

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Ibn Khaldoun–Tiaret

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences de la Nature et de la Vie



Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master académique

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie (D04)

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Présenté par :

Amar Fatiha

Bendouma Fatima

Betta Fatma

Thème

**Evaluation de l'effet des modalités et la durée de stockage sur
quelques activités biologiques d'une plante médicinale**

Soutenu publiquement le : 29/06/2019

Jury:

Président:	Mr BOUFARES K.	M.A.A.	Faculté SNV
Encadreur:	M ^{me} DAHLIA F.	M.A.A.	Faculté SNV
Co-encadreur:	M ^{me} BAROUAGUI S.	M.A.A.	Faculté SNV
Examineur:	Mr YEZLI W.	M.C.B.	Faculté SNV

Année universitaire 2018-2019

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Remerciements

Nous exprimons d'abord nos profonds remerciements à notre DIEU qui nous a donné le courage et la volonté d'achever ce travail.

Nous voudrions remercier Mme. DAHLIA F., maître assistante au département de Biologie, Université d'IBN Khaldoun, pour avoir accepté de nous encadrer, pour nous avoir ouvert les portes du laboratoire de physiologie végétale et microbiologie et pour ses conseils très importants durant toute la période de cette recherche. Qu'elle trouve ici nos sentiments de gratitude et l'expression de notre vive reconnaissance.

Nous remercions Mme. BAROUAGUI S., maître assistante à la faculté Des sciences de la nature et de la vie, Université IBN Khaldoun, pour son aide et ses encouragements, et d'avoir accepté d'être notre co-promotrice.

Nous remercions également Mr. BOUFARES K., et Mr. YEZZI W., qui ont accepté de faire partie de jury afin d'examiner ce travail.

Nos remerciements s'adressent aussi à Mr. LAAREDJ H., responsables de la spécialité microbiologie appliquée.

Nous adressons encore nos remerciements à l'ensemble des membres des laboratoires du département science de la nature et de la vie pour leurs soutiens et aide durant la période de notre stage pratique. Merci !

Nos sentiments de reconnaissance et nos remerciements vont également à toute personne qui a participé de près ou de loin, directement ou indirectement à la réalisation de ce travail.

Dédicace

Je m'incline devant Dieu tout puissant qui m'a ouvert la porte du savoir et m'a aidé à la franchir.

Je dédie ce modeste travail à:

Mes chers parents Khaled et Mouna, pour leur endurance et leurs sacrifices sans limites

Mon Marie Karim ; en reconnaissance de leur affection toujours constante

*Mes frères : Azzedine, Kader, Ismaïl et
ma sœur Ilhem*

Tous mes proches

Mes amis surtout Houria

Mes camarades de promotion

*Tous mes enseignants surtout Mme. DAHLIA F.,
pour son encadrement, et tous ceux qui m'ont aidé
dans la réalisation de ce mémoire*

Amar Fatima

Dédicace

Je m'incline devant Dieu tout puissant qui m'a ouvert la porte du savoir et m'a aidé la franchir.

Je dédie ce modeste travail à :

Ma très chère mère Fatma qui a sacrifié ses belles nuits rien que pour me voir réussir, et qui a été toujours pour moi une source de tendresse et de courage.

Mon très cher père Ahmed qui est ma source d'espoir, du savoir, son courage et sa patience toujours pour moi autant d'exemple.

Mon marié : Bekri Fayssal et sa famille.

Mes sœurs : Leïla, Tefaha, Naïma.

Mes amies : Amel, Nezha, Amel, Bouchra, Samah.

Tous mes enseignants.

Tous ceux qui m'ont aidé dans la réalisation de ce mémoire.

BENDOUMA FATIMA

Dédicace

*Avec un énorme plaisir, un cœur ouvert et une immense joie
que*

Je Dédie A ce Modest travail :

*Mes chers et Magnifique parents pour Leur Patience,
Leur amour, leur soutient, leur encouragement et leur sacrifices
tout au Long de ma vie aucun expression ne saurait exprimer
mon grand amour*

*A Mes chers Frères « Rabah, Abed, Alkader, Djilal, Mohammed »
qui m'ont toujours aidée*

*A Mes Sœurs adorées « Aicha, Amonun » pour leurs amitiés et
complicités*

A Mes chers Amies « Farika, Louzou » que j'aime trop

A Tous les membres de ma Familes petit et Grands

Tous mes Enseignants sur tout « Mme Dahlia

*F, Mme Berouagui S » sans oublié tous les enseignants que ce soit de
primaire du moyen, du secondaire*

*A Tous les personnes qui m'ont aidé de près ou de loin à la
réalisation de cette mémoire*

Betta Fatma

Liste d'abréviation

ATCC :	American Type Collection Culture
Alt :	Altitude
CM :	Carré moyenne
ddl :	Degré de liberté
F:	Test <i>ficher</i>
Lat :	Latitude
Long :	Longitude
MH :	Muller Hinton
OMS :	Organisation mondiale de la santé
<i>P. lentiscus</i> :	<i>Pistacia lentiscus</i> L.
PSA :	Potato Saccharose Agar
SCE :	Somme des carrés
Sig :	Signification (P)

Table des matières

Remerciements	
Dédicace	
Liste d'abréviation.....	i
Table des matières.....	ii
Liste des figures.....	iv
Liste des tableaux.....	v
Introduction générale.....	1
Chapitre 01 : Matériel et méthodes.....	6
1. Matériel végétal et la zone d'étude.....	6
2. Matériel et produits chimiques utilisés.....	7
3. Matériel microbiologique.....	7
4. Méthodes.....	10
4.1. Echantillonnage, séchage, broyage, tamisage et conservation.....	10
4.2. Préparation des extraits aqueux.....	10
4.3. Evaluation quantitative et qualitative des extraits aqueux.....	11
4.3.1. Teneur en polyphénols totaux.....	11
4.3.2. Teneur en flavonoïdes.....	12
4.3.3. Teneur en tanins condensés.....	12
4.4. Test antifongique.....	13
4.4.1. Préparation du milieu de culture.....	13
4.4.2. Purification des souches.....	13
4.4.3. Test antifongique.....	15
4.5. Test antibactérien.....	15
4.5.1. Préparation des pré-cultures.....	16
4.5.2. Conservation des souches.....	16
4.5.3. Effet des extraits aqueux de <i>Pistacia lentiscus</i> sur les germes bactériens.....	16
4.5.4. Mesure de la zone d'inhibition.....	18
5. Analyse statistique.....	18
Chapitre 02 : Résultats et discussions.....	19
1. Caractéristiques des extraits aqueux des feuilles de <i>P. lentiscus</i>	19
1.1. Rendement d'extraction.....	19
1.2. Teneur en polyphénols totaux.....	19

1.3. Teneur en flavonoïdes	21
1.4. Teneur en tanins condensés	22
2. Evaluation des activités biologiques	24
1.2. Activité antifongique	24
2.2. Activité antibactérienne	26
3. Discussions	29
Conclusion	32
Références bibliographiques	34
Résumé	

Liste des figures

Figure 1 : Arbres de <i>P. lentiscus</i>	6
Figure 2 : Feuilles de <i>P. lentiscus</i>	6
Figure 3 : Localisation géographique du massif Frenda.	6
Figure 4 : Les symptômes des plantes infectées par la souche étudiée.....	9
Figure 5 : Quelques étapes d'échantillonnage, séchage, broyage, tamisage et conservation... 10	
Figure 6: Etapes de la préparation des extraits aqueux	11
Figure 7: Etapes de la préparation du milieu de culture.....	14
Figure 8: Etapes de la purification des souches	14
Figure 9: Quelques étapes du test antifongique	15
Figure 10: Quelques étapes du test antibactérien	18
Figure 11: Variation des rendements d'extraction en fonction de la durée et des modalités de stockage.....	19
Figure 12: Variations des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en polyphénols totaux en fonction de la durée et des modalités de stockage.....	20
Figure 13 : Variations des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en flavonoïdes en fonction de la durée et des modalités de stockage.....	22
Figure 14: Variations des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en tanins condensés en fonction de la durée et des modalités de stockage.....	23
Figure 15: Variations des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique par les extraits aqueux des feuilles de lentisque en fonction de la durée et des modalités de stockage.....	25
Figure 16: Activité antifongique des extraits aqueux sur les deux champignons.	26
Figure 17: Variations des diamètres des zones d'inhibition de la croissance bactérienne par les extraits aqueux des feuilles de lentisque en fonction de la durée et des modalités de stockage.	27
Figure 18: Activité antibactérienne des extraits aqueux sur les deux souches bactériennes... 28	
Figure 19: Témoins positifs sur les deux souches bactériennes.	28

Liste des tableaux

Tableau 1: Cordonnées et caractéristiques de la zone d'étude.	7
Tableau 2: Matériel et produits utilisés.	7
Tableau 3: Aspect macro et microscopique de genres fongique étudié (Guillaume, 2006).....	8
Tableau 4: Les symptômes des plantes infectées par la souche étudiée	8
Tableau 5: Espèces microbiennes étudiées et leurs milieux de cultures utilisées.....	9
Tableau 6: Analyse des variances des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en polyphénols totaux.	20
Tableau 7: Analyse des variances des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en flavonoïdes.	21
Tableau 8: Analyse des variances des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en tanins condensés.	23
Tableau 9 : Analyse des variances des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique par les extraits aqueux des feuilles de lentisque.	24
Tableau 10: Analyse des variances des diamètres des zones d'inhibition de la croissance bactérienne par les extraits aqueux des feuilles de lentisque.	27

Introduction générale

Introduction générale

La nature est pleine de ressources aux vertus bénéfiques pour l'Homme. En plus de son alimentation, il y trouve des substances actives qui procurent un bienfait à l'organisme **(Rebbas et al., 2012)**.

La médecine traditionnelle constitue une partie importante du service médical mondial. Ce domaine est plus particulièrement bien développés en Algérie **(Rebbas et al., 2012)**.

Elle se base sur l'utilisation des plantes médicinales qui sont des plantes qui contiennent une ou des substances pouvant être utilisées à des fins thérapeutiques ou qui sont des précurseurs dans la synthèse de drogues utiles (médicaments) **(Sofowora, 2010)**.

Les plantes médicinales constituent un patrimoine précieux pour l'humanité et plus particulièrement pour la majorité des communautés démunies des pays en voie de développement qui en dépendent pour assurer leurs soins de santé primaires et leur subsistance. Ainsi, ces populations utilisent la plupart des espèces végétales, tant ligneuses qu'herbacées, comme médicaments. En effet, une croyance bien répandue dans le monde, est que toute plante soigne **(Salhi et al., 2010)**.

L'utilisation des plantes médicinales est ancienne, il existe de nombreuses preuves dont des documents écrits, des monuments conservés et même des médicaments à base de plantes. La conscience de l'utilisation des plantes médicinales est le résultat de nombreuses années de luttes contre des maladies grâce auxquelles l'homme a appris à consommer des drogues dans les écorces, les graines, les fruits et d'autres parties des plantes ; la science a inclus dans la pharmacothérapie moderne une gamme de médicaments d'origine végétale connus par les civilisations anciennes et utilisés tout au long des millénaires **(Sofowora, 2010)**.

Selon l'OMS (1960), environ 80 % de la population mondiale dépend essentiellement de la médecine traditionnelle et l'utilisation d'extraits végétaux associée principalement au traitement traditionnel **(Beverly et Sudarsanam, 2011; Hosseinzadeh et al., 2015)**.

Les dernières décennies sont marquées par l'intérêt particulier porté à la mise en valeur des plantes à intérêt médicinal comme sources de substances bioactives naturelles **(El-Hacil et al., 2012)**.

Plusieurs plantes contiennent des substances bioactives et sont, de ce fait, utilisées en médecine traditionnelle. Parmi ces plantes, on a choisi de mener notre étude sur *Pistacia lentiscus* L (*P. lentiscus*) qui est l'une des plus de onze espèces du genre *Pistacia* (famille des Anacardiaceae), utilisée pour ses vertus thérapeutiques. Elle est reconnue par le nom vernaculaire local « Dharw ». (El-Hacil et al., 2012).

Le lentisque est un arbuste à feuilles persistantes, largement répandu en Méditerranée (Presti et al., 2008). Nombreuses des organes et des parties de cette plante tels que les feuilles, les fruits, la résine et les galles sont bien connus pour leur utilisation en médecine traditionnelle par très anciennes civilisations méditerranéennes comme les Grecs et les Egyptiens (Pellecuer et al., 1980 ; Charef et al., 2008).

La partie aérienne de *Pistacia lentiscus* est traditionnellement utilisée dans le traitement de l'hypertension artérielle grâce à ses propriétés diurétiques (Scherrer et al., 2005). Ses feuilles sont pourvues d'activités anti -inflammatoire, antibactérienne, antifongique, antipyrétique, astringente, hépato-protective, expectorante et stimulante (Parascos et al., 1987 ; Villar et al., 1987 ; Magiatis et al., 1999 ; Janakat et al., 2002 ; Kordali et al., 2003).

Elles sont également utilisées dans le traitement de l'eczéma, des infections buccales, des diarrhées, des lithiases rénales, de la jaunisse, des maux de tête, paralysie, de l'asthme et des problèmes respiratoires (Mekious et Houmani, 1997 ; Villar et al., 1987 ; Ali-Shtayeh et al., 1998 ; Ali-Shtayeh et al., 2000).

Elles sont employées aussi contre les coliques, pour l'ulcère d'estomac et les varices (Miara et al., 2013).

L'huile essentielle du lentisque est connue pour ses vertus thérapeutiques en ce qui concerne les problèmes lymphatiques et circulatoires (Prichard, 2004).

La plante médicinale est le siège d'une activité métabolique aboutissant à la synthèse des principaux métabolites secondaires (Hartmann, 2007). Un métabolite secondaire (Exclusivité du monde végétal), ayant une répartition limitée, sont d'une grande variété structurale.

Les métabolites secondaires sont reconnus par leurs activités biologiques nombreuses. Les baies de *P. lentiscus* sont riches en anthocyanes, qui confèrent la capacité antioxydant et induire l'autophagie, ce mécanisme améliore la chimioprévention (Rodriguez, 2013).

Les polyphénols constituent une famille de composés qui sont omniprésents dans le règne végétal. Les nombreuses propriétés de ces composés relatives à la santé, largement décrites dans des études épidémiologiques, sont principalement fondées sur leurs activités antioxydantes. Désormais, l'usage des flavonoïdes connaît un intérêt explosif, en particulier celui des anthocyanines, qui sont utilisés comme suppléments alimentaires potentiels, ce qui a contribué à la découverte du pouvoir antioxydant de ces substances (**Dugas et al., 2000**).

Les flavonoïdes possèdent plusieurs rôles dont ils sont utilisés pour le traitement de la goutte par l'inhibition de la xanthine oxydase (XO) (**Da Saliva et al., 2004**), ils inhibent l'activation microsomale (**Bhourri et al., 2010**), ils sont des antioxydants (**Bruneton, 1999**) et protègent contre plusieurs maladies chroniques telles que le cancer, l'asthme...etc(**Aromaa et al., 2002**).

Chez *P. lentiscus*, trois principaux types de flavonoïdes sont rencontrés, notamment les flavonols, les anthocyanes et les flavan-3-ol (**McKay et Blumberg, 2002 ; Azaizeh et al., 2005 ; Abbas et al., 2013**).

Les tanins sont des composés phénoliques hydrosolubles, présents dans *P. lentiscus* qui ont la propriété tannante, ainsi ils possèdent plusieurs rôles tels que l'effet astringent, effet vasoconstricteur, favorise la régénération des tissus en cas de blessures superficielles ou de brûlure ...etc. (**Bruneton, 1999 ; Bhourri et al., 2010 ; Abbas et al., 2013**).

Les plantes sont soit utilisées fraîches ; lorsqu'elles sont disponibles et que la saison le permet, leur utilisation est préférable pour la préparation des tisanes, soit sont utilisées sèches après leurs stockages si ça concerne des plantes saisonnières ; et pour les stocker, les plantes médicinales sont débarrassées d'abord de leurs parties non désirées, le reste est conservé.

Après la conservation, les plantes gardent leurs propriétés et vertus originales jusqu'à un an. Tout dépend du soin auquel les herbes médicinales sont vouées, mais ce procédé de conservation permet de faire des remèdes de qualité pour la plupart des problèmes de santé qui pourraient affecter notre organisme (**Khetouta, 1987**).

Le stockage des plantes médicinales a pour intérêts d'alléger le produit et de permettre sa conservation par diminution de l'activité de l'eau ; c'est pour ça, les plantes séchées sont, par ailleurs, souhaitables si l'on veut préparer des huiles.

Le stockage des plantes médicinales se fait toujours dans des lieux secs, frais et sombres. Pour les grandes quantités, les sacs en papier de plusieurs épaisseurs, des sacs toiles, des cartons, des conteneurs en métal, sont utilisés. Les petites quantités sont conservées dans

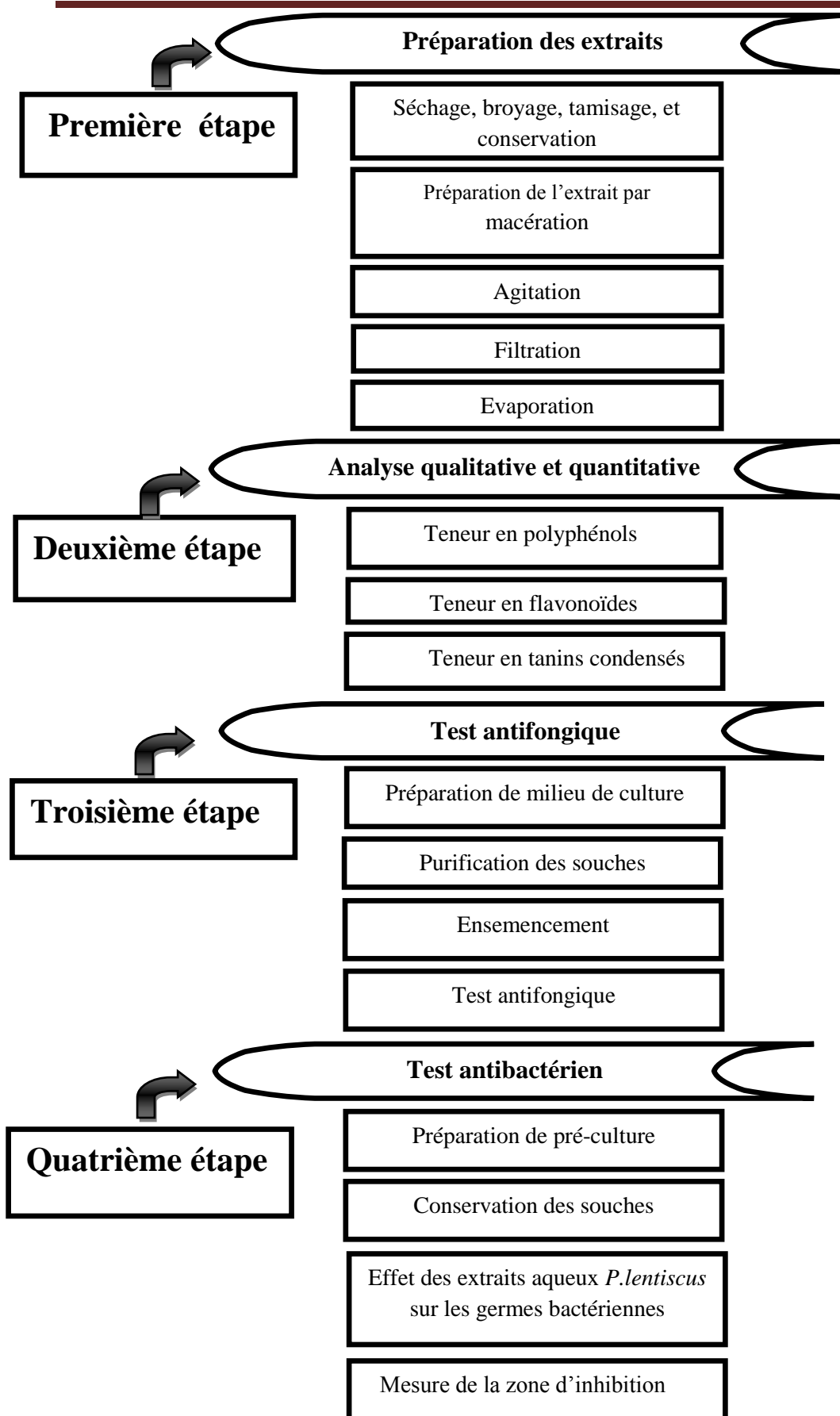
des bocaux ou des pots en verre bien fermés (**Stary, 1992**). Fleur, feuilles, semences doivent être desséchées étendues sur des claies ou suspendues en petits paquets isolés. Les conserver dans des boîtes en métal par exemple (**Henni, 2013**).

Dans ce contexte, l'objectif de notre travail est consacré principalement à l'étude de l'impact de la durée et les différents modalités de conservation sur les caractéristiques biologiques et biochimiques de *P. lentiscus* en visant à :

- Déterminer les propriétés biochimiques des feuilles de *P. lentiscus*.
- Évaluer l'activité antimicrobienne de cette plante médicinale en fonction du mode et la durée du stockage.

Chapitre 01 :

Matériel et méthodes



Chapitre 01 : Matériel et méthodes

1. Matériel végétal et la zone d'étude

Le matériel végétal utilisé est les feuilles de *P. lentiscus* (Dharw). Ces feuilles ont été récoltées au mois de janvier et février 2019 dans la forêt de Merouel situé dans la région de Frenda (sud-ouest de la wilaya de Tiaret). La figure 01 illustre les arbres de *P. lentiscus* et la figure 02 représente les feuilles de cette plante médicinale.



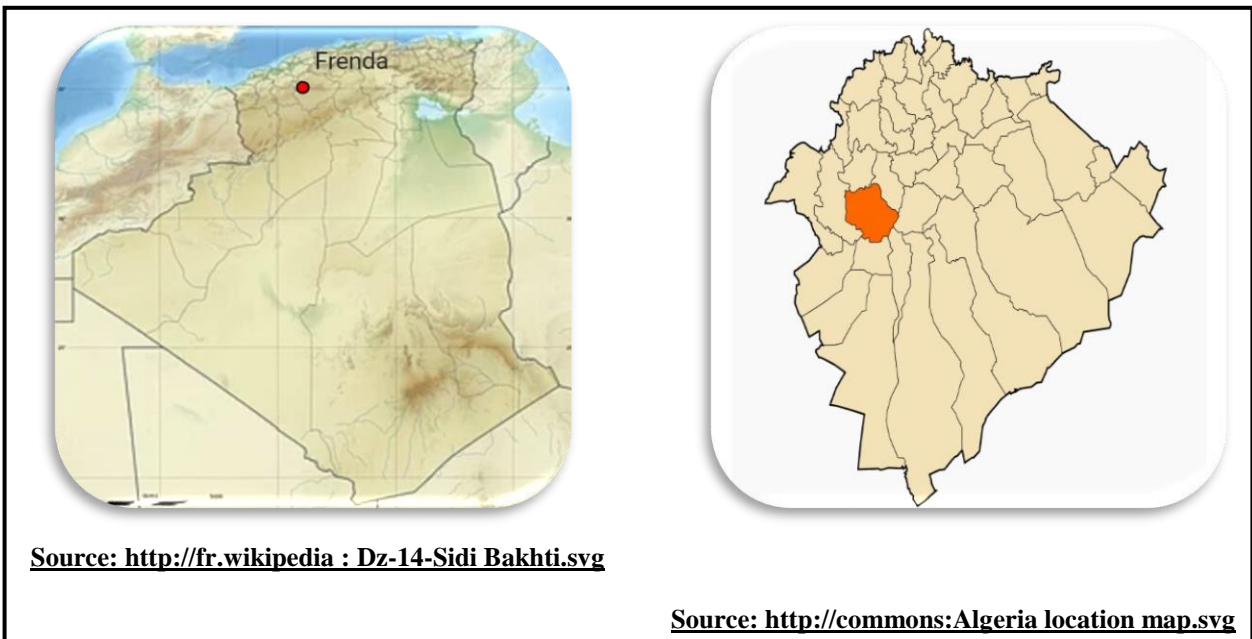
Figure 1 : Arbres de *P. lentiscus*



Figure 2 : Feuilles de *P. lentiscus*

(Sources : photos originales prises en février 2019).

La figure 03 illustre la position de la zone d'étude. Les coordonnées géographiques et les caractéristiques de cette zone sont présentées dans le tableau 01.



Source: <http://fr.wikipedia : Dz-14-Sidi Bakhti.svg>

Source: <http://commons:Algeria location map.svg>

Figure 3 : Localisation géographique du massif Frenda.

Tableau 1: Cordonnées et caractéristiques de la zone d'étude.

Population	Région	Localisation	Climat
Tiaret	Merouel, Frenda Long. : 0°58'42 'E Lat. :35°14'28 'N Alt. :1000 m	La commune de Frenda est située dans la partie occidentale de la wilaya de Tiaret, à 50 km au sud-ouest de la ville de Tiaret.	un climat sec avec un été très chaud et un hiver froid et rugueux (Hufty, 2001).

2. Matériel et produits chimiques utilisés

Le tableau suivant représente les matériels et les produits utilisés

Tableau 2: Matériel et produits utilisés.

Matériel utilisés	Produits utilisés
Agitateurs ; barreaux magnétique : Etuves réglée à différentes température (80°C/25°C /40°C) ; Réfrigérateur 2°C ; Congélateur (-20°C) ; Balance de précision ; Broyeur électrique ; Bec bunsen ; Boites de conservation ; Tamiseur manuelle de1mm ; Boites de pétri ; pipettes pasteur ; écouvillons ; tubes à essai ; papiers filtre ; éprouvettes : l'eau distillée : spatule ; disques (antibiotiques et whattman) ; dessiccateur et verres à montre.	Méthanol ; Folin coicalteu ; Chlorure d'Aluminium ; Carbonate de sodium ; Sulfate ferreux : Butanol : Acide chlorhydrique ; Chlorure de sodium ; Agar agar ; Saccharoses. Milieux de cultures : MH, Chapman, Mac conkey, PDA

3. Matériel microbiologique

Afin d'évaluer l'activité antifongique des extraits aqueux de *P. lentiscus*, deux souches des champignons phytopathogènes ont été utilisées. Elles appartiennent au genre *Fusarium* (palmier dattier, tomate).

Le tableau 03 montre les caractéristiques de ce genre. Le champignon a été isolé de plantes hôtes de chaque souche. Le tableau 04 et la figure 04 représentent les symptômes qui apparaîtront sur chaque plante infectée.

Tableau 3: Aspect macro et microscopique de genres fongique étudié (Guillaume, 2006).

Genre	Aspects macroscopiques	Aspects microscopiques
<i>Fusarium</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Variation de couleur en fonction du temps ; • Couleur blanche puis se transforme en rose violet ou jaune. 	<ul style="list-style-type: none"> • Mycélium (mode de ramification, différenciation de thallospore). • Micro-conidies ovales • Micro-conidies incurvés

Tableau 4: Les symptômes des plantes infectées par la souche étudiée.

Genre	Plante infectée	Symptômes
<i>Fusarium</i>	Palmier dattier (Djerbi, 1988)	<ul style="list-style-type: none"> • Une palme de la couronne moyenne se dessèche et blanchit ; • L'ensemble du palmier va mourir au bout de 6 mois ; • La feuille va prendre une forme arquée ; • La coloration brune apparaît.
<i>Fusarium</i>	Tomate (Blancard, 2009)	<ul style="list-style-type: none"> • Croissance réduite ; • Jaunissement des vieilles feuilles; • La mort des jeunes plantes ; • Une teinte brune des vaisseaux ; • Flétrissement sur les folioles et sur les feuilles de la tige.

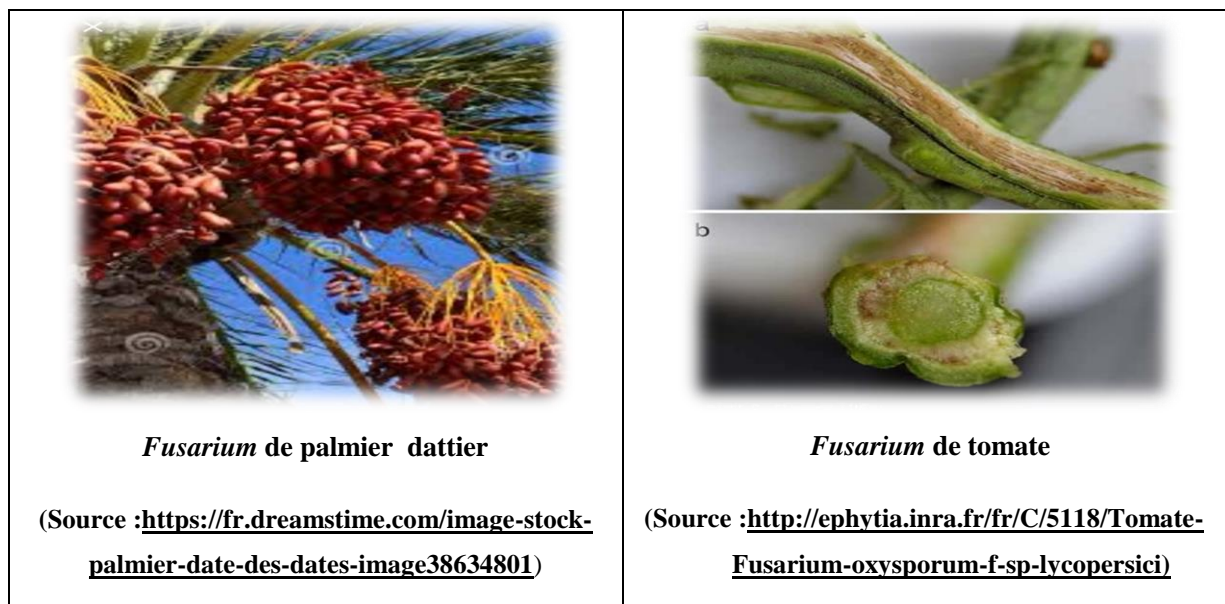


Figure 4 : Les symptômes des plantes infectées par la souche étudiée.

Pour les souches bactériennes utilisées dans le test antibactérien sont :

- Bactérie Gram négative (*Escherichia coli* ATCC25922)
- Bactérie Gram positive (*Staphylococcus aureus* ATCC25923)

Ces deux espèces bactériennes sont responsables souvent d'infections nosocomiales qui constituent un problème majeur de santé publique. L'émergence de la multirésistance chez ces bactéries est une des principales causes d'échec thérapeutique.

Les souches microbiennes et leurs milieux de cultures appropriés sont illustrés dans le tableau 05.

Tableau 5: Espèces microbiennes étudiées et leurs milieux de cultures utilisées.

	Espèces	Milieux de culture
Champignons	<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>albedinis</i> (<i>Fusarium</i> de palmier dattier) <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>lycopersici</i> (<i>Fusarium</i> de Tomate)	PDA
Bactéries	<i>Escherichia coli</i> ATCC25922 <i>Staphylococcus aureus</i> ATCC25923	Mac conkey Chapman

4. Méthodes

4.1. Echantillonnage, séchage, broyage, tamisage et conservation

Les feuilles de *P. lentiscus* fraîchement récoltées, ont été séchées dans une étuve réglée à 80°C pendant 48 heures. Une fois séchées, ont été réduites en poudre, à l'aide d'un broyeur électrique, puis tamisées via un tamiseur de 1mm. Une petite quantité de la poudre a été retiré pour une préparation immédiate d'un extrait aqueux (T0), le reste de la poudre a été répartie en 04 quantités équitables, mise dans des boîtes puis conservées dans 04 milieux différents (figure 05) :

- **Mode de conservation 01** : la poudre est conservée à une température ambiante aux conditions de laboratoire.
- **Mode de conservation 02** : la poudre est conservée dans un étuve à température constante égale à 25°C
- **Mode de conservation 03** : la poudre est conservée dans le congélateur à (-20°C)
- **Mode de conservation 04** : la poudre est conservée dans le réfrigérateur à (2°C).

Ces différentes modalités de stockage ont fait l'objet de deux durées de stockage différentes : 20 jours (T1) et 40 jours (T2).



Figure 5 : Quelques étapes d'échantillonnage, séchage, broyage, tamisage et conservation.

4.2. Préparation des extraits aqueux

La poudre des feuilles (43g) est mise à macérer à température ambiante dans l'eau distillée (430 ml). Après décantation du mélange, l'extrait hydrique est récupéré par filtration sur papier filtre. Une partie de filtrat a été mis dans un tube à essai, puis emballé par un papier d'aluminium et mis dans un réfrigérateur de 2°C, le reste de l'extrait (280ml) est mis sur des verres à montre, et séché dans une étuve ventilée à 40°C jusqu'à l'évaporation totale de l'eau et l'obtention d'une poudre sèche (**figure 06**). Cette dernière a été mise dans un dessiccateur et puis conservée à l'obscurité dans un endroit sec.

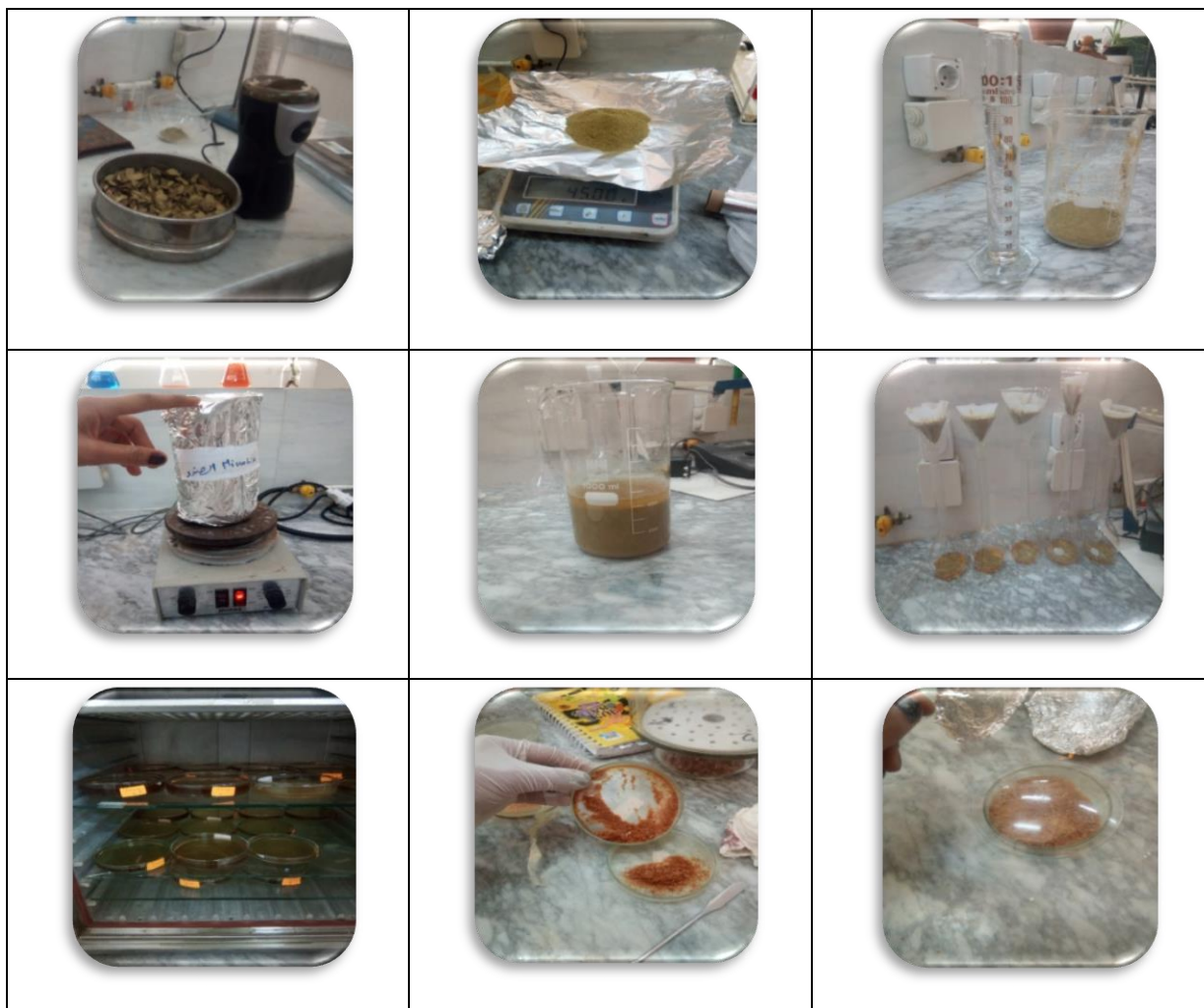


Figure 6: Etapes de la préparation des extraits aqueux.

4.3. Evaluation quantitative et qualitative des extraits aqueux

4.3.1. Teneur en polyphénols totaux

Le dosage est réalisé selon la méthode de folin ciocalteu. Le réactif est formé d'acide phosphomolybdique $H_3PMo_{12}O_4$ et d'acide phosphotungstique $H_3PWO_{12}O_{40}$. Il se réduit par l'oxydation des phénols en oxydes bleus de tungstène W_8O_{23} et de molybdène Mo_8O_3 . (Ollivier *et al.*, 2004).

Une quantité de 0.5 ml de l'extrait est mélangée avec 2.5 millilitres du réactif folin ciocalteu dilué 10 fois et 1 millilitre de carbonate de sodium $NaNO_2$ à 20%. L'ensemble est incubé à la température ambiante pendant 15 minutes. Un standard de calibration a été préparé en utilisant des solutions de différentes concentrations de l'acide gallique et la lecture est effectuée contre un blanc à l'aide de spectrophotomètre à 760 nm.

La concentration en composés phénoliques de chaque extrait de plante a été calculée à partir de l'équation de la droite de régression de courbe d'étalonnage d'acide gallique ($y=0,0056x+1,0519$) et la teneur en polyphénols est exprimée en milligrammes équivalent d'acide gallique par gramme de la matière végétale sèche (mg Eq AG/ 100 g MS) selon la formule suivante :

$$T = [(C \times V \times D) / P] \times 100$$

Avec : **T** : Teneur en polyphénols

C : Concentration en polyphénols déduite de la courbe d'étalonnage ;

V : Le volume de la prise d'essai ;

D : nombre de dilution (20 fois)

4.3.2. Teneur en flavonoïdes

La quantification des flavonoïdes a été effectuée par une méthode basée sur la formation d'un complexe très stable entre le chlorure d'aluminium et les atomes d'oxygène présent sur les carbones 4 et 5 des flavonoïdes (**Ali-Rachedi et al., 2018**).

1.5 Millilitre de l'extrait est mélangé avec 1 ml de la solution de chlorure d'aluminium($AlCl_3$) (2% dans méthanol), après une incubation de 10 minutes. Un standard de calibration a été préparé en utilisant des solutions de différentes concentrations de quercitrine, et la lecture est effectuée directement contre un blanc à l'aide de spectrophotomètre à 430 nanomètres.

La concentration en flavonoïdes de chaque extrait de plante a été calculée à partir de l'équation de la droite de régression de courbe d'étalonnage de Quercitrine ($y=75,13x-0,10475$) et la teneur en flavonoïdes est exprimée en milligrammes équivalent de Quercitrine par gramme de la matière végétale sèche (mg EqQ/ 100 g MS) selon la formule suivante :

$$T = [(C \times V \times D) / P] \times 100$$

4.3.3. Teneur en tanins condensés

Le dosage a été réalisé par la méthode de n-butanol/HCL, une fois le n-butanol/HCL chauffé, il scindait les liaisons C4 et C8 qui liaient les monomères tanniques entre eux libérant ainsi des anthocyanes (**Akroum, 2011**).

250 μ l de l'extrait est mélangé avec 2.5 ml de la solution de sulfate ferreux. Après une incubation de 50 minutes à 95°C l'étuve /bain marie. Un standard de calibration a été préparé

en utilisant des solutions de différentes concentrations d'acide gallique et la lecture est effectuée contre un blanc à l'aide de spectrophotomètre à 530 nm.

La concentration en tanins condensés de chaque extrait de plante a été calculée à partir de l'équation de la droite de régression de courbe d'étalonnage d'acide gallique ($y=0,0056x+1,0519$) et la teneur en tanin condensée est exprimée en milligrammes équivalent d'acide gallique par gramme de la matière végétale sèche (mg Eq AG/ 100 g MS) selon la formule suivante :

$$T = [(C \times V \times D) / P] \times 100$$

L'analyse quantitative des teneurs en tanins condensés des extraits aqueux des feuilles de lentisque est déterminée à partir des moyennes \pm écart type et exprimée en (mg Eq AG/ 100 g MS).

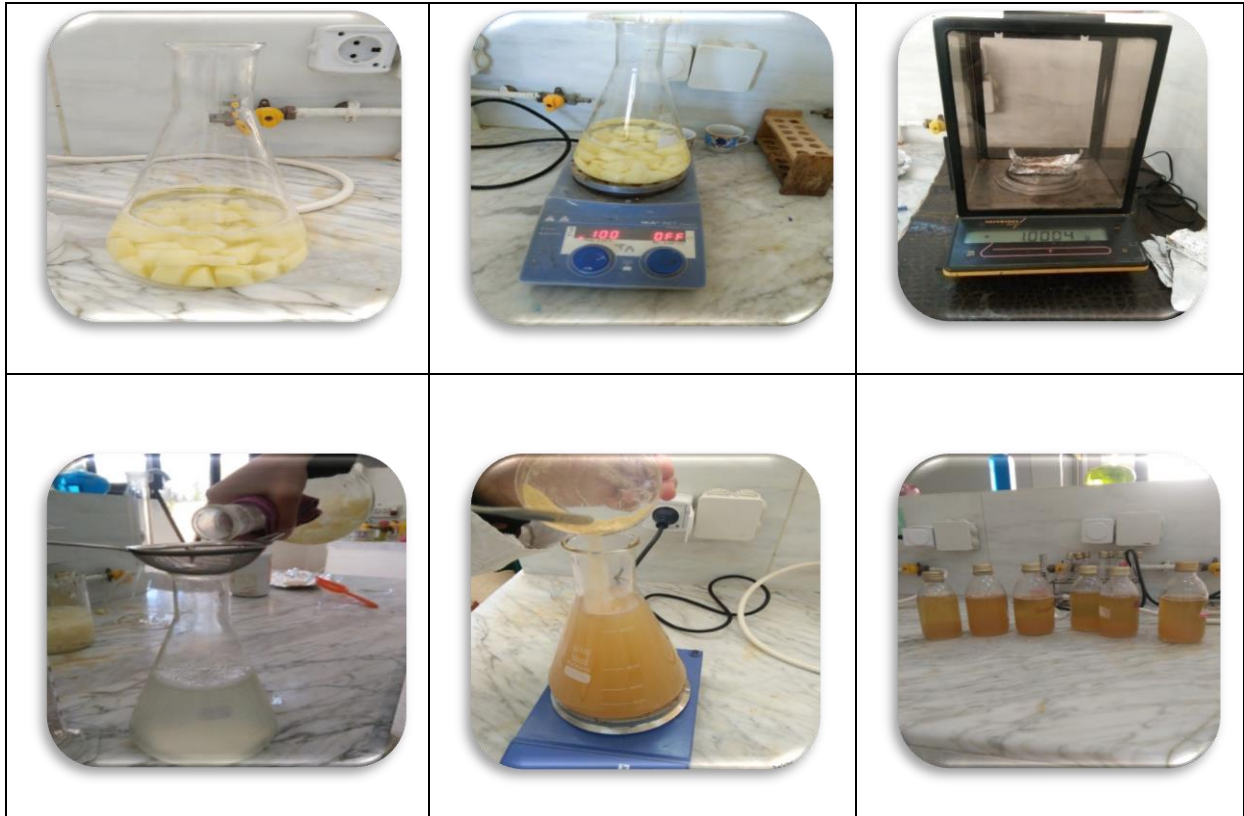
4.4. Test antifongique

4.4.1. Préparation du milieu de culture

Le milieu de culture PSA est favorable pour la croissance des champignons phytopathogènes. Pour préparer ce milieu, 300 grammes de pomme de terre bien épluchée et découpée en petit morceaux ont été bouillit dans 1 litre d'eau distillée, à 100°C. Après 25 minutes l'eau de pomme de terre est récupérée (environ 300 millilitres) et ajouté à 300 millilitres d'eau distillée contenant 20 grammes d'agar-agar et 20 grammes de saccharose, puis ajusté au volume de 1 litre par l'eau distillée. Le milieu est ensuite versé dans des flacons et passé à l'autoclave à une température de 121 °C pendant 15 minutes sous pression de 1 bar (**figure 07**) (Beever et *al.*, 1970).

4.4.2. Purification des souches

La purification a été effectuée avec un matériel stérile et sur une paille bien désinfectée autour du bec bunsen (figure 08). Avant d'entamer la purification, le milieu de culture PSA a été coulé dans les boîtes de Pétri et laissé se solidifier. La purification a été procédée à l'aide d'une série de repiquage. Un prélèvement, au bord de la colonie, d'un fragment du mycélium du champignon phytopathogène a été effectué à l'aide d'une pipette pasteur stérile et a été déposé au centre de la nouvelle boîte de Pétri. Les boîtes sont recouvertes par un film alimentaire pour éviter la contamination et incubées à 28°C pendant 7 jours.



4.4.3. Test antifongique

Des boîtes de Pétri stériles préalablement coulées, sontensemencées en surface: nous avons prélevés un disque (disque fongique) et le déposé au centre de la boîte. Ensuite 4 disques sont déposés dans chaque boîte pétrie à l'aide des pipettes pasteur stériles, chaque disque est rempli par 60 µl de l'extrait aqueux avec une concentration de 1g/5ml. Le diamètre d'inhibition qui traduit l'activité antifongique est déterminé après une incubation de 7 jours à 28°C (figure 09).

La lecture s'effectue en comparaison avec une boîte de témoin négatif qui contient l'eau distillée à la place de l'extrait. Cette boîte estensemencée en même temps que les autres boîtes et dans les mêmes conditions, Pour calculer le taux d'inhibition (I%) (Kordali et al., 2003) .

Le pourcentage d'inhibition est calculé selon la formule suivante :

$$I\%=(D_c-D_e/D_c)*100$$

Avec : I % : Pourcentage d'inhibition.

Dc : Diamètre des colonies dans les boîtes témoins.

De: Diamètre des colonies dans les boîtes qui contient l'extrait.

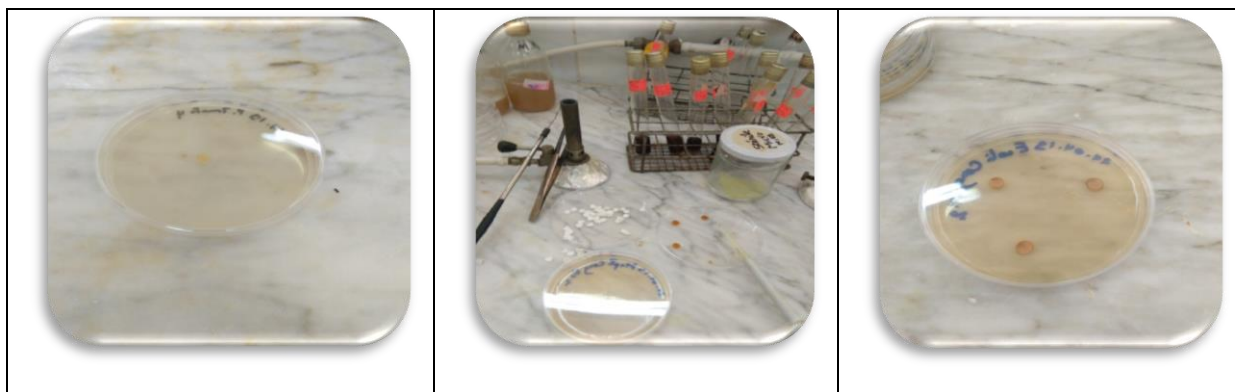


Figure 9: Quelques étapes du test antifongique.

4.5. Test antibactérien

L'étude de cette activité consiste à tester les effets antibactériens des extraits aqueux de *P.lentiscus*. Comme il a été précédemment cité, les composés phénoliques sont doués d'un effet inhibiteur sur la croissance bactérienne. Dans cette optique, les extraits préparés de *P. lentiscus* ont été mis en contact avec quelques souches bactériennes.

La mise en évidence et l'évaluation de l'activité antibactérienne des différents extraits aqueux a été réalisé par une méthode très répandue dans ce domaine.

Les souches à leur arrivée ont été conservées à 4°C dans des tubes contenant 10ml de milieu de culture incliné (gélose nutritive).

4.5.1. Préparation des pré-cultures

A partir de la gélose nutritive de conservation, un prélèvement des souches a été effectué à l'aide d'une anse de platine, puis mis dans 5 ml de bouillon nutritif et incubé à 37°C pendant 18 à 24 heures. Après ce temps d'incubation, les souches ont subi un repiquage par la méthode de stries en milieu solide correspondant à chaque souche. Ces ensemencement ont été suivis d'une incubation de 24h à 37°C et ce afin d'obtenir des cultures jeunes.

4.5.2. Conservation des souches

Les souches ont été conservées à 4°C dans des tubes stériles contenant 8 ml de milieu de culture incliné, chaque souche à son milieu sélectif approprié.

4.5.3. Effet des extraits aqueux de *Pistacia lentiscus* sur les germes bactériens

La méthode effectuée pour évaluer l'activité antibactérienne des extraits aqueux de *P. lentiscus*, était : la méthode de diffusion sur gélose (disques).

➤ Principe

Cette méthode est très courante dans les laboratoires de microbiologie. Elle est peu coûteuse et facile à réaliser. Elle est très informative, elle permet la détermination de la résistance ou la sensibilité des souches microbiennes vis-à-vis les composés testés et/ou les extraits qui les contiennent.

Le principe de cette technique est le même que celui du test d'antibiogramme, dont les disques sont chargés des extraits et déposés à la surface des milieux de cultures solides ensemencés par des espèces bactériennes bien déterminées (Celiktas et al., 2007).

Les extraits commencent à diffuser dès son application sur le milieu de culture, et pour favoriser la croissance bactérienne, les boîtes sont incubées dans l'étuve pendant 24 heures ou plus selon la bactérie.

L'effet des extraits sur la croissance bactérienne se traduit par l'apparition d'une zone appelée « zone inhibition » dépourvue des bactéries, claire et facilement mesurable.

➤ Technique

Les extraits aqueux issus des feuilles de *P.lentiscus* conservés dans 4 milieux différents: à température ambiante, température constante de 25°C, congélation de -20°C, réfrigération de 2°C. Ces 4 modalités ont été conservées pendant deux durées différents 20 jours (T1) et 40 jours (T2) sont reconstitués en les solubilisant dans l'eau distillée.

A partir d'une culture jeune de 18h d'incubation, une suspension bactérienne a été réalisée dans de l'eau physiologique stérile et ce pour chaque souche. La turbidité de cette suspension a été ajustée à 0,5 Mac Farland (0.08 – 0.13). On obtient alors un inoculum estimé à 10⁶ germes/ml. Cet inoculum a été ensemencé à l'aide d'un écouvillon par la technique des stries sur tout la surface des boîtes de pétri contenant la gélose Mueller-Hinton. Par la suite ; on prépare des extraits aqueux d'une concentration (1g /5ml), Des disques de papier Whatman stérilisés à 120°C pendant 30 min ont été imbibés de 60µl d'extrait ; Puis ces disques ont été déposés à la surface de la gélose ensemencée. Les boîtes de Pétri ainsi ensemencées ont été laissées sécher à l'air libre pendant 30 minutes (**figure 10**).

Dès l'application des disques imprégnés, l'extrait diffuse de manière uniforme et après 24 heures d'incubation, l'apparition, autour des disques, d'une zone d'inhibition circulaire dans laquelle il n'y a pas de croissance de microorganismes dénote la sensibilité de ceux-ci à cet extrait. Plus la zone d'inhibition est grande, plus le germe est sensible.

L'activité antibactérienne est déterminée en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition autour de chaque disque la lecture des boîtes a été faite après 24h d'incubation à une température de 37°C.

La lecture s'effectue en comparant avec des boîtes Témoins : Témoins positif en utilisant des antibiotiques (Tétracycline, Oxacilline, NalidixicAcid, Ceftriaxone, Metronidazole), et Témoins négative en utilisant l'eau distillée. Ces boîtes sont ensemencées en même temps que les autres boîtes et dans les mêmes conditions.

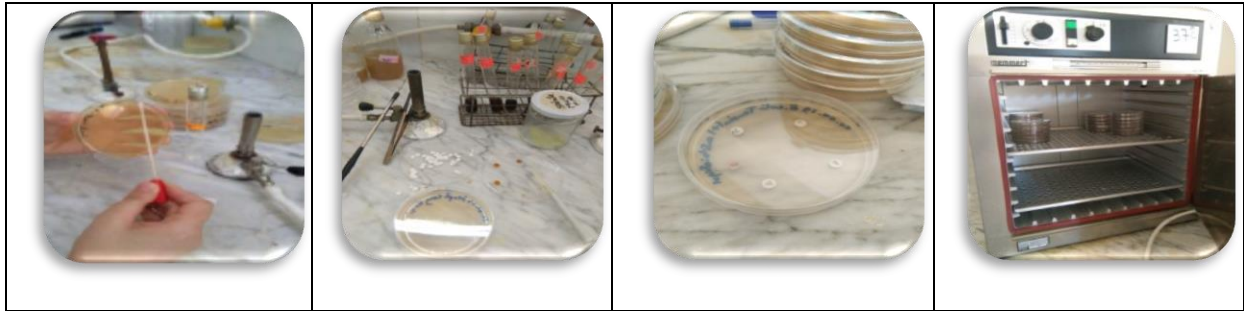


Figure 10: Quelques étapes du test antibactérien.

4.5.4. Mesure de la zone d'inhibition

Après incubation, la sensibilité des bactéries cibles envers les différents extraits est classée selon les diamètres des halos d'inhibition déterminés par **(Ponce et al., 2003)** :

- 0 à 8 mm : bactérie non sensible ou résistante.
- 9 à 14 mm : bactérie sensible ou intermédiaire.
- 15 à 19 mm : bactérie très sensible.
- 20 mm ou + : bactérie extrêmement sensible.

L'activité antibactérienne a été déterminées en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition (mm) à l'extérieure de la boîte fermée.

5. Analyse statistique

La partition de la variance, pour les caractères biochimiques et pour les souches microbiennes de l'extrait aqueux, est estimée entre les modalités et les durées de stockage, par l'analyse statistique de la variance (ANOVA) en utilisant le Type III (SPSS V. 21) pour le calcul de la sommes des carrés. Les groupes homogènes pour les modalités et la durée de stockage concernant chaque trait mesuré sont séparés par le test de *Tukey*.

Chapitre 02 :

Résultats et discussions

Chapitre 02 : Résultats et discussions

1. Caractéristiques des extraits aqueux des feuilles de *P. lentiscus*

1.1. Rendement d'extraction

La figure 11 représente les variations des rendements d'extraction en fonction de la durée et des modalités de stockage. Les rendements ont été déterminés par rapport à 50 g de la matière végétale sèche vis-à-vis des quatre modalités de stockage qui sont: la température ambiante; température constante (25°C) ; congélation (-20°C) et réfrigération à 2°C pendant des durées variables (20j et 40j). Nous constatons que les extraits aqueux issues des feuilles de lentisque stocké pendant 20j (T1) dans un milieu à température ambiante et dans un congélateur enregistrent un fort rendement de l'ordre de 17,86% et 16,36% respectivement ; suivi du rendement de l'extrait aqueux préparé à partir des feuilles stocké pendant 40j (T2) dans le congélateur avec 15,74%. D'autre rendements plus au moins considérables ont été observés pour l'extrait aqueux initial préparé immédiatement avant le stockage (T0) et l'extrait aqueux issue d'une poudre stockée pendant 40 jours (T2) dans un réfrigérateur avec des pourcentages de 14,65% et 13% respectivement.

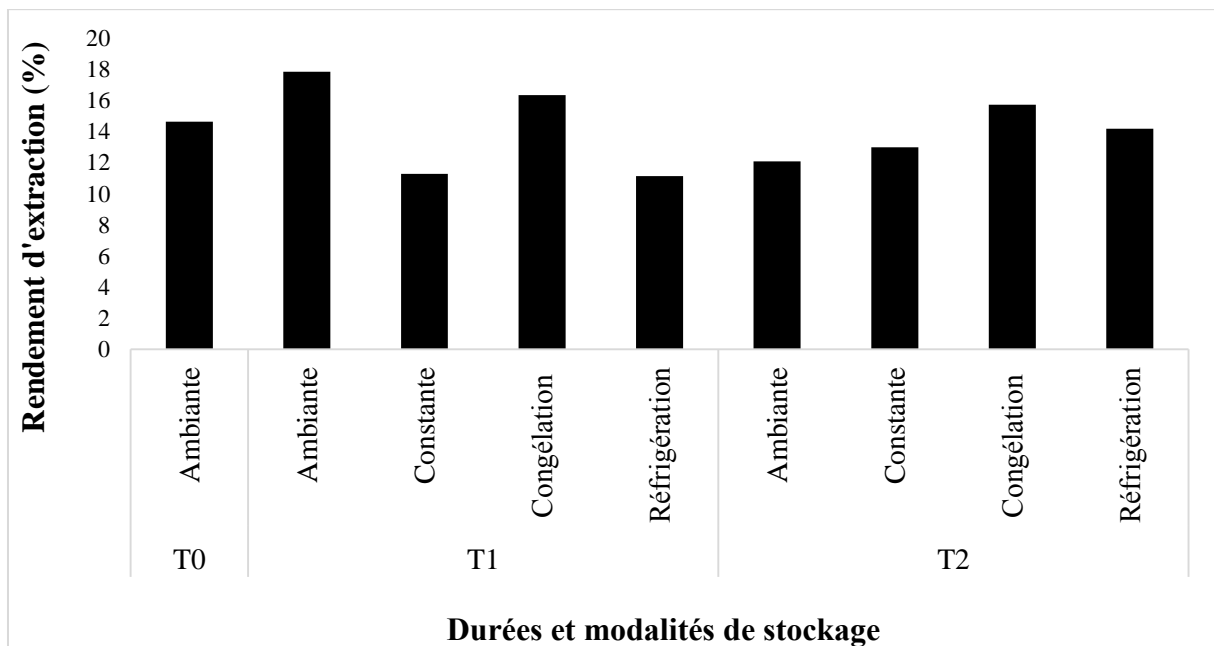


Figure 11: Variation des rendements d'extraction en fonction de la durée et des modalités de stockage.

1.2. Teneur en polyphénols totaux

Les résultats de dosage montrent la présence des polyphénols totaux dans tous les extraits aqueux testés avec des concentrations variables. Cela confirme la richesse des feuilles de *P. lentiscus* en polyphénols totaux.

D'après le tableau d'analyses de la variance (tableau 06), les résultats obtenus pour la teneur en polyphénols totaux montrent qu'il n'y a pas une différence significative entre les extraits ($P > 0,05$), donc la quantité des polyphénols n'est pas affectée par les modalités et les durées de stockage.

Tableau 6: Analyse des variances des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en polyphénols totaux.

Sources de variation	SCE	Ddl	CM	F	Sig.
Durées de stockage	72497,21	2	36248,605	0,326	0,726 ns
Modalités de stockage	343529,475	3	114509,83	1,031	0,403 ns
Durées de stockage * Modalités de stockage	73185,088	6	24395,029	0,22	0,882 ns
Résiduelle	1999924,267	15	111106,9		
Total	2489136,04	26			

ns : non significatif

Les résultats présentés dans la figure 12 montrent que les teneurs en polyphénols totaux sont très proches.

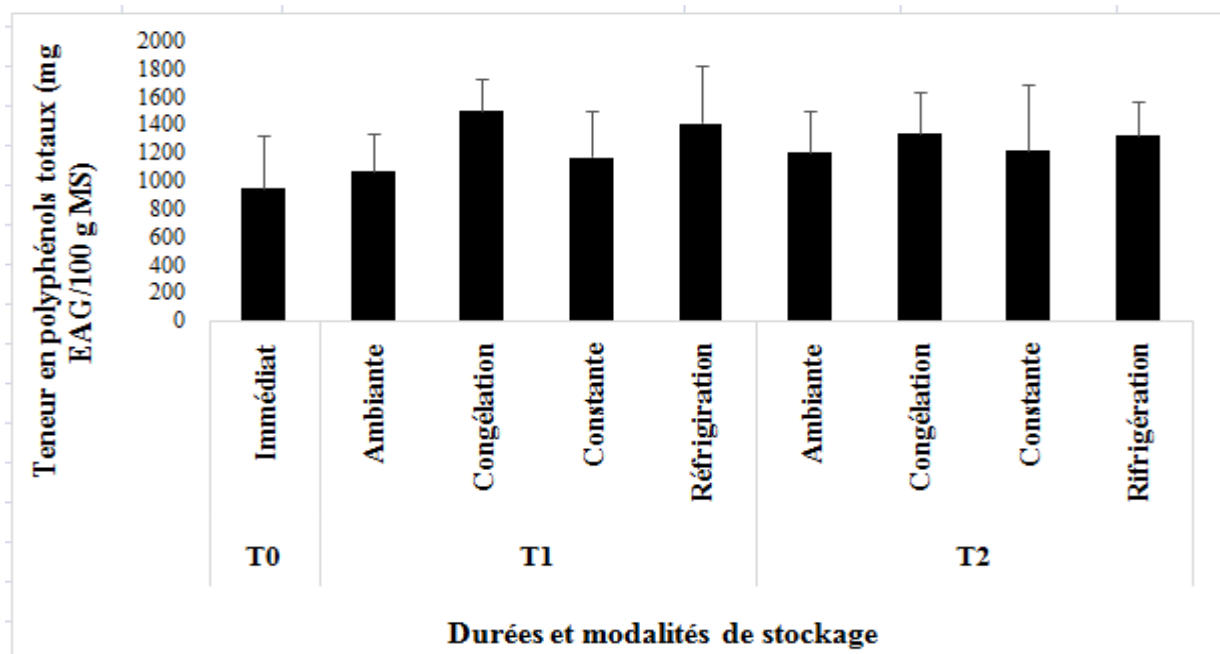


Figure 12: Variations des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en polyphénols totaux en fonction de la durée et des modalités de stockage.

L'extrait aqueux issue des feuilles de lentisque stockée pendant 20 jours (T1) ; dans le congélateur enregistre un maximum taux de polyphénols totaux (1505,759±225,585 mg EqAG/g MS), suivi par celui préparé à partir des feuilles stockées dans le réfrigérateur pendant la même période (T1) avec un taux de (1416,027± 416,432mg EqAG/g MS). Ensuite, les feuilles stockées pendant 40 jours (T2); en congélation et en réfrigération enregistrent des teneurs moyennes de polyphénols totaux avec des taux (1347,723±295.369 mg EqAG/g MS) et (1334.330±242,673 mg EqAG/g MS) respectivement. Tandis que la plus basse teneur en polyphénols totaux a été mesurée dans l'extrait aqueux préparé à partir des feuilles broyé immédiatement avant le stockage (T0) avec (951,295±382,464 mg EqAG/g MS).

1.3.Teneur en flavonoïdes

Les résultats du dosage des flavonoïdes montrent que les feuilles de lentisque contiennent des flavonoïdes avec des taux variables, ces variations sont présentées dans le tableau 07 et la figure 13.

L'analyse de variance révèle un effet significatif entre les extraits aqueux de *P.lentiscus* (P=0.05), cela veut dire que la quantité des flavonoïdes est affectée par les modalités et les durées de stockage.

Tableau 7: Analyse des variances des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en flavonoïdes.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Durées de stockage	3700,878	2	1850,439	18,142	0***
Modalités de stockage	1106,678	3	368,893	3,617	0,033 *
Durées de stockage * Modalités de stockage	645,578	6	215,193	2,11	0,135
Résiduelle	1835,953	15	101,997		
Total	7289,087	26			

Les résultats présentés dans la figure 13 illustrent que les teneurs en flavonoïdes sont variées. Le dosage des flavonoïdes révèle que l'extrait aqueux des feuilles de lentisque stocké pendant 40 jours (T2) dans l'étuve à 25°C et ceux stocké dans le congélateur à (-20°C) renferme les plus importantes teneurs en flavonoïdes avec des valeurs de (74,663 ±0,173 mg Eq AG/g MS) et (73,046±2.982 mg Eq AG/g MS) respectivement. En revanche, l'extrait aqueux préparé immédiatement (T0) et ceux préparé à partir des feuilles de lentisque stockées pendant 20 jours(T1) dans les quatre milieux différents enregistrent les teneurs les plus faibles en flavonoïdes.

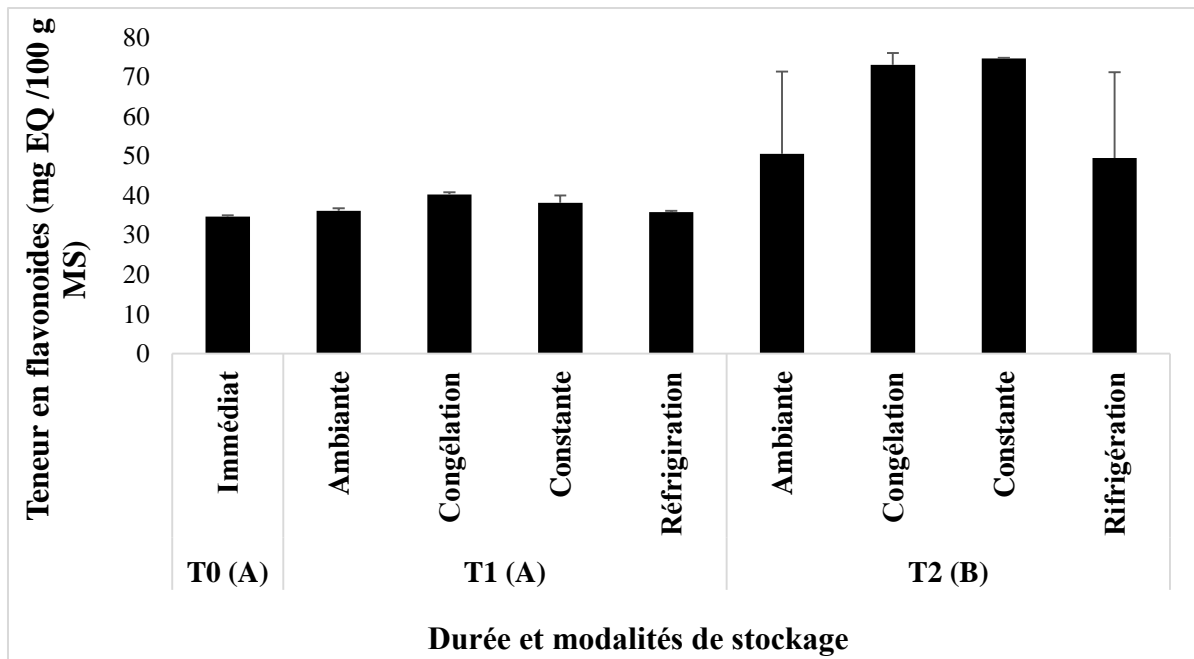


Figure 13 : Variations des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en flavonoïdes en fonction de la durée et des modalités de stockage.

Le test de classification des moyennes de *Tukey* sépare deux groupes homogènes (A) et (B) et un groupe intermédiaire (AB). L'extrait aqueux préparé immédiatement (T0) et l'extrait préparé à partir des feuilles stockées pendant 20 jours (T1) représentent les teneurs les plus faible en flavonoïdes et caractérise le groupe homogène (A). Alors que le groupe homogène (B) renferme uniquement l'extrait aqueux des feuilles de lentisque stocké pendant 40 jours (T2) dans les différentes modes et qui représentent les teneurs les plus élevée en flavonoïdes. L'extrait aqueux issu des feuilles de lentisque stocké pendant 20 jours (T1) dans un milieu ambiant et pendant 40 jours (T2) dans le réfrigérateur sont classés dans le groupe chevauchant (AB), ces extraits présentent des teneurs proches en flavonoïdes.

1.4. Teneur en tanins condensés

Il ressort de l'analyse phytochimique que l'extrait aqueux issu des feuilles de lentisque stocké dans les différentes modes contient des tanins avec des teneurs variables. Le tableau d'analyse de la variance (tableau 08) révèle un effet significatif ($P=0,05$) entre les différents extraits aqueux analysés. Cette variation explique que les quantités en tanins des extraits aqueux est en dépendance du mode et la durée de stockage.

Tableau 8: Analyse des variances des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en tanins condensés.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Durées de stockage	161348,912	2	161348,91	34,398	0***
Modalités de stockage	55825,56	3	18608,52	3,967	0,046*
Durées de stockage * Modalités de stockage	43818,213	6	14606,071	3,114	0,05*
Résiduelle	84430,97	15	4690,609		
Total	345423,655	26			

Les résultats obtenus de cette analyse sont représentés dans la figure 14. Les résultats indiquent que les teneurs en tanins condensés de l'extrait aqueux des feuilles de lentisque stocké durant 20 jours dans l'étuve à température constante et au congélateur présentent les valeurs les plus élevées estimée à (468,779±84,851 mg EqAG/ g MS) et (464,158±47,779 mg EqAG/ g MS) respectivement et l'extrait aqueux stocké pendant 40 jours en mode de réfrigération et en mode de température ambiante présentent des teneurs relativement élevées en tanins condensés estimées à (349,672±48,463 mg EqAG/ g MS) et (276,599±85,822 mg EqAG/ g MS) respectivement . Cependant, l'extrait aqueux issu des feuilles de lentisque préparé immédiatement après broyage présente la teneur la plus faible en tanins condensés avec (212,425 ±44.311 mg EqAG/ g MS).

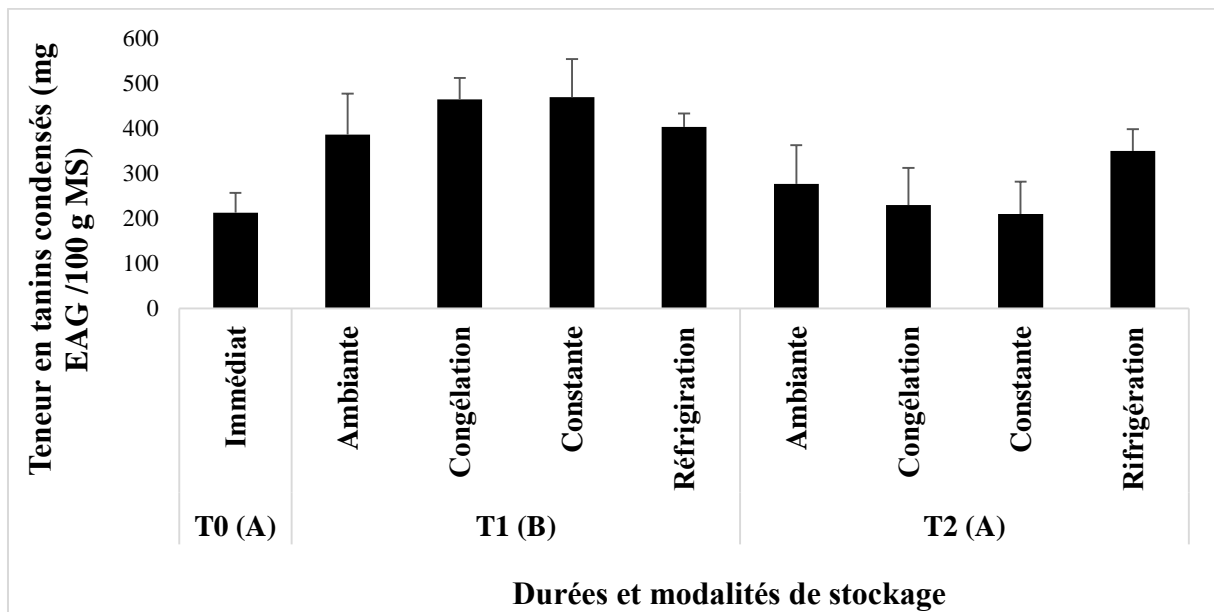


Figure 14: Variations des teneurs des extraits aqueux des feuilles de lentisque en tanins condensés en fonction de la durée et des modalités de stockage.

Le test de classification des moyennes de *Tukey* sépare deux groupes homogènes (A) et (B) et un groupe intermédiaire (AB). L'extrait aqueux issu des feuilles de lentisque préparé immédiatement après broyage (T0) qui représente la teneur la plus faible en tanins condensés caractérise le groupe homogène (A). Alors que le groupe homogène (B) renferme uniquement l'extrait aqueux issu des feuilles de lentisque stocké durant 20 jours dans les quatre modalités (T1) et qui est caractérisé par la teneur la plus élevée en tanins condensés. L'extrait aqueux des feuilles de lentisque stocké pendant 20 jours (T1) et 40 jours (T2) dans les deux milieux à température ambiante et constante sont classés dans le groupe chevauchant (AB), qui présente des teneurs proches en tanins condensés.

2. Evaluation des activités biologiques

1.2. Activité antifongique

L'activité antifongique de l'extrait aqueux issu des feuilles de lentisque stocké dans des milieux de conservation différents a été évaluée par la méthode de diffusion en milieu gélosé, en mesurant les diamètres des zones d'inhibition de la croissance des deux souches phytopathogènes utilisées. Les résultats de l'activité antifongique de l'extrait aqueux, estimée par le diamètre de la zone d'inhibition, autour des disques, sont présentés dans le tableau 09 et la figure 15.

Les résultats d'analyse des variances (tableau 09) montrent qu'il n'y a pas une différence significative entre les extraits. Le pourcentage d'inhibition de la croissance fongique des différents extraits testés de chaque milieu de stockage pendant les deux durées est presque proche.

Tableau 9 : Analyse des variances des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique par les extraits aqueux des feuilles de lentisque.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Champignons	5,216	1	5,216	0,037	0,849 ns
DuréeStockage	371,833	2	185,916	1,31	0,282 ns
ModalitéStockage	187,549	3	62,516	0,441	0,725 ns
Champignons * Durées de stockage	483,248	2	241,624	1,703	0,197 ns
Champignons * Modalités de stockage	943,047	3	314,349	2,215	0,103 ns
Durées de stockage * Modalités de stockage	476,463	3	158,821	1,119	0,354 ns
Champignons * Durées de stockage * Modalités de stockage	609,214	3	203,071	1,431	0,25 ns
Résiduelle	5108,142	36	141,893		
Total	8184,712	53			

D'après les résultats obtenus, l'extrait aqueux issu des feuilles de lentisque est révélé actif avec des degrés différents selon la souche testée et en fonction du mode et la durée de stockage.

Le *Fusarium oxysporum* f.sp.*lycopersici* (*Fusarium* de tomate) est sensible pour l'extrait aqueux des feuilles de lentisque stockées dans un milieu à température ambiante pendant 20 jours (T1), et pour l'extrait préparé à partir des feuilles broyées immédiatement sans stockage(T0). Par contre, Le *Fusarium oxysporum* f.sp.*albedinis* (*Fusarium* palmier dattier) est résistant, par rapport à la souche précédente étudiée pour l'extrait aqueux préparé immédiatement. Ainsi, les résultats obtenus, montrent que l'extrait issu des feuilles de lentisque stocké pendant 20 jours (T1) et l'extrait aqueux préparé immédiatement (T0) dans le *Fusarium* de tomate semblent être les plus puissants au niveau de l'activité antifongique contrairement à l'extrait stockée pendant 40 jours (T2) qui montre la plus faible activité antifongique.

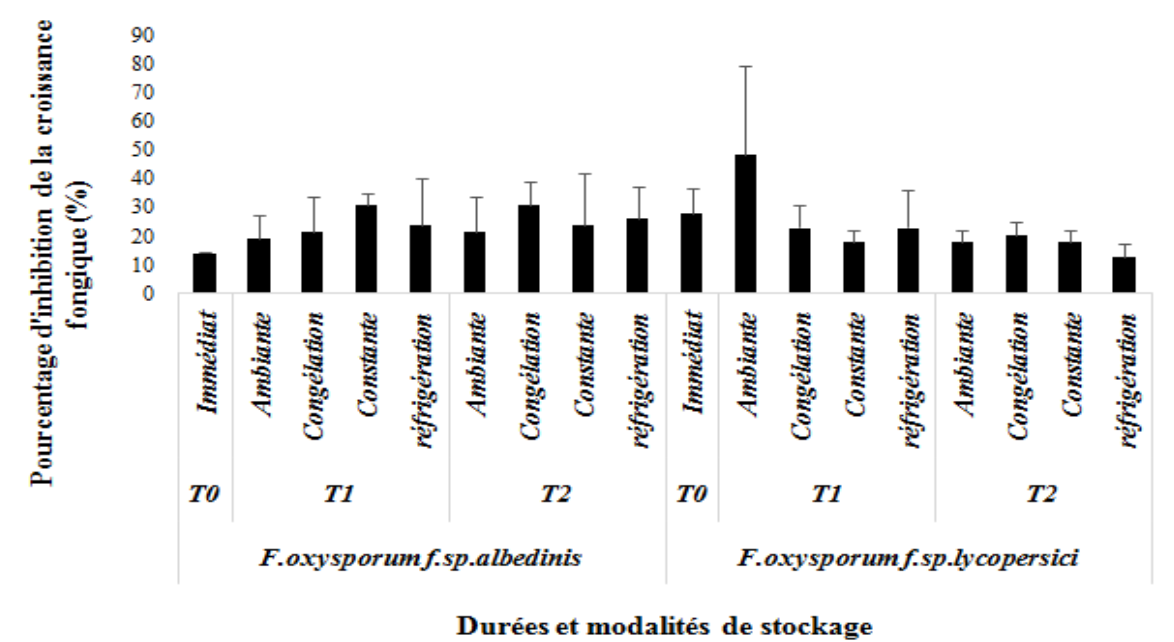


Figure 15: Variations des pourcentages d'inhibition de la croissance fongique par les extraits aqueux des feuilles de lentisque en fonction de la durée et des modalités de stockage.

L'eau distillée a été utilisée, en tant que témoin et n'a montré aucun effet néfaste sur la croissance fongique.

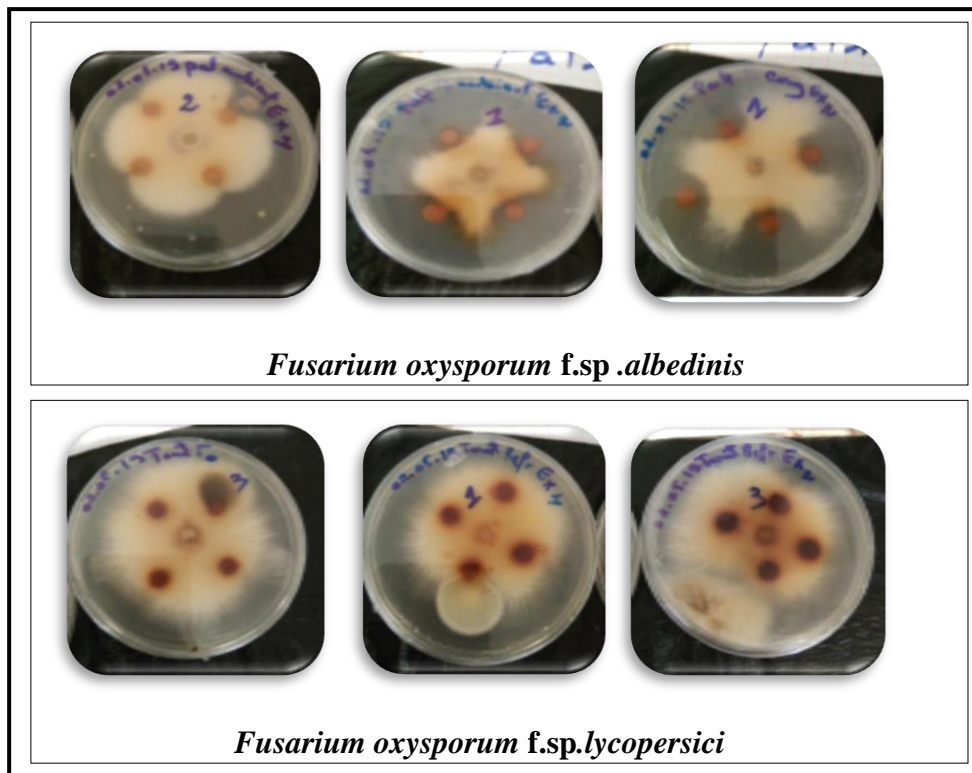


Figure 16: Activité antifongique des extraits aqueux sur les deux champignons.

2.2. Activité antibactérienne

Dans notre étude, l'activité antibactérienne a été évaluée en observant le pouvoir inhibiteur des extraits aqueux issu des feuilles de *P.lentiscus* stockés dans des milieux différents pendant des durées différentes sur les deux souches bactériennes: *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*; et en mesurant le diamètre de la zone d'inhibition (mm) à l'extérieure de la boîte fermée, après 24 heures d'incubation à 37°C.

Les résultats de l'activité antibactérienne de l'extrait aqueux, estimée par le diamètre de la zone d'inhibition, autour des disques, sont présentés dans le tableau 10 et la figure 17.

Le tableau d'analyse de la variance (tableau 10) pour l'activité antibactérienne révèle un effet hautement significatif entre les deux bactéries ($P < 0,01$), ce qui signifie que les deux bactéries ne répondent pas de la même manière aux différents extraits issus des feuilles de lentisque stockés dans différentes modalités pendant des durées différentes.

Au vu de l'ensemble de ces résultats, l'extrait aqueux des quatre modalités se révèlent actifs avec des degrés différents et le pouvoir antibactérien n'est pas le même, sachant que la même concentration de l'extrait aqueux est appliquée pour les deux bactéries.

Escherichia coli se révèle la plus résistante pour l'extrait aqueux préparé immédiatement (T0) et l'extrait issu des feuilles stocké pendant 40 jours (T2) en mode congélation. Par contre, *staphylococcus aureus* se montre la plus sensible, par rapport à la

souche précédente aux : extraits aqueux préparé à partir des feuilles stockés pendant 40 jours (T2) en mode réfrigération et en mode ambiant.

Tableau 10: Analyse des variances des diamètres des zones d’inhibition de la croissance bactérienne par les extraits aqueux des feuilles de lentisque.

Sources de variation	SCE	ddl	CM	F	Sig.
Bactéries	400,302	1	400,302	263,122	0***
Durées de stockage	12,99	2	6,495	4,269	0,022*
Modalités de stockage	10,861	3	3,620	2,380	0,046*
Bactéries * Durées de stockage	11,873	2	5,937	3,902	0,029*
Bactéries * Modalités de stockage	2,344	3	0,781	0,514	0,676 ns
Durée Stockage * Modalités de stockage	17,358	3	5,786	3,803	0,018*
Bactéries * Durées de stockage * Modalités de stockage	1,532	3	0,511	0,336	0,8 ns
Résiduelle	54,769	36	1,521		
Total	512,029	53			

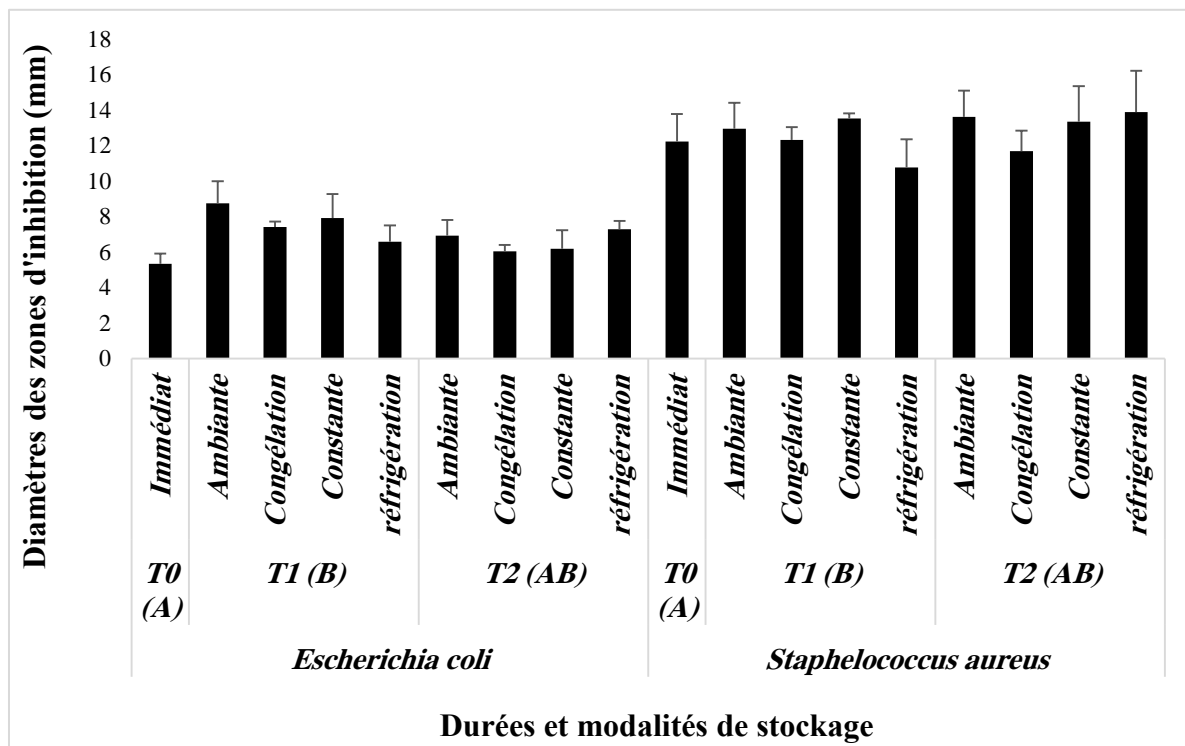


Figure 17: Variations des diamètres des zones d’inhibition de la croissance bactérienne par les extraits aqueux des feuilles de lentisque en fonction de la durée et des modalités de stockage.

Ainsi, les résultats obtenus, montrent que les extraits aqueux des feuilles stockés pendant 20 jours (T1) et pendant 40 jours (T2) semblent être les plus puissants au niveau de l’activité antibactérienne (la zone d’inhibition forte avec des diamètres estimée à 13,645 mm

et 13,664 mm respectivement) contrairement à l'extrait aqueux préparé immédiatement (T0) qui semble être le moins puissant contre ces souches bactériennes (la zone d'inhibition faible de diamètre estimée à 5 mm).

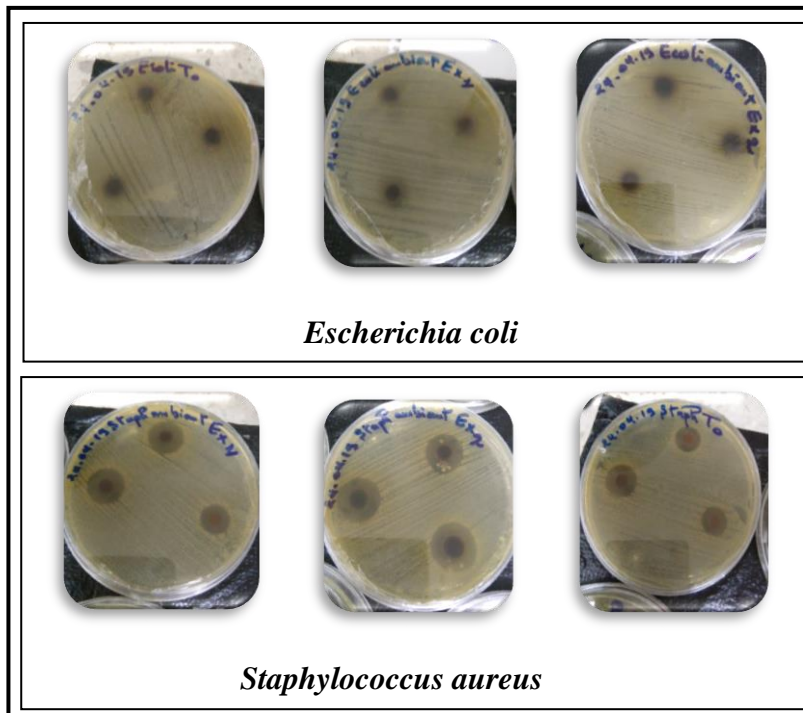


Figure 18: Activité antibactérienne des extraits aqueux sur les deux souches bactériennes.

Les disques des antibiotiques ont été utilisés pour étudier le comportement des deux souches bactériennes vis-à-vis : Tetracycline, Oxacilline, NalidixicAcid, Ceftazidime, Metronidazole. Ces résultats dévoilent que la **Nalidixicacid (NA)** et la **Tetracycline (TE)** exercent un effet inhibiteur sur les deux souches bactériennes *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus*. De plus l'**Oxacilline (OX)** inhibe la souche *Staphylococcus aureus* mais la souche *Escherichia coli* résiste à cet antibiotique.

Les deux antibiotiques restant : **Metronidazole (MTZ)**, **Ceftazidime (CAZ)**, n'ont aucun effet inhibiteur sur les deux souches.

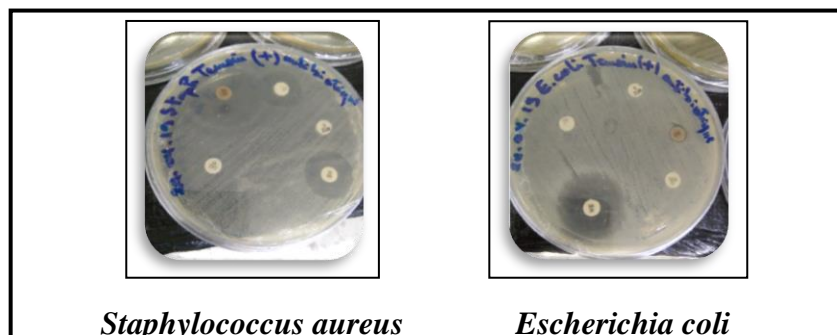


Figure 19: Témoins positifs sur les deux souches bactériennes.

3. Discussions

Notre étude vise à évaluer l'effet des durées et des différentes modalités de stockage sur une plante médicinale connue dans la région de Tiaret par ces effets thérapeutiques multiples.

Selon nos résultats, le rendement d'extraction a enregistré une valeur maximale de l'ordre de 17,86% chez l'extrait aqueux issus des feuilles de lentisque stockées pendant 20 j à température ambiante par rapport aux autres modalités et aux autres modalités de stockage. Nos résultats sont inférieure à ceux trouvées par Ziane (2014) qui enregistre un rendement d'extraction d'environ 27% chez les feuilles de lentisque.

Maha hafez (2010) a montré que l'extrait aqueux issus des fruits de lentisque sont plus riches en composés extractibles ; cela est du à la nature de l'organe utilisé dans les extraits influences son rendement et sa composition chimique.

Le rendement d'extraction semble être lié à différents facteurs intrinsèques et extrinsèques, ainsi que les conditions dans lesquelles l'extraction est effectuée, affectent tous le contenu total en métabolites secondaires, et par conséquent affecte les activités biologiques méditées par ces métabolites (**Lee et al., 2003**).

L'analyse biochimique des extraits aqueux a révélé que les composés phénoliques (polyphénols, flavonoïdes et tanins) sont présents dans tous les extraits préparés avec des taux variables.

Des études récentes ont montré que la durée de stockage da la plante a une influence sur le contenu en composés phénoliques (**Park et al., 2003 ; Ebrahimzadeh et al., 2008 ; Falleh al., 2008**).

Si on compare nos résultats avec ceux obtenus par **Gardeli et al.(2008)** qui ont montrés que les extraits méthanoliques des feuilles de *P.lentiscus* contiennent des quantités variables en polyphénols totaux qui s'étendent de 483 à 588 mg AG/g 100 g MS en fonction de la période de cueillette du matériel végétale ; on peut dire que nos extraits aqueux issus des feuilles stockées pendant 20 jours dans le congélateur sont très riches en substances phénoliques.

Cette divergence de résultats entre les préparations des extraits est probablement tributaire, au matériel végétal utilisé dérivant de la grande diversité structurale des composés phénoliques. Elle peut être également liée aux phases végétatives (**Gardeli et al., 2008**) et

même aux facteurs abiotiques, les facteurs géographiques comme l'altitude et la nature du sol (**Brada et al., 2007**).

Les résultats de la teneur en flavonoïdes de l'extrait aqueux issu des feuilles de lentisque stockées pendant 40 j à température constante enregistrent les taux les plus élevés estimés à $(74,663 \pm 0,173 \text{ mg Eq Q} / 100 \text{ g MS})$ et chez ceux issus des feuilles stockées dans le congélateur avec une valeur moyenne de $73,046 \pm 2,982 \text{ mg Eq Q} / 100 \text{ g MS}$. Nos résultats sont supérieurs à ceux obtenus par **Ziane (2014)**, qui a montré que les teneurs en flavonoïdes de l'extrait hydro-alcoolique et aqueux des feuilles de lentisque sont de $(14,52 \pm 0,94 \text{ mg Eq Q} / 100 \text{ g MS})$ et $(12,11 \pm 0,55 \text{ mg Eq Q} / 100 \text{ g MS})$ respectivement.

Toutefois, il est difficile de comparer ces résultats avec ceux de la bibliographie car l'utilisation de différentes méthodes d'extraction réduit la fiabilité d'une comparaison entre les études.

En ce qui concerne la teneur de nos extraits aqueux en tannins condensés, les résultats montrent une teneur considérable en tannins $(468,779 \pm 84,851 \text{ mg Eq acide gallique} / 100 \text{ g MS})$ dans l'extrait préparé à partir des feuilles de lentisque stockées en mode congélation pendant 20 j comparativement aux flavonoïdes de l'extrait préparé à partir des feuilles de lentisque stockées pendant 40 j en mode de température constante estimé de $(74,663 \pm 0,173 \text{ mg Eq AG} / 100 \text{ g M})$. Mais ces résultats restent faibles comparativement avec les travaux de **Benhammou (2012)** sur les feuilles de *P.lentiscus* qui ont présentés une teneur en tannins estimé de $(909,4 \pm 42,61 \text{ Eq d'acide tannique} / \text{g d'extrait})$.

D'après les résultats des composés phénoliques ; nos extraits enregistrés des valeurs maximales des polyphénols et des tanins dans les feuilles stockées pendant 20j dans le congélateur et des valeurs maximales pour les flavonoïdes des feuilles stockées pendant 40j à température constante de 25°C , donc ces milieux et durées de conservation n'ont pas affectés la teneur en composés phénoliques. Ces observations ont été aussi confirmées par (**Lizcano et al., 2010**) , qui ont étudiés 19 plantes d'Amazone dont deux de la famille Anacardiaceae. Cela peut être interpréter par le non spécificité du réactif de Folin-Ciocalteu pour les composés phénoliques (**Gardeli et al., 2008 ; Ba et al., 2010**) .

L'extrait aqueux des feuilles de lentisque stockées a réagi positivement au moins sur une des souches microbiennes testées ; ce qui confirme que la plante *P.lentiscus* est douée de propriété antibactérienne et antifongique très appréciés.

Les variations du pouvoir antibactérien des extraits aqueux des feuilles de *P.lentiscus* en fonction des durées et modalités de stockage ont été évaluées dans cette étude. Les résultats enregistrés révèlent une grande diversité de la croissance bactérienne en fonction des types des extraits aqueux.

Selon **Tahiri (2008)**, l'extrait aqueux des feuilles de *P.lentiscus* révèle très actif sur *Staphyococcus aureus* avec des zones d'inhibition de 35mm. Nos résultats enregistrent une activité antibactérienne contre *Staphyococcus aureus* plus faibles par rapport à celles de **Tahiri** (13.892 mm), cette zone d'inhibition est enregistrée pour l'extrait aqueux issu des feuilles de lentisque stocké pendant 40 jours en mode réfrigération (2°C). Cela signifie que l'état des éléments actives ne reste pas stable, c'est pour ça l'extrait aqueux de la poudre stockée ne donne pas un effet d'antibactérienne meilleure.

Une étude menée par **Bammou et al.(2015)** sur l'activité antibactérienne de *P.lentiscus* indique que l'extrait des feuilles n'on aucun effet sur *Escherichia coli*, par contre *Staphyococcus aureus* laissent voir une certaine sensibilité. L'effet le plus important étant obtenus avec extrait méthanolique sur *Staphyococcus aureus* (28mm).

Pour la souche bactérienne E. Coli les différents extraits aqueux préparés à partir des feuilles de lentisque stockées pendant 20J et 40J ont une activité antibactérienne faible par rapport à celle de *Staphyococcus aureus*

Généralement, l'absence d'une zone d'inhibition ne signifie pas nécessairement l'inactivité de l'échantillon testé, parfois certains produit diffusent plus lentement dans le milieu de culture (**Bensizerara et al., 2013**).

Notre étude nous a permis aussi d'évaluer l'activité antifongique de l'extrait aqueux des feuilles de *P.lentiscus* sur des souches fongiques phytopatogènes. Les extraits aqueux des feuilles de lentisque stockés ont réagi positivement sur le fusariumdu palmier dattier et le *Fusarium* de tomate. La meilleur activité inhibitrice a été enregistré pour l'extrait aqueux des feuilles stockées en température ambiante pour le *fusarium oxysporum* f.sp *albedinis* et pour l'extrait aqueux des feuilles stockée dans l'étuve (25°C) pour le *fusarium oxysporum* f.sp *lycopersici* pendant 20 J pour les deux extraits, Ce qui confirme que les feuilles de lentisque sont douées des propriétés antifongiques. Cela est lié à la présence des substances actifs que contient la plante (**Rojas et al., 1992**) Ces constituants comprennent les composés phénoliques, les flavonoïdes et les tanins condensés.

Conclusion

Conclusion

La plante, *P.lentiscus* a été choisie pour cette présente étude pour l'évaluation des propriétés biochimiques et les activités biologiques en fonction des durées et modalités de stockage.

Les analyses quantitatives effectuées ont mis en évidence la richesse de l'extrait aqueux des feuilles de lentisque en composés phénoliques. La teneur en polyphénoles, flavonoïdes, tanins varie selon la durée et le milieu de stockage : pour les polyphénoles, la valeur maximale est de $1505,759 \pm 225,585$ mg Eq Q/g MS enregistré pour les extrait aqueux des feuilles stockées pendant 20 jours dans le congélateur, les tanins présentent les valeurs maximales de $468,779 \pm 84,851$ mg EqAG/ g MS des extrait aqueux des feuilles stockées pendant 20 jours en mode de congélation et pour les flavonoïdes la valeur maximale est de $74,663 \pm 0,173$ mg Eq Q /g MS enregistré pour l'extrait aqueux des feuilles stockées pendant 40 jours en mode température constante.

La préparation de l'extrait aqueux issu des feuilles stockées de *P.lentiscus* dont le rendement le plus important été celle issue de feuilles stockées pendant 20 jours en mode ambiante, elle est de l'ordre de 17,86%.

L'évaluation qualitative de l'effet antibactérien montre que l'extrait aqueux issu des feuilles stockées de lentisque est active sur les deux souches bactériennes testées avec des zones d'inhibition de diamètres variables. Le mode et la durée de conservation des feuilles qui a donné une meilleure activité antibactérienne contre *Escherichia coli* et *Staphylococcus aureus* sont ceux de température ambiante pendant 20 jours et réfrigération pendant 40 jours respectivement. Néanmoins, l'effet inhibiteur observé sur *Escherichia coli* serait d'un grand intérêt car cette espèce est résistante à de nombreux antibiotiques. L'activité de notre extrait aqueux sur *Staphylococcus aureus* serait aussi très intéressante.

L'estimation du pouvoir antifongique d'extrait aqueux issu des feuilles de *P.lentiscus* stockées a montré une forte activité antifongique chez *Fusarium .oxysporum.f.sp.lycopersici* qui atteinte 76,923% de l'extrait du mode température ambiante pendant 20 jours. Par contre chez *Fusarium oxysporum.f.sp.albedinis*, montre une faible activité antifongique de pourcentage d'inhibition de 14.286% de l'extrait du mode température constante pendant 20 jours.

Les résultats de notre travail ont montré que les différentes modalités de conservation et les durées de stockage affectent la teneur en composés actifs de la plante étudiée. Les meilleurs modes qui conservent la valeur thérapeutique de la plante dans notre cas sont : la réfrigération pendant 40 jours pour l'effet antibactérien et le mode ambiant pendant 20 jours pour l'effet antifongique.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

A

- Abbas N., Azaizeh H., Landau S., Halahleh F., Markovics A., Muklada H., and Ungar E. D.,(2013).Polyphenols from *Pistacialentiscus*and *Phillyrealatifolia*impair theexsheathment of gastro-intestinal nematode larvae. *Veterinary Parasitology*, **191**: 44–50
- Ali-Rachedi F., Meraghin S., Touaibia N., Mesbah S., (2018). Analyse quantitative des composés phénoliques d'une endémique algérienne *Scabiosa atropurpurea* sub. *Maritima* L. *Bulletin de société royale des sciences de liège*, 87 : 13-21
- Ali-Shtayeh M.S., R Yaghmour R.M., Faidi Y.R., Salem K.A.L., and Al-Nuri M.A.,(1998).Antimicrobial activity of 20 plants used in folkloric medicine in the palestini an area .*Journal of Ethnopharmacology*, 60, 265-271
- Ali-Shtayeh M.S., Yaniv Z., and Mahajna J.,(2000).Ethnobotanical survey in the palestini an area: a classification of the healing potential of medicinal plants .*Journal of Ethnopharmacology*, 73, 221-232
- Akroum S., (2011). Etude analytique et biologique des flavonoïdes naturels. Thèse de doctorat. Université Mentouri de Constantine. Page 47
- Aromaa A., Hakulinen T., Heliövaara M., Jarvinen R., Kneki P., Kumpulainen J., and Rissanen H., (2002). Flavonoid intake and risk of chronic diseases.*Am. J. Clin. Nutr.*, **76**: 8-560
- Azaizeh H., Bomzona A., Coganb U., Ljubuncic P., and Songa H., (2005). The effects of aqueous extracts prepared from the leaves of *Pistacia lentiscus* in experimental liver disease. *Journal of Ethnopharmacology*, **100**: 198–204

B

- Ba K., Tine E., Destain J., Cissé N., Thonart P., (2010). Étude comparative des composés phénoliques, du pouvoir antioxydant de différentes variétés de sorgho sénégalais et des enzymes amylolytiques de leur malt. *Biotechnol. Agro. Soc. Environ.* Vol. 14. pp. 131-139

- Bammou M., Daoudi A., Slimani I., Najem M., Bouiamrine E., Ibjibjen J., Nassiri L., (2015). Valorisation du lentisque « *Pistacia lentiscus L* » : Etude ethnobotanique, screening phytochimique et pouvoir antibactérien. *Journal of applied biosciences*.86 :7966-7975
- Beever R.E., and Bollard E.G., (1970). The nature of stimulation of fungal growth by potato extract. *J.Gen.Microbiology*,60:273-278
- Beverly C.D., and Sudarsanam G., (2011). Ethnomedicinal plant knowledge and practice of people of Javadhu hills in Tamilnadu. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 1(1), 79-81
- Benhamou N., (2012). Activité antioxydante des extraits des composés phénoliques de dix plantes médicinales de l'Ouest et du Sud –ouest Algérien. Thèse Université Aboubakr Belkaid, Tlemcen, Algérie.
- Bensizerara D., Chenchouni H., Bachir A.S., Houhamdi M., (2013). Ecological status interactions for assessing bird diversity in relation to a heterogeneous landscape structure. *Avian Biology Research* 6(1): 67–77
- Bhourri W., Boubaker J., Bouhlel I., Chekir-Ghedira L., Derbel S., Dijoux-Franca M.G., Ghedira K., Kilani S., Mariotte A. M., Sghaier M., and Skandrani I., (2010). Study of genotoxic, antigenotoxic and antioxidant activities of the digallic acid isolated from *Pistacialentiscus* fruits. *Toxicology in Vitro*, **24**: 509–515
- Blancard D., (2009). Les maladies de la tomate, Édition Quae, Paris. Pp : 413-513
- Brada M., Mohamed B., Michel M., Annabelle C., (2007). Variabilité de la composition chimique des huiles essentielles de *Mentha rotundifolia* du Nord de l'Algérie. *Biothnol.Argon.Soc.Environ* ; 11(1) ; pp3-7
- Bruneton J., (1999). *Pharmacognosie, phytochimie et plantes médicinales*. Paris ; Edition TEC et DOC-Lavoisier, 266- 411

C

- Celiktas O.Y., Kocabas E.E.H., Bedir E., Vardar Sukan F., Ozek T., Baser K.H.C., (2007). Antimicrobial activities of methanol extracts and essential oils of *Rosmarinus officinalis*, depending on location and seasonal variations. *Food Chemistry* ,100: 553-559

Charef M. M., Yousfi M., Saidi P., Stocker J., (2008). Am. Oil Chem. Soc.85, 921

D

Da Silva S. L., Da Sliva A., Da Silva A. B. F., Honorio K. M., Marangoni S., and Toyama M. H., (2004). The influence of electronic, steric and hydrophobic properties of flavonoid compounds in the inhibition of the xanthine oxidase. *Journal of Molecular Structure (Theochem)*, **684**:1 -7

Djerbi M., (1988). Les maladies du palmier dattier. Projet régional de lutte contre le bayoud.Beirut : FAO/AL Watan printing press CO., 127p

Dugas AJ., Castaneda-Acosta J., Bonin GC., (2000). Evaluation of the total peroxy radical scavenging capacity of flavonoids: structure-activity relationships. *J Nat Prod* 63: 31–327 pg281

E

Ebrahimzadeh M.A., Pourmmorad F., Hafezi S., (2008). Antioxidant activities of *Iraniancorn silk*. *Turkish journal of biology*, 32:43-49

El-Haci1 I.A., Atik-Bekkara1 F., Didi1 A., Gherib M., Didi M.A., (2012).Teneurs en polyphénols et pouvoir antioxydant d'une plante médicinale endémique du Sahara algérien. *Phytothérapie* 10:280–285 pg 280

F

Falleh, H., Ksouri, R., Chaieb, K., Karray-Bouraoui, N., Trabelsi, N., Boulaaba, M., Abdelly, C. 2008. Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities . *C. R. Biologies*, 331: 372-379

G

Guillaume V., (2006). Mycologie, Edition de Boeck. Bruxelles. Pp : 39-43

H

Hartmann T., (2007). From waste products to ecochemicals: Fifty years research of plant secondary metabolism. *Photochemistry*, 68, 2831-2846

Henni K. ., (2013). Etude ethnobotanique de quelques plantes médicinales spontanées de la région de Geumar, Master

Hosseinzadeh S., Jafarikukhdan A., Hosseini A., Armand R., (2015). The Application of Medicinal Plants in Traditional and Modern Medicine: A Review of *Thymus vulgaris*, *International Journal of Clinical Medicine*, 6, 635-642

Huft A., (2001). Introduction à la climatologie : le rayonnement et la température, l'atmosphère, l'eau, le climat et l'activité humaine. Edition Presses Université Laval, Canada. Page : 18

J

Janakat S., and Al-Merie H., (2002).Evaluation of hepatoprotective effect of *Pistacia lentiscus*, *Phillyrea latifolia* and *Nicotiana Glauca* .*Journal of Ethnopharmacology*, 83, 135-138

Jones G.A., Macallister T.A., Muir A.D., Cheng K.J., (1994).Effect of sainfoin (*Onobrychis viciifolia* Scop). Condensed tannins on the growth and proteolysis by four strains of ruminal bacterial. *Applied Environmental Microbiology*, 60(4): 1374-1378

K

Khetouta M.L., (1987).comment se soigner par les plantes médicinales. Marocains et internationales. Tanger

Kordali S., Cakir A., Zengin H., and Duru M.E.,(2003). Antifungal activities of the leaves of three *Pistacia* species grown in Turkey. *Fitoterapia*, 74, 164-167

M

Magiatis P., Melliou E., Skaltsounis A. L., Chinou I. B., and Mitaku S., (1999).Chemical composition and antimicrobial activity of the essential oils of *Pistacia lentiscus* var. *chia*. *Planta Med*, 65, 749-751

McKay D. L., and Blumberg J. B., (2002). The Role of Tea in Human Health: An Update. *Journal of the American College of Nutrition*, **21**: 1–13

Mekious Sch., Houmani Z., (1997). Plante dans la médecine traditionnelle et la cuisine algérienne. Ed : RVBIA.p51

Miara M.D., Ait Hammou M., Hadjadj Aoul S., (2013). Phytothérapie et taxonomie des plantes médicinales spontanées dans la région de Tiaret (Algérie). *Phytothérapie*, **11**:206-218 pg 210

O

Ollivier D., Boubault E., Pinatel C., Souillol S., Guérèr M., et Artaud J., (2004). Analyse de la fraction phénolique des huiles d'olive vierge. *Annales des falsifications, de l'expertise chimique et toxicologique*, **965** : 169-196

P

Paraschos S., Magiatis p., Mitaku S., Petraki k., Kaliaropoulos A., Maragoudaki P., and Villar A.,(1987).Hypotensive effect of Pistacia lentiscus L.International Journal Crude Drug Research, **25**, 1-3

Park H.J., Cha H.C., 2003. Flavonoids from leaves and exocarps of the grape Kyoho. *Korean journal of biological society*, **7**: 327-330

Pellecuer M. J., Jacob D.M., Simeon G., Dusart M., Attisto M., Barthez L., Gourgas B., Pascal R., Tomei R., (1980). Plant Med. Phytother.**14**, 83

Ponce A.G., Fritz R., Del Valle C.E., Roura S.I., (2003). Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard.Lebensmittel-Wis-senschaft und – Technologie, **36**:679-684

Presti D., Sciarrone M.L., Crupi R., Costa S., Ragusa G., Dugo L., Mondello, Flavour Frag J., (2008). Fatty acid composition and antioxidant activity of Pistacia lentiscus L. fruit fatty oil from Algeria. **23**, 249.

Prichard A. J. N., (2004).The use of essential oils to treat snoring. *Phytotherapy Research*, **18**, 696-699

R

- Rebbas K., Bounar R., Gharzouli R., Ramdani M., Djellouli Y., Alatou D., (2012). Plantes d'intérêt médicinal et écologique dans la région d'Ouanougha (M'Sila, Algérie). *Phytothérapie*, 10 : 131–142
- Rodríguez J., Ortuno C., Benedito J., and Bon J., (2013). Optimization of the antioxidant capacity of thyme (*Thymus vulgaris* L.) extracts: Management of the drying process. *Industrial crops products*, 46, 258-263
- Rojas A., Hernandez L., Pereda-Miranda R., et Mata R., 1992. Screening for antimicrobial activity of crude drug extracts and pure natural products from Mexican medicinal plants. *J. Ethnopharmacol*, 35 : 275-283

S

- Salhi S., Fadli M., Zidane L., and Douira A., 2010 "Etudes floristique et ethnobotanique des plantes médicinales de la ville de Kénitra (Maroc), "Lazaroa, 31, 133-146
- Scherrer A. M., Motti R., and Weckerle C. S., (2005). Traditional plant use in the areas of Monte Vesole and Ascea, Cilento National Park (Campania, Southern Italy). *Journal of Ethnopharmacology*, 97, 129-143
- Sofowora A., (2010). Plantes médicinales et médecine traditionnelle d'Afrique. Ed. Karthala, 22p
- Starry F., (1992). Plante medicinale. Grun ,Paris.

V

- Villar A., Sanz M. J., and Payo M., (1987) .Hypotensive effect of *Pistacia lentiscus* L. *International Journal Crude Drug Research*, 25, 1-3

Z

Ziane N., (2014). Contribution à l'étude de l'activité hypoglycémisante des extraits de *Pistacia atlantica* Desf de la réserve nationale d'El-Mergueb (M'sila) – Algérie pour l'obtention du diplôme de magister en biologie et physiologie végétale. Université Ferhat Abbas Sétif 1. Algérie .P41, P43

Résumé

L'objectif de ce travail est d'étudier l'effet des durées et des différents modes de stockage sur les propriétés biochimiques et biologiques des feuilles de *Pistacia lentiscus* (Dharw).

Les résultats ont montrés que le rendement d'extraction le plus élevé a été obtenue dans l'extrait des feuilles de lentisque stockées pendant 20j à température ambiante avec (17.86%).

Le dosage de polyphénols a enregistré une valeur maximale pour l'extrait aqueux des feuilles stockées pendant 20 j en congélateur (-20°C) avec (1505,759±225,585 mg Eq Q/g MS) , les flavonoïdes sont plus concentrés dans les extraits des feuilles stockées pendant 40 j à température constante (25°C) avec (74,663 ± 0,173 mg Eq Q /g MS) , et pour les tanins, la valeur maximale a été enregistré dans l'extrait aqueux des feuilles stockées pendant 20 j en congélateur (-20°C) avec(468,779±84,851 mg EqAG/ g MS) .

L'estimation du pouvoir antifongique a montré que l'extrait aqueux issu des feuilles stockées pendant 20 j à température ambiante donne la meilleure inhibition chez *Fusarium oxysporum* f. Sp.*Lycopersici* .pour l'activité antibactérienne, l'extrait aqueux des feuilles stockées pendant 40 j en mode réfrigération donne une meilleure inhibition de la croissance chez *Saphylococcus aureus*.

Mots clé: *Pistacia lentiscus*, composé phenoliques , mode et durée de stockage, activités biologiques.

Abstract

The aim of this work is to study the effect of durations and different storage modes on the biochemical and biological properties of *Pistacia lentiscus* (Dharw).

The results showed that the highest extraction yield was obtained in the extract of stored lentisk leaves for 20 days at room temperature with (17.86%).

The dosage of polyphenols recorded a maximum value for the aqueous extract of the leaves stored for 20 days in the freezer (-20 ° C) with (1505,759 ± 225,585 mg Eq Q / g MS), the flavonoids are more concentrated in the Extracts from leaves stored for 40 days at constant temperature (25 ° C) with (74.663 ± 0.173 mg Eq Q / g MS), and for tannins recorded a maximum value in extracts of leaves stored for 20 days in the freezer (- 20 ° C) with (468.779 ± 84.851 mg EqAG / g MS).

The estimation of the antifungal power of aqueous extract from the leaves stored for 20 days at room temperature gives the best inhibition of tomato *Fusarium*. For the antibacterial activity, the aqueous extract of the leaves stored for 40 days in refrigeration gives a better inhibition of growth in *Saphylococcus aureus*.

Key words: *Pistacia lentiscus*, phenolic compound, storage mode and duration, antimicrobial activity.

المخلص

الهدف من هذا العمل هو دراسة تأثير مدة وأوساط التخزين المختلفة على الخواص الكيميائية و البيولوجية لنبات الضرو أظهرت النتائج أنه تم الحصول على أعلى معدل استخراج في مستخلص أوراق الضرو المخزنة لمدة 20 يوماً في درجة حرارة الغرفة بنسبة (17.86%).

سجلت جرعة البوليفينول قيمة قصوى للمستخلص المائي للأوراق المخزنة لمدة 20 يوماً في التلاجة (-20 درجة مئوية) مع (1505,759±225,585 mg Eq Q/g MS) ، فلافونويدات أكثر تركيزاً في مستخلص الأوراق المخزنة لمدة 40 يوماً عند درجة حرارة ثابتة (25 درجة مئوية) مع (74,663 ± 0,173 mg Eq Q /g MS) ، وللعفان سجلت قيمة قصوى في المستخلص من الأوراق المخزنة لمدة 20 يوماً في التلاجة (- 20 درجة مئوية) مع (468,779±84,851 mg EqAG/ g MS) .

يعطي تقدير القدرة المضادة للفطريات للمستخلص المائي من الأوراق المخزنة لمدة 20 يوماً في درجة حرارة الغرفة أفضل تثبيط لفوزاريوم الطماطم. بالنسبة للنشاط المضاد للبكتيريا ، يوفر المستخلص المائي للأوراق المخزنة لمدة 40 يوماً في التبريد تثبيط أفضل للنمو في المكورات العنقودية الذهبية.

الكلمات المفتاحية: الضرو ، المركبات الكيميائية ، وضع التخزين ومدته ، نشاط مضادات الميكروبات.

