie agro-alimentaire.

Celles-ci sont :

- Deux 02 unités de biscuiterie, l'une à Boghni wilaya de TIZI-OUZOU, l'autre à BABA-ALI.
- Une 01 unité de chocolaterie à BABA-ALI.
- Une 01 unité de transformation des fèves de cacao à BABA-ALI.
- Une 01 unité de confiserie BULLE D'OR à TIZI-OUZOU.
- Une 01 unité de gaufretterie à BABA-ALI.

3. Présentation de l'unité de biscuiterie :

Elle a été créée pour la première fois en 1984 dont :

- ❖ Sa raison sociale « biscuiterie moderne ». Statut juridique SARL.

3.1. Composition de l'unité biscuiterie :

Cette unité dispose d'une installation technique de :

- ✓ Deux laboratoires où se font les analyses ;
- ✓ Département de production ;
- ✓ Département de maintenance ;

Un magasin de réception des matières premières autre que la farine et le sucre.

Annexe V: Fiche d'analyses sensorielles

Fiche d'analyses sensorielle

Nom et prénom :

Date :

- Veuillez-nous précisez :

Homme

femme

Moins de 30 ans

30 à 40 ans

plus de 40 ans

- Consommez-vous des biscuits :

Au moins 1 fois / semaine

Au moins 1 fois / mois

Jamais

Nous testons actuellement des biscuits « cookies ». Afin de mieux répondre à vos attentes, nous vous proposons de déguster ces biscuits et de nous donner votre avis sur leur qualité gustative. Veuillez examiner et goûter chaque échantillon de biscuit, puis donnez une note de 1 à 10.

Echantillons	Témoin	CJ 5%	CJ 10%	CJ 20%
Caractéristiques				
Forme				
Fissuration				
Couleur				
Dureté				
Odeur				
Goût				
Etat de surface				

Résumé

Dans ce mémoire, nous avons exploré la possibilité de l'utilisation du fruit du jujubier sauvage (*Zizyphus lotus*) dans le domaine alimentaire. La recherche avait trois objectifs principaux. Notre première partie de travail consiste en une caractérisation du jujubier provenant de deux régions : Bouira et M'sila. L'extrait obtenu par macération a révélé une haute teneur en polyphénols et flavonoïdes, une richesse en sucre et en protéines, avec une activité antioxydante importante. La deuxième partie consiste à élaborer un film bioactif et biodégradable à base d'amidon de maïs contenant l'extrait éthanolique de fruit de jujubier et à évaluer son effet insecticide contre le *Tribolium castaneum*. La troisième partie a été réalisée au sein de l'unité biscuitière BIMO. Son objectif était d'évaluer la contribution de l'incorporation de la farine de fruit de jujubier sauvage dans les cookies. Nous avons effectué trois essais de fabrication de biscuits de type « Cookies » avec des pourcentages de 5 %, 10 % et 20 % de farine de jujubier. Des analyses physico-chimiques ont été réalisées sur les trois types de biscuits, ainsi qu'une analyse microbiologique.

Mots clés : jujubier sauvage, principes actifs, film bioactif, biodégradable, insecticides, cookies.

Abstract

We explored the potential use of the fruit of the wild jujube tree (*Ziziphus lotus*) in the food industry. The research had three main objectives. The first part of our work involves the characterization of the jujube tree from two regions: Bouira and M'sila. The extract obtained by maceration revealed a high content of polyphenols and flavonoids, a richness in sugar and proteins, with significant antioxidant activity. The second part involves developing a bioactive and biodegradable film based on corn starch containing the ethanolic extract of jujube fruit and evaluating its insecticidal effect against *Tribolium castaneum*. The third part was carried out at the BIMO biscuit unit. Its objective was to evaluate the contribution of incorporating wild jujube fruit flour into cookies. We conducted three trials of cookie manufacturing with 5%, 10%, and 20% jujube flour. Physico-chemical analyses were performed on the three types of cookies, as well as a microbiological analysis.

Keywords: wild jujube, active principles, bioactive film, biodegradable, insecticides, cookies.

ملخص

في هذه الرسالة، استكشفنا إمكانية استخدام ثمرة السدر البري (*Zizyphus lotus*) في المجال الغذائي. كان للبحث ثلاثة أهداف رئيسية. الجزء الأول من عملنا يتضمن تحديد خصائص السدر من منطقتين: البويرة والمسيلة. أظهر المستخلص الناتج عن النقع احتواءً عالياً على البوليفينولات والفلافونويدات، وغنى بالسكر والبروتينات، مع نشاط مضاد للأكسدة مهم. الجزء الثاني يتضمن تطوير فيلم حيوي نشط وقابل للتحلل يعتمد على نشا الذرة ويحتوي على المستخلص الإيثانولي لثمرة السدر وتقييم تأثيره كمبيد حشري ضد حشرة تريبوليوم كاستانيوم. تم تنفيذ الجزء الثالث في وحدة تصنيع البسكويت بيمو. كان هدفه تقييم مساهمة إضافة دقيق ثمرة السدر البري في الكوكيز. قمنا بثلاث تجارب لصنع بسكويت من نوع "كوكيز" بنسب 5%، 10% و 20% من دقيق السدر. تم إجراء تحليلات فيزيائية كيميائية على الأنواع الثلاثة من البسكويت، بالإضافة إلى تحليل ميكروبيولوجي.

الكلمات الرئيسية: السدر البري، المكونات الفعالة، فيلم حيوي نشط، قابل للتحلل، مبيدات حشرية، كوكيز.