

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE MOULOU D MAMMERI DE TIZI OUZOU

Faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques



Département de Biochimie –Microbiologie

MEMOIRE

De fin d'Etudes en vue de l'obtention du

Diplôme de Master 2

Filière : Biotechnologie

Spécialité : Biotechnologie et Valorisation des Plantes

Thème

Valorisation de l'écorce du *Quercus suber* L. « chêne liège » de la région Tizi-Ouzou comme amendement naturel et protecteur des sols.

Réalisé par :

Baba Yacine et Baloul Mohamed Taleb

Devant les membres de jury :

| | | |
|------------------------------------|------------------------|-----------------------|
| M ^f Limane A | Maitre de conférence B | (UMMTO)Président |
| M ^{me} Mohamed Ouali D | Maitre assistante A | (UMMTO)Promotrice |
| M ^{me} Louni D | Maitre de conférence B | (UMMTO) Co-promotrice |
| M ^{me} Ait Mouloud-Kadi L | Maitre assistante A | (UMMTO) Examinatrice |
| Melle Benbelkacem S | Enseignante vacataire | Invitée |

Année universitaire 2021-2022

REMERCIEMENTS

Le travail de recherche présenté dans ce mémoire a été réalisé par Baba Yacine et Baloul Mohamed Taleb sous l'encadrement de Madame MOHAMED OUALI et Mme LOUNI comme co-encadreur, au niveau de Laboratoire commun de chimie au campus de Tamda, de l'université Mouloud Mammeri (UMMTO).

Nous exprimons nos profonds remerciements à notre promotrice, M^{me} D.MOHAMED OUALI, Maitre Assistante A pour l'aide compétente qu'elle nous a apportée, pour sa patience sa confiance, son œil critique, qui nous a été très précieux pour structurer le travail et pour améliorer la qualité de notre mémoire et d'enrichir nos connaissances, nous la remercions vivement.

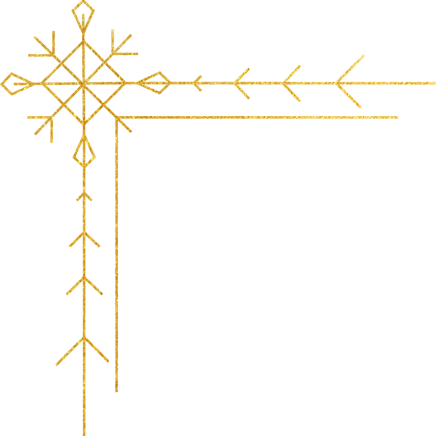
Notre reconnaissance va également à M^{me} LOUNI.D, Maitre de conférences B à l'UMMTO, pour avoir voulu co-encadrer ce travail, pour sa loyauté, sa gentillesse, ses conseils, sa disponibilité, qu'elle trouve ici l'expression de nos sincères remerciements et de notre profonde gratitude.

Nos vifs remerciements vont à M^r A. LIMANE, Maitre de conférences B au département de biologie de la faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques de l'UMMTO, pour l'honneur qu'il nous fait de présider ce jury.

Notre reconnaissance va également à M^{me} Ait Mouloud-Kadi L, Maitre Assistante A au département de biologie de la faculté des Sciences Biologiques et Sciences Agronomiques de l'UMMTO, de faire partie du jury.

Nous exprimons notre gratitude à tout le personnel du Laboratoire commun de chimie au campus de Tamda, au niveau de l'université Mouloud Mammeri (UMMTO), à leurs têtes Melle Benbelkacem.S, Mr Oukrine.S, Mr Soumani Younes, de nous avoir merveilleusement accueillies, aider et mis à notre disposition tout le matériel nécessaire afin de réaliser le plus clair de notre mémoire.

Nos remerciements particuliers à tous nos enseignants, ils se sont donnés à fond et sans calcul tout au long de notre cursus.



Dédicace



**Je dédie ce modeste travail
A ma très chère maman Khedoudja «Farida» .
A mon très cher père Kamel.**

**J'exprime aussi mon respect, mon amour éternel et ma considération
à mes parents pour les sacrifices qu'ils ont consenti pour mon
instruction et mon bien être dès mon enfance. Que votre bénédiction
m'accompagne toujours.**

**Je dédie ce modeste travail à l'âme de mon frère Amine que le dieu
l'accorde dans ces vastes paradis, tu m'as quitté tôt mais tu resteras
mon idole, mon exemple tu m'a beaucoup appris surtout la résistance
et la patience ce travail n'est pas le mien c'est le tien aussi mon cher
frère Amine.**

**À la mémoire de mes chers grands-parents « Mohamed et Amar » et
mes grandes mères « Roza et Fatma ».**

**Merci à toi petit frère Mohamed tu es une personne formidable génial
je sais pas quoi dire un binôme hors norme.**

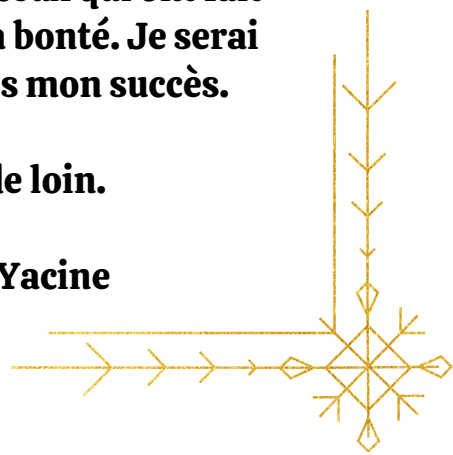
**Merci à tous mes amis qui m'ont soutenu de près ou de loin et qui ne
m'ont jamais oublié. Vous étiez différents mais chacun d'entre vous a
su comment apporter le bonheur à ma vie.**

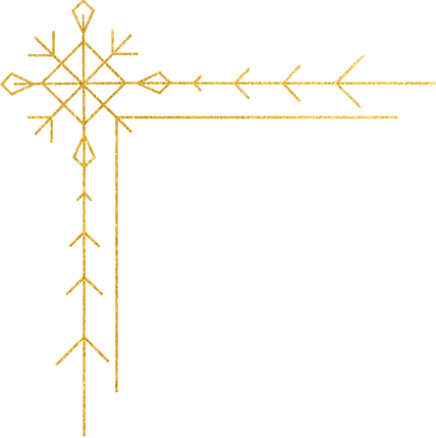
**À toute ma chère famille mes tantes, mes oncles, mes cousins et
cousines.**

**Merci aux professeurs qui m'ont enseigné, surtout ceux qui ont fait
preuve de professionnalisme, de la patience et de la bonté. Je serai
toujours conscient de la part qui vous revient dans mon succès.**

À tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin.

Yacine





Dédicace



**Je dédie ce modeste travail
A ma très chère maman DJEDJIGA.
A mon très cher père KACI.**

**J'exprime aussi mon respect, mon amour éternel et ma considération
à mes parents pour les sacrifices qu'ils ont consenti pour mon
instruction et mon bien être dès mon enfance. Que votre bénédiction
m'accompagne toujours.**

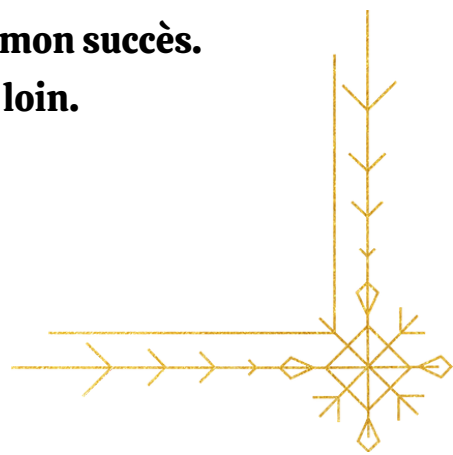
**A toi mon cher petit frère ABDERRAHMANE, mes chères sœurs RYMA,
CHAHINAZ, TASSADIT et ma chère cousine NASSIMA.
À mes chers grands-parents et mes grandes mères.**

**Merci à toi YACINE mon cher ami pour les hauts et les bas qu'on a pu
surmonter ensemble.**

**Merci à tous mes amis « B. AHMED, A. AHMED, NORA, SONIA, LILIA,
surtout à toi ma chère amie LINA » qui m'ont soutenu de près ou de
loin et qui ne m'ont jamais oublié. Vous étiez différents mais chacun
d'entre vous a su comment apporter le bonheur à ma vie.
À toute ma chère famille mes tantes, mes oncles, mes cousins et
cousines.**

**Merci aux professeurs qui m'ont enseigné, surtout ceux qui ont fait
preuve de professionnalisme, de la patience et de la bonté. Je serai
toujours conscient de la part qui vous revient dans mon succès.
À tous ceux qui nous ont aidés de près ou de loin.**

MOHAMED TALEB



Liste des abréviations

CoA: Coenzyme A.

°C : Degré Celsius.

cm : Centimètre.

DGRF : Direction générale des ressources forestière

FeCl₃ : Chlorure de fer.

g: Grammes.

h : Heure.

HCl : Acide chlorhydrique.

K : Potassium.

m : Mètre.

M : Masse.

Mg⁺ : Magnésium.

mm : Millimètre.

ml: Millilitre.

min: Minutes.

***Q. suber* L:** *Quercus suber* Linné.

N : Azote.

Na⁺ : Sodium.

NaCO₃ : Carbonates de sodium.

nm : Nanomètre.

P : Phosphore.

pH : potentiel hydrogène

SPiR : Spectre Infra Rouge.

TH (%) : Taux d'humidité.

I.M.L : Institut méditerranéen du liège.

W (%) : Taux de cendre.

% : Pourcentage

Liste des figures

| | |
|---|----|
| Figure1. Allure générale de <i>Q. suber</i> L. | 3 |
| Figure2. Coupe transversale d'un tronc de <i>Q. suber</i> L..... | 4 |
| Figure3. Ecorce de <i>Q. suber</i> L..... | 5 |
| Figure4. Feuils de <i>Q. suber</i> L. | 6 |
| Figure5. Fleurs de <i>Q. suber</i> L. | 7 |
| Figure6. Fruits de <i>Q. suber</i> L. | 8 |
| Figure7. Aire de répartition naturelle de <i>Q. suber</i> L. | 10 |
| Figure8. Biosynthèse des composés phénoliques par voie shikimate | 15 |
| Figure9. Biosynthèse des composés phénoliques par la voie Acétate Malonate | 16 |
| Figure 10. Structure de base de flavonoïde | 17 |
| Figure 11. Les structures chimiques des principales familles de flavonoïdes | 18 |
| Figure 12. Structure de base des tanins hydrolysables | 19 |
| Figure 13. Structure chimique des tanins condensés | 19 |
| Figure14. Localisation de la station d'échantillonnage | 22 |
| Figure15. Les différentes étapes de préparation de l'échantillon | 23 |
| Figure16. Les étapes de préparation de l'infusé | 23 |
| Figure17. Protocole expérimental de l'extraction des polyphénols | 26 |
| Figure18. Courbe étalon de l'acide gallique en mg ml ⁻¹ | 27 |
| Figure19. Illustration de la technique de mesure du pH | 28 |

| | |
|--|----|
| Figure20. Illustration des étapes pour l'estimation de taux d'humidité | 29 |
| Figure 21. Illustration des étapes d'estimation de taux de cendre | 30 |
| Figure22. Spectromètre IR à transformeur de Fourier de type IRAFFinity-1S (SHIMADZU) | 31 |
| Figure23. Taux de polyphénols totaux exprimés en pourcentage (%) dans l'écorce de <i>Q. suber</i> L | 34 |
| Figure24. Résultats du taux de cendre exprimé en pourcentage (%) dans la poudre de l'écorce de <i>Q. suber</i> L | 35 |
| Figure25. Spectre IR de la poudre de l'écorce de <i>Q. suber</i> L..... | 37 |

Sommaire

| | |
|---------------------------|----------|
| Introduction | 1 |
|---------------------------|----------|

Chapitre I : synthèses bibliographiques

| | |
|--|----|
| 1-Historique de <i>Quercus suber</i> L | 2 |
| 1.1. Systématique du chêne liège | 2 |
| 1.2. Caractéristiques botaniques du chêne-liège | 3 |
| • 1.2.1. Longévité | 3 |
| • 1.2.2. Ecorce de chêne liège | 4 |
| • 1.2.3. Racines | 6 |
| • 1.2.4. Feuilles | 6 |
| • 1.2.5. Fleurs | 7 |
| • 1.2.6. Fruits..... | 8 |
| 1.3. Caractéristiques écologiques..... | 9 |
| • 1.3.1. Altitude..... | 9 |
| • 1.3.2. Bioclimat..... | 9 |
| • 1.3.3. La température et lumière..... | 9 |
| • 1.3.4. L'humidité et la pluviométrie..... | 9 |
| 1.4. Aire de répartition du chêne liège | 10 |
| • 1.4.1. Aire de répartition mondiale | 10 |
| • 1.4.2. Aire de répartition en Algérie | 11 |
| 1.5. Production du liège | 12 |
| • 1.5.1. Production mondiale du liège | 12 |
| • 1.5.2. Production en Algérie | 13 |
| 1.6. Composition chimique du liège | 13 |
| 1.7. Utilisations du liège | 14 |
| 2. Métabolites secondaires..... | 14 |
| 2.1. Composés phénoliques | 15 |
| 2.2. Voies de biosynthèse de composés phénoliques..... | 15 |
| 2.3. Classification | 17 |
| • 2.3.1. Flavonoïdes..... | 18 |

| | |
|------------------------------|----|
| • 2.3.2. Les tanins | 19 |
| 2.4. Les alcaloïdes | 20 |
| 2.5. Les hétérosides | 21 |
| • 2.5.1. Les saponines | 21 |
| 3. Les engrais | 21 |

Chapitre II : Matériels et Méthodes

| | |
|--|----|
| 1.1. Matériel végétal : | 22 |
| 1.2. Préparation des échantillons | 22 |
| 2.1. Préparation de l'infusé | 23 |
| 2.2. Screening phytochimique | 24 |
| • Les anthocyanes | 24 |
| • Les tanins | 24 |
| • Les tanins catéchiques | 24 |
| • Les tanins galliques | 24 |
| • Les flavonoïdes | 24 |
| • Les alcaloïdes | 24 |
| • Les glucosides | 24 |
| • Le mucilage | 25 |
| • Les saponines | 25 |
| 2.3 Extraction des polyphénols totaux | 25 |
| • 2.3.1. Dosage des polyphénols totaux | 25 |
| • 2.3.2. Réalisation de la courbe d'étalonnage | 27 |
| 2.4. Mesure du pH | 28 |
| 2.5. Mesure de taux d'humidité | 28 |
| 2.6. Taux de cendre | 30 |
| • Mode opératoire | 30 |
| 2.7. Spectrométrie proche infrarouge (SPIR) | 31 |
| • Mode opératoire | 31 |
| • Conditions expérimentales | 31 |

Chapitre III : Interprétation et discussion des résultats

| | |
|--|-----------|
| 1. Screening phytochimique | 32 |
| 2. Taux de polyphénols totaux..... | 34 |
| 3. Mesure de PH | 35 |
| 4. Taux de cendre..... | 36 |
| 5. Taux d'humidité | 37 |
| 6. Résultats de spectrométrie proche infrarouge (SPIR) | 38 |
| Conclusion | 40 |
| Références | |

Introduction

La population mondiale, augmentera de deux milliards d'habitants au cours des trente prochaines années. Cela induit à une augmentation des besoins alimentaires mondiaux (**Guyomard ,2009**). Face à ces enjeux, le secteur agricole doit relever le défi d'accroître les rendements des cultures, et la réhabilitation de sols pauvres (**Blanchard, 2010**).

L'utilisation des engrais synthétiques durant ces dernières années, ne cesse d'augmenter. Elle dépasse les 130 Kg / hectare de terre arable au niveau mondial, atteint 25% en 2008. L'utilisation abusive et anarchique d'engrais chimiques pour accroître la productivité agricole dégrade continuellement l'état des sols, et met en danger l'équilibre environnemental, et constitue une grave menace pour la santé humaine (**Nellemannet al .,2009**) . Donc, il est urgent de s'orienter vers l'agriculture moderne et à la recherche des nouvelles avancées biotechnologiques qui permettent une réduction de l'utilisation des intrants chimiques, sans affecter le rendement des cultures ou le revenu des agriculteurs (**Chbaniet al ., 2013**) .

L'application des biofertilisants améliore la structure des sols, apporte les nutriments absents ou épuisés par les cultures, et préservent les différentes phases de la vie animale, bactérienne, fongique qui sont les principales responsables de la pédogenèse (**Lemieux et al., 2002**). Ce type d'amendement permettrait de satisfaire les attentes de la profession agricole.

La forêt est une ressource naturelle de grande importance sur le plan socio-culturel, économique et écologique. Le Chêne liège connue botaniquement sous le nom de *Quercus suber* L. (**Silva et al., 2005**). Il représente 11% de la superficie forestière nationale (**DGF, 2007**).

Le présent travail consiste à valoriser l'écorce du chêne liège de la région de Tizi-Ouzou, comme amendement naturel et protecteur des sols. Le but de cette étude s'inscrit dans les objectifs de développement durable et rural en Algérie et fait du *Quercus suber* L. un vecteur important de l'agriculture moderne.

Le présent travail comporte plusieurs chapitres :

- Le premier chapitre consiste à la présentation de l'espèce végétale, des métabolites secondaires et des engrais.
- Le deuxième chapitre illustre le matériel et les méthodes utilisées.
- Le troisième chapitre regroupera les résultats obtenus, avec leur éventuelle interprétation, suivie d'une discussion générale.
- Enfin, nous terminons avec une conclusion générale, suivie de certaines perspectives.

Chapitre I

Etude Bibliographique

1-Historique de *Quercus suber* L.

Le chêne liège ou *Q. suber* L. est un arbre que les Grecs appelaient "l'arbre écorce". C'est une essence forestière endémique, très délicate et très ancienne, dont l'aire naturellement inextensible, est étroitement limitée au bassin méditerranéen occidental depuis l'ère tertiaire (Boudy, 1950). En Algérie, la subériculture n'est apparue qu'en 1948, bien après son développement en Tunisie en 1882 et, au Maroc en 1914 (Boudy, 1955). En tant que matière isolante, le liège est employé depuis l'Antiquité comme matériau de construction. En Kabylie par exemple, il était mélangé à l'argile ou à la terre glaise pour bâtir les murs de certaines maisons et, servait de tuiles pour couvrir les toitures.

1.1. Systématique du chêne liège

Le chêne liège a été décrit pour la première fois par (LINNE, 1753). Sa systématique se résume comme suit :

- Embranchement : Spermaphytes.
- Sous embranchement : Angiospermes.
- Classe : Dicotylédones.
- Ordre : Fagales.
- Famille : Fagacées.
- Sous famille : Quercinées.
- Genre : *Quercus*.
- Espèce : *Quercus suber* L.

1.2. Caractéristiques botaniques du chêne-liège

Le chêne-liège est un arbre de taille moyenne de 10 à 15 mètres de hauteur, mais peut atteindre les 25 mètres (fig.1). Il présente un tronc robuste atteignant 4 à 5 mètres de circonférence, la cime est irrégulière, s'étalant en longueur, il présente un couvert léger laissant passer la lumière (**Vigne, 1990**).



Figure1. Allure générale de *Q. suber* L. (original 2022)

1.2.1. Longévité

La longévité du chêne-liège varie selon les conditions du milieu physique. Il peut vivre 500 ans mais, les levées successives de liège diminuent fortement. Cette remarquable longévité qui, compte tenue de l'état de dégradation des subéraies (abandon, feu successifs...) est descendu à environ 150 à 200 ans. Les levées successives de liège, avec des rotations de 9 à 11 ans, sont possibles jusqu'à 150 à 200 ans (**Vigne, 1990**).

1.2.2. Ecorce de chêne liège

La croissance en diamètre de la tige du chêne liège résulte de deux assises génératrices de cellules, dont une est génératrice des cellules de l'écorce, nommée « phellogène », « mère du liège » ou « assise génératrice subéro-phellodermique » (fig.2), Elle produit vers l'extérieur le liège et, vers l'intérieur le phelloderme (Silva *et al.*, 2005).

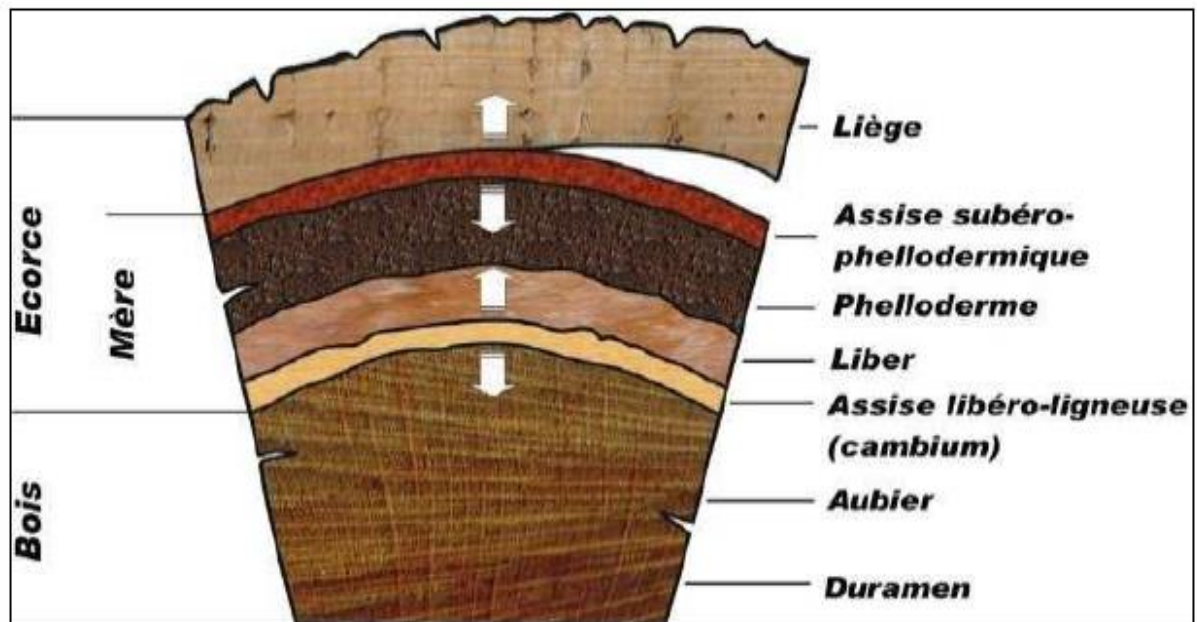


Figure2. Coupe transversale d'un tronc de *Q. suber* L.

Le liège couvre le tronc et les branches. Le liège de première formation (liège mâle) est dur, crevassé et inexploitable mais représente une bonne protection de l'arbre contre le feu. Il est prélevé (démasclage) dès que le tronc atteint 30 cm de circonférence (fig.3), généralement à l'âge de 30 ans. Le liège de qualité (liège femelle ou de reproduction) se forme après enlèvement du premier (liège mâle). Le prélèvement du liège femelle se fait tous les 9 ans en plaine et tous les 12 ans en montagne, et ce quand l'épaisseur commercialisable de 2,5 cm est atteinte. L'accroissement annuel de l'épaisseur du liège est fonction des aléas climatiques (Costa et Oliveira, 2001).

L'arbre commence à donner un liège de bonne qualité de plus en plus riche en subérine vers l'âge de 45-50 ans, il atteint son optimum de production vers 120 à 150 ans (Canellas et Montero, 2002).



Figure3.Ecorce de *Q. suber* L. (original 2022)

1.2.3. Racines

Le système racinaire est constitué de deux types de racines ; un puissant et profond pivot, qui atteint les horizons profonds du sol, et un système latéral qui se situe dans les 40 à 50 cm sous la surface du sol (Veillon,1998).

Ces racines superficielles « latérales » présentent l'aptitude de former des drageons et peuvent être mycorhizées par des champignons notamment les Boletus, les Russula, les Lactarius (Veillon,1998).

1.2.4. Feuilles

Les feuilles présentent un polymorphisme très marqué, elles sont alternes(Fig4), généralement coriaces, plus au moins dentées ou pas, ovales, assez souvent renflées, vertes foncées et glabre sur leurs parties supérieures, et grises, blanchâtres et duveteuses sur leurs parties inférieures. Les feuilles sont pseudo sempervirentes, c'est-à-dire elles meurent et tombent quelques mois après le développement des jeunes feuilles. Leurs tailles varient de 3 à 6 cm en longueur et de 2 à 4 cm en largeur. Le pétiole peut atteindre 2 cm. L'arbre peut perdre la totalité de ces feuilles après une forte glandée, à la suite de conditions atmosphériques défavorables ou après une récolte exagérée de liège (Yessad,2000).



Figure4.Feuils de *Q. suber* L. (original, 2022).

1.2.5. Fleurs

Le chêne-liège est monoïque et allogame. Les fleurs mâles pendent en chatons (fig.5) de 4 à 8 cm de long à l'extrémité des rameaux de l'année précédente (Fraval,1991). Les fleurs femelles sont de petits boutons écailleux, elles poussent isolées ou en groupe, de trois au maximum sur les rameaux de l'année en cours. Leur cupule protectrice se retrouvera sur les futurs glands. Le climat et l'exposition conditionnent la floraison qui commence dès l'âge de 12- 15 ans, elle a lieu au printemps, avril à Mai (Piazzetta, 2005).



figure5.Fleurs de *Q. suber* L. (original, 2022).

1.2.6. Fruits

Le fruit du chêne-liège est appelé gland à une forme à dimensions très variables, 2 à 5 cm en longueur, et 1 à 2 cm en largeur (fig.6). Les glands tombent en Octobre et Novembre, parfois jusqu'à Janvier (Maire,1961). La fructification commence dès l'âge de 15 ans, elle devient abondante à partir de 30, 40 ans et diminue quand l'arbre vieillit (Boudy, 1950).



Figure6. Fruits de *Q. suber* L. (original 2022).

1.3. Caractéristiques écologiques

1.3.1. Altitude

Le chêne-liège existe à l'état naturel depuis le niveau de la mer jusqu'à plus de 2000 m d'altitude (Yessad, 2000). Il réussit en plaines comme en montagnes (Belabbas, 1996). En Afrique du Nord et sous les altitudes les plus faibles, il peut atteindre les 1500 m en Algérie (Theniet El Had) et 2400 m au Maroc (Djebel Tirardine).

1.3.2. Bioclimat

La répartition du chêne-liège dans son aire naturelle est principalement limitée aux étages bioclimatiques, semi-arides tempérés et semi-arides doux, à humide tempéré et humide doux (**Quezel,1976**). Les forêts de *Q. suber* L. sont le plus souvent des peuplements ouverts envahis par des maquis denses. Sur le plan climatique, les subéraies de Maghreb appartiennent généralement au Thermo-Méditerranéen (**Quezel, 2002**).

1.3.3. La température et lumière

❖ La température

Le chêne liège est une espèce thermophile, exigeante une température moyenne oscillant entre 13°C et 19°C et, qui ne dépasse pas les -9°C (**Ghouil et al, 2003**).

❖ La lumière

Le chêne-liège est une essence végétale héliophile, qui exige une forte insolation (**Boudy, 1950**). Il se défend très mal lorsqu'il est en concurrence avec d'autres arbres qui développent une cime importante (**Dessain et Tondelier, 1991**).

1.3.4. L'humidité et la pluviométrie

Le chêne-liège est une essence végétale qui exige une hygrométrie élevée. Il nécessite une humidité atmosphérique d'eau moins de 60 % même en saison sèche et, une précipitation annuelle comprise entre 400mm et 700 mm (**Boudy, 1952**). La fréquence des pluies pendant la période estivale constitue l'élément le plus important pour la régénération de chêne-liège (**Zeraia, 1981**). En effet, il cherche les régions où les précipitations annuelles sont très élevées, allant de 600 à 1200mm/an (**Dessain et Tondelier, 1991**).

1.4. Aire de répartition du chêne liège

1.4.1. Aire de répartition mondiale

Le chêne-liège est une espèce typique de la région méditerranéenne occidentale, s'étant développé de façon spontanée (fig.7) au Portugal et en Espagne, mais aussi au Maroc, dans le Nord de l'Algérie et en Tunisie. Il occupe également des zones plus restreintes dans le sud de la France et sur la côte occidentale de l'Italie, y compris la Sicile, la Corse et la Sardaigne (Periera *et al.*, 2007). Le chêne-liège totalise plus d'un million et demi d'hectares en Europe et près d'un million d'hectares en Afrique du Nord (Pausas *et al.*, 2009), cette superficie est inférieure à 30 % de sa superficie potentielle à cause du surpâturage, incendie et absence d'aménagements (Bekdouche, 2010).

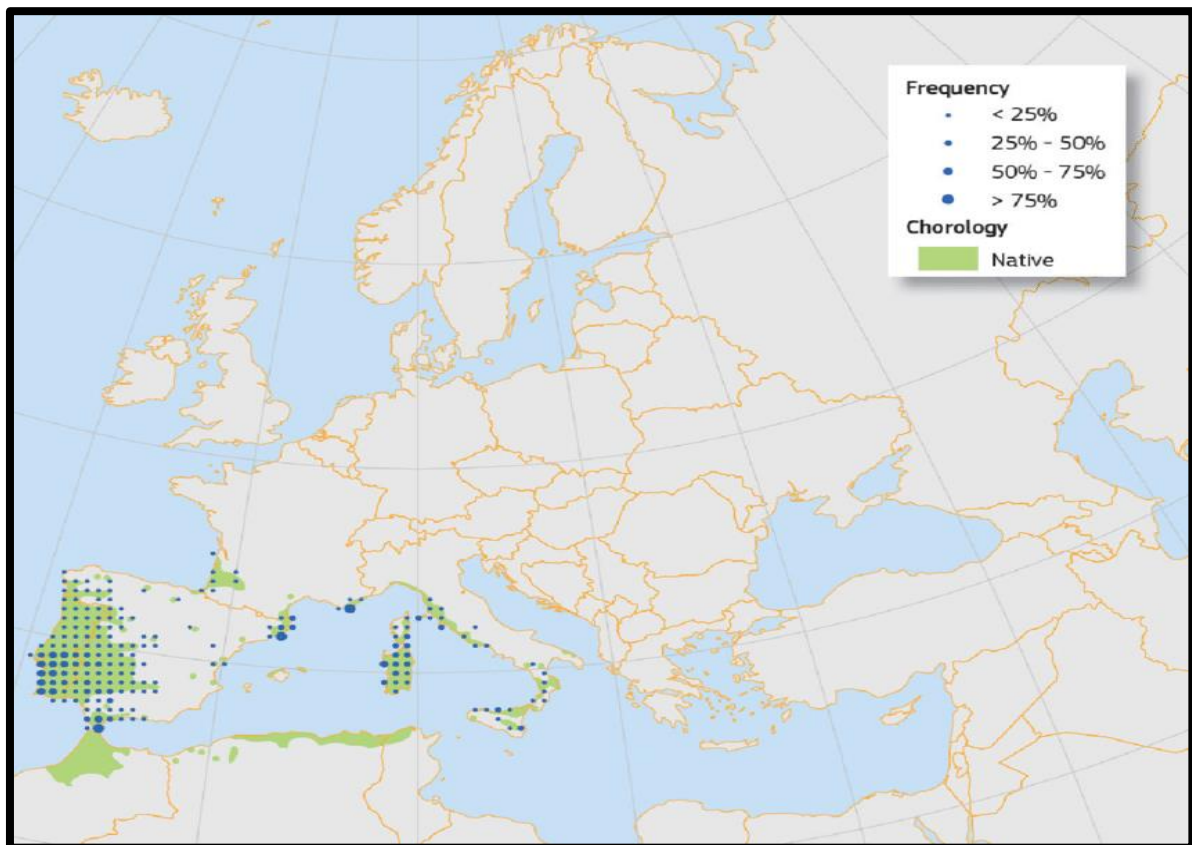


Figure7. Aire de répartition naturelle de *Q. suber* L. (Houston *et al.*, 2016).

1.4.2 Aire de répartition en Algérie

Le chêne-liège est une espèce forestière principale en Algérie, localisée en littoral sur une ligne passant approximativement par Tizi-Ouzou, Kherrata, Guelma et Souk-Ahras. Elle réapparaît également dans la région de Tlemcen et Mascara (Karoune, 2008), s'étendant du littoral méditerranéen au nord aux chaînes telliennes au sud, sur une largeur ne dépassant pas les 100 km (Bouhraoua, 2003).

Selon la G.G.A la superficie des forêts de chêne liège en 1894 est de 470 000ha, et en 2005 l'I.M.L annonce que la superficie des subéraies en Algérie est de 375 000ha.

En 2009, la DGRF a donnée une nouvelle répartition de la surface des subéraies en Algérie résumée dans le tableau1.

Tableau 1. Répartition des superficies des chênes liège en Algérie (D.G.R.F 2009).

| Conservations | Superficies (ha) | Conservation | Superficies (ha) |
|---------------|------------------|--------------|------------------|
| SKIKDA | 85200 | CHLEF | 6 500 |
| EL-TARAF | 59500 | MEDEA | 4 600 |
| JIJEL | 43700 | TLEMCEN | 4 000 |
| BEJAIA | 41700 | TIPAZA | 2 800 |
| TIZI-OUZOU | 29452 | ORAN | 2 000 |
| GUELMA | 21800 | SÉTIF | 1 800 |
| ANNABA | 14900 | BOUIRA | 1 800 |
| AIN DEFLA | 13700 | BOUMERDES | 1 300 |
| SOUK AHRAS | 12000 | BLIDA | 690 |
| MILA | 11400 | CONSTANTINE | 650 |

1.5. Production du liège

1.5.1. Production mondiale du liège

La péninsule ibérique (Espagne et Portugal) enregistre les taux les plus élevés d'extraction mondiale de liège, soit plus de 80 %. Le Maghreb (Maroc, Algérie et Tunisie), représente une zone importante de la forêt de chêne-liège mais, avec un faible niveau

d'exploitation (Sierra et al. 2015). La reproduction mondiale du liège est représentée dans le tableau 2.

Tableau2. La production mondiale du liège (Apcor, 2012).

| Pays Production | Production (tonnes/an) | Taux de production (%) |
|-----------------|------------------------|------------------------|
| Portugal | 100 000 | 49,6 |
| Espagne | 61 504 | 30,5 |
| Maroc | 11 686 | 5,8 |
| Algérie | 9 915 | 4,9 |
| Tunisie | 6 962 | 3,5 |
| Italie | 6 161 | 3,1 |
| France | 5 200 | 2,6 |
| TOTAL | 201 428 | 100 |

1.5.2. Production en Algérie

Durant la décennie (1931-1941), la production moyenne annuelle sur tout le territoire Algérien a été de 313 000 quintaux de liège de reproduction et 70 000 à 100 000 quintaux de Lièges mâles (Natividade, 1956).

Selon la direction générale des forêts, la production a connu une diminution ; pendant que la demande est en augmentation. Elle tournait autour de 120 000 quintaux en 1990 et estimée ces dernières années à 90 000quintaux par ans. La production régresse ainsi d'année en année passant de 129 350 quintaux en 1983 à 78 150 quintaux en 1990, 51 000 quintaux en 2010.

A noter que ce niveau de production est lié au mode d'organisation de la récolte qui ne semble pas correspondante aux règles optimales d'exploitation (Tahar, 2012).

1.6. Composition chimique du liège

Les études établies par de nombreux auteurs sur la composition chimique du liège montrent, qu'elle est très variable, la plupart des résultats obtenues révèlent que la subérine est le principal composant.

D'après les résultats du laboratoire de l'industrie chimique CIMASA, 1991. La composition chimique de liège est résumée dans le tableau 3.

Tableau 3. Composition chimique et minérale de l'écorce de chêne liège (Masson et al., 1999).

| Composition chimique | | Composition minérale | |
|--|-------------|----------------------|---------------|
| Constituant | Pourcentage | Composants | Pourcentage |
| Subérine | 45% | Potassium | 0.14 -0.27% |
| Lignine | 27% | Azote | 0.47 -0.61% |
| Polysaccharides, cellulose | 12% | Phosphore | 0.03 -0.04% |
| Tanins | 06% | Calcium | 0.11 -0.20% |
| Cires | 05% | Magnésium | 0.01 -0.02% |
| Autres (minéraux , eau, glycérine, etc...) | 05% | Fer | 132 -191mg/kg |
| | | Manganèse | 25 -52mg/kg |

1.7. Utilisations du liège

L'utilisation principale du liège reste les bouchons, il est employé aussi en quantité très faible, mais parfois irremplaçable dans de nombreux domaines. Les produits, après transformation, sont principalement destinés aux activités industrielles suivantes :

- la construction en général (isolement thermique et acoustique, revêtement, décorations, cloisons, ...)
- l'industrie du froid (chambres froides et transports frigorifiques)
- la construction navale (isolation, revêtement, décoration, ...)
- l'industrie mécanique en général (joints d'étanchéité, ...)
- l'industrie chimique, pharmaceutique et la parfumerie (bouchage et conditionnement des produits)

- l'industrie de la chasse et pêche (bourre de cartouches, bouées, flotteurs, ...)
- l'industrie de la chaussure (semelles, talons, ...)
- l'industrie des emballages (granulés et laine de liège).

2. Métabolites secondaires

Les métabolites primaires sont définis comme des molécules qui se trouvent dans toutes les cellules végétales et, nécessaires à leur croissance et à leur développement (**Raven et al., 2000**). Par opposition, les métabolites secondaires ne sont pas produits directement lors de la photosynthèse mais sont synthétisés à partir des métabolites primaires et résultent de réactions chimiques ultérieures. Leurs rôles dans la physiologie de la plante ne sont pas encore tous élucidés. De façon générale, leurs rôles sont en relation avec leur localisation au sein de la plante (**Zobel et Brown, 1990**). Ces composés sont limités à certaines espèces de végétaux et sont importants pour la survie et la valeur adaptative des espèces qui les synthétisent (**Croteau et al., 2000**). Prises dans leur ensemble, les plantes produisent plus de 200 000 métabolites secondaires, trois grands groupes sont identifiés : les composés phénoliques, les alcaloïdes et les terpénoïdes (**Macheix, 2005**).

2.1 Composés phénoliques

Les composés phénoliques constituent une vaste famille regroupant des composés non azotés, présentant au moins un noyau benzénique auquel est directement lié au moins un groupement hydroxyle ((**Bruneton, 2015**). La distinction des différents groupes de composés phénoliques est réalisée sur la base de leur structure chimique (**Castellarine et al., 2012**).

Les polyphénols, peuvent jouer un rôle dans la protection des plantes. Ils montrent d'autres propriétés intéressantes dans le contrôle de la croissance et du développement des plantes en interagissant d'une manière complexe avec diverses hormones végétales de croissance. Certains d'entre eux jouent également un rôle de phytoalexines, c'est-à-dire des métabolites que la plante synthétise en grande quantité pour lutter contre une infection causée par des champignons ou par des bactéries (**Ghedadba et al., 2015**).

Les composés phénoliques jouent un rôle essentiel dans la régulation de la vie des sols, par un contrôle de la mise en disponibilité des nutriments. En effet, ils influencent directement la résistance à l'érosion, stimulent, protègent à la fois différentes phases de la vie animale, bactérienne, fongique qui sont les principales responsables de la pédogénèse (Lemieux *et al.*, 2002). Ces caractéristiques biologiques régissent la disponibilité de l'azote et phosphore. C'est ainsi que le sol demeure stable et fertile.

2.2 Voies de biosynthèse de composés phénoliques

Les composés phénoliques sont issus de deux voies (Bruneton, 2009) la voie du shikimate et la voie de l'acétate malonate.

a) La voie de l'acide shikimiques

La voie de l'acide shikimique, est l'une des principales voies de biosynthèse des composés aromatiques y compris les acides aminés notamment la phénylalanine, la tyrosine et le tryptophane (Ghasemzadeh,2011). Ces acides aminés sont le résultat de la condensation du phosphoénol pyruvate et du l'érythrose 4-phosphate qui sont produits à partir des hydrates de carbone respectivement par la voie des pentoses phosphate et la glycolyse (Dewick,1995).

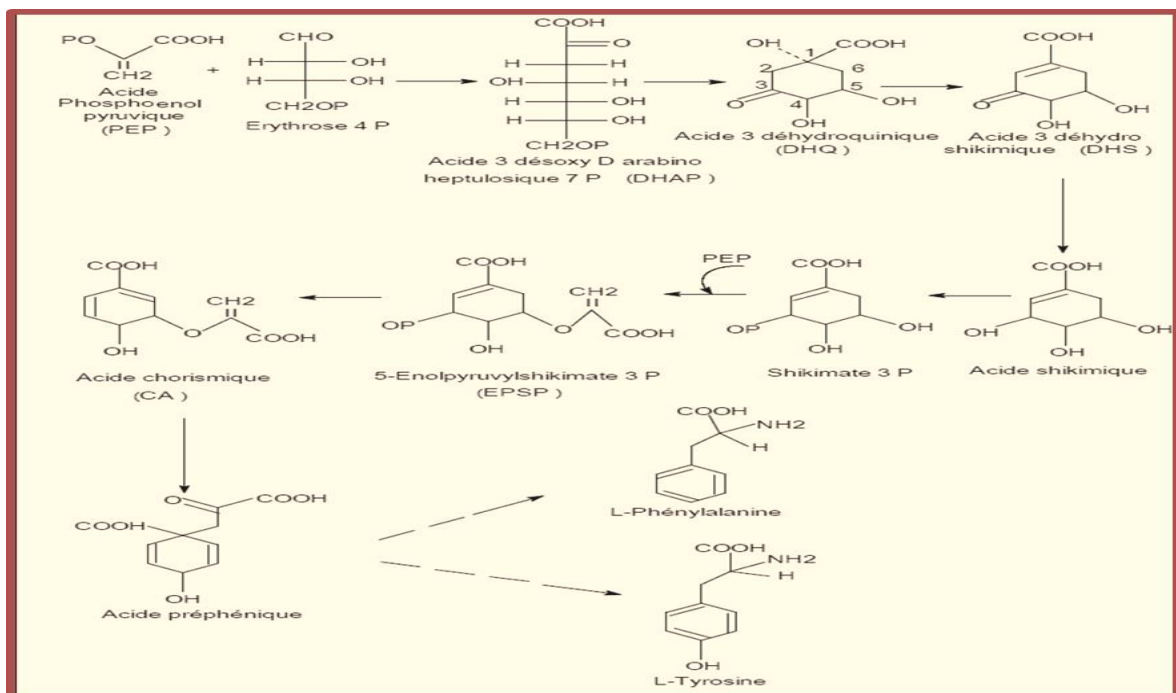


Figure8. Biosynthèse des composés phénoliques par voie shikimate (Bruneton,1999).

La désamination de ces acides aminés conduit aux acides hydroxycinnamiques dont les esters CoA sont à leur tour à l'origine de la plupart des classes de composés phénoliques (Macheix, 1996). Les tanins hydrolysables sont directement produits par l'acide gallique lui-même formé à partir de l'érythrose 4-phosphate (Ghasemzadeh, 2011).

b) La voie d'acétate malonate

Cette voie (fig.9) consiste à réaliser un ensemble de noyaux aromatiques par cyclisation de chaînes polycétoniques, elles-mêmes obtenues par condensation de groupements acétates. Ceci ne se fait qu'après carboxylation de l'acétyle CoA en Malonyl-CoA (Merghem, 2009). Cette voie utilise comme précurseur l'acide acétique activé sous forme d'acétyl-S-coenzyme A. Le couplage des unités acétates conduit à la formation des poly-3-cétoesters qui, après cyclisation, donnent naissance aux composés mono ou polycycliques.

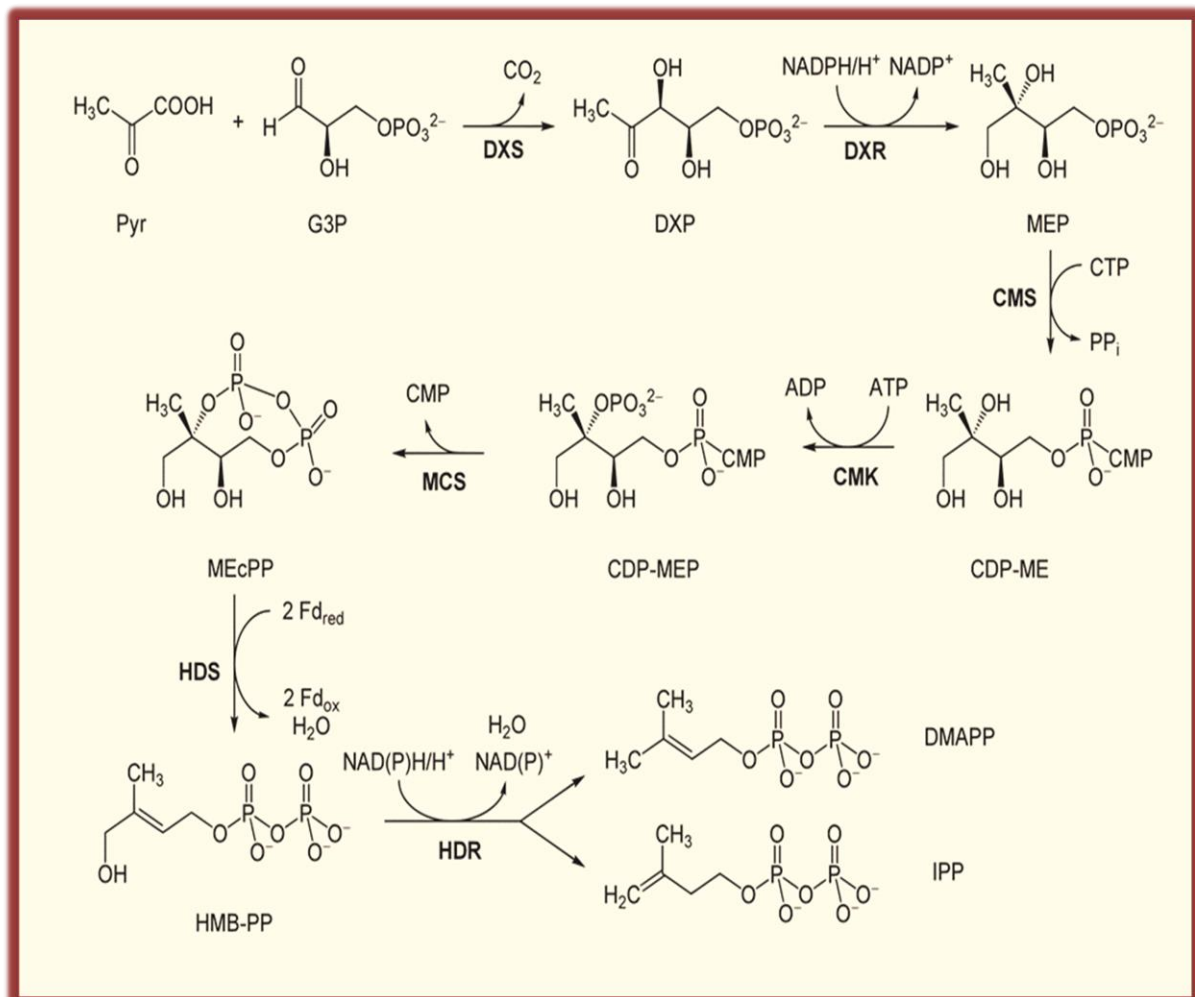


Figure9.Biosynthèse des composés phénoliques par la voie Acétate Malonate (Bruneton,1995).

2.3. Classification

Les composés phénoliques sont très diversifiés et parmi eux : les flavonoïdes et les tanins.

2.3.1. Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des pigments jaunes, très répandus chez les végétaux ; ils sont responsables en particulier de la coloration des fleurs, des fruits et même des feuilles. Abondants chez les plantes supérieures, ils sont présents dans tous les organes jeunes, notamment les feuilles et les boutons floraux (Roux et Catier, 2007). Ce sont des composés phénoliques de type C6-C3-C6 (fig.10), possédant deux cycles benzéniques hydroxylés, A et B, reliées par un hétérocycle oxygéné C (Rijke *et al.*, 2006). Les flavonoïdes sont distingués en plusieurs familles (fig.11), selon la structure et les modifications de leur cycle. (Jiang *et al.*, 2016). Les principales classes des flavonoïdes sont : les flavonols, les flavones, les flavonones, les flavon-3-ols, les isoflavones, et les anthocyanes. (Fraga et Oteiza, 2011)

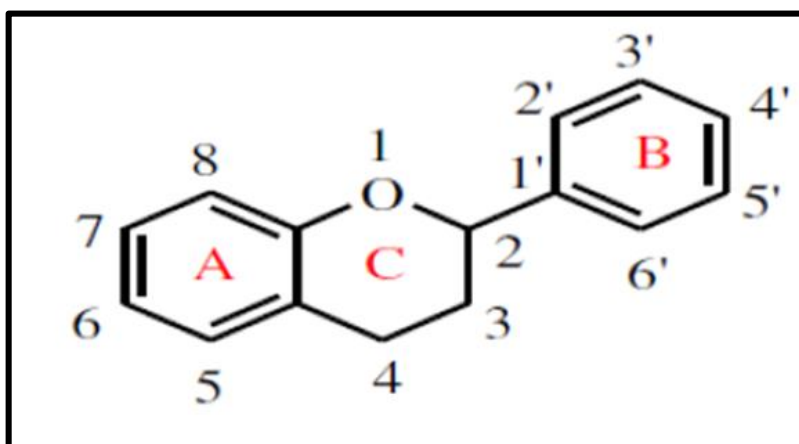


Figure 10. Structure de base de flavonoïde (Massaux, 2012).

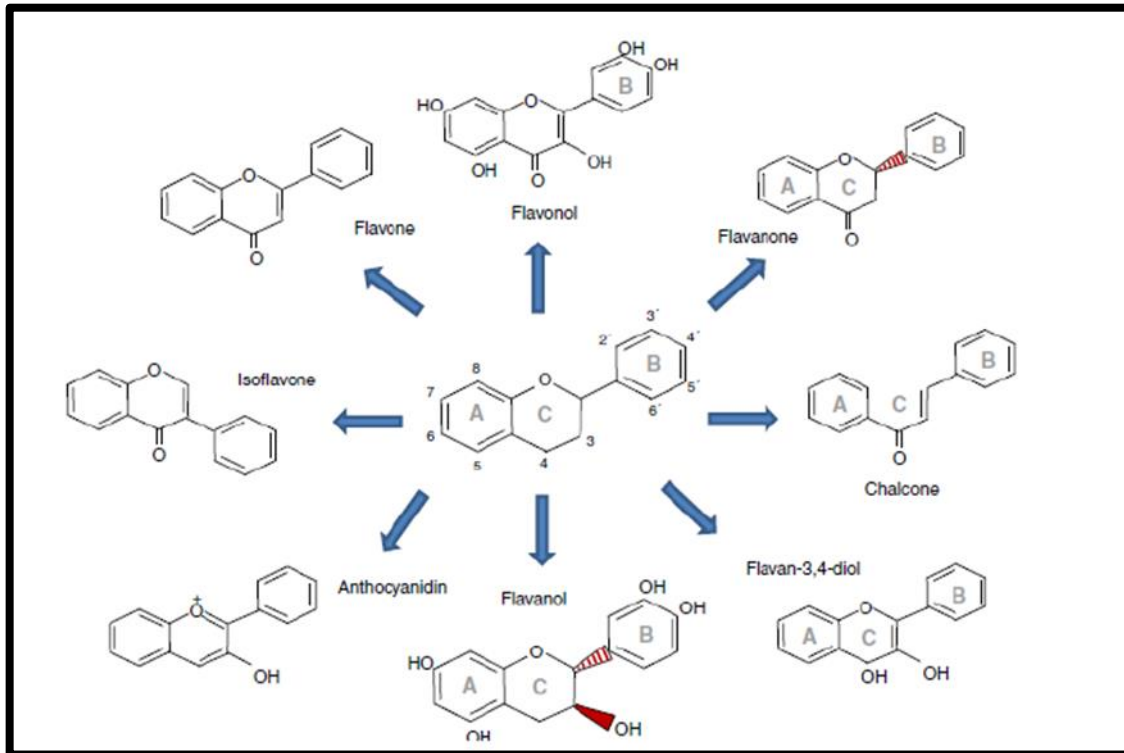


Figure 11. Les structures chimiques des principales familles de flavonoïdes
(Fraga et Oteiza., 2011)

2.3.2. Les tanins

Les tanins sont des composés phénoliques solubles dans l'eau, de poids moléculaire compris entre 500 et 3000 Dalton (**Peronny, 2005**), ayant en commun la propriété de tanner la peau, c'est-à-dire de la rendre imputrescible. Ces substances ont en effet la propriété de se combiner aux protéines, ce qui explique leur pouvoir tannant. Très répandus dans le règne végétal, ils peuvent exister dans divers organes, avec une accumulation plus particulièrement dans les tissus âgés. Ils sont localisés dans les vacuoles, quelque fois combinés aux protéines et aux alcaloïdes (**Roux et Catier, 2007**). Chez les végétaux supérieurs, il existe deux groupes basés sur des différences structurales : les tanins hydrolysables (fig.12) et les tanins condensés (fig.13) (**Fiorucci, 2006**).

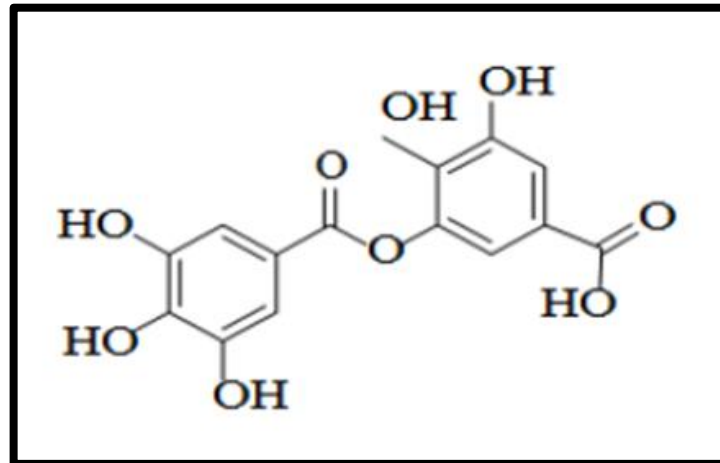


Figure 12. Structure de base des tanins hydrolysables (Hartzfeld *et al.*, 2002).

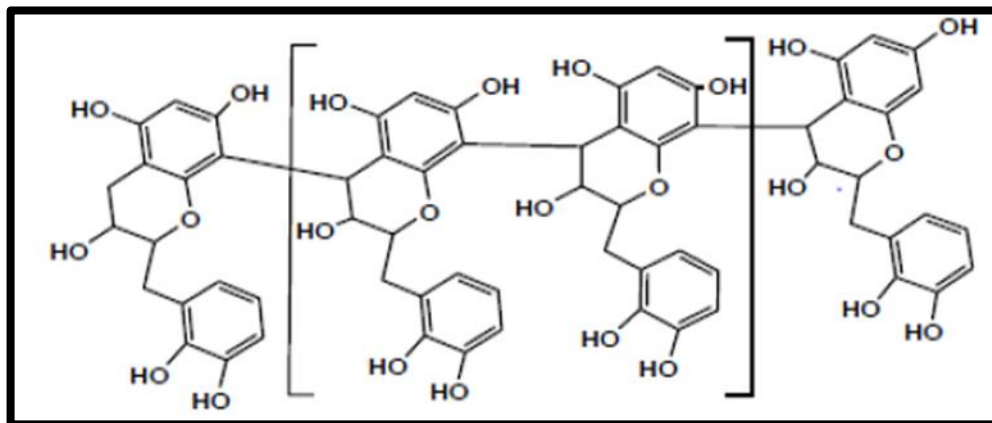


Figure 13. Structure chimique des tanins condensés (Macheix *et al.* 2005).

2.4. Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des substances organiques, à caractère alcalin et présentant une structure complexe (Bruneton, 2009). La présence d'azote confère à la molécule un caractère basique plus au moins prononcé. Leurs rôles s'avèrent d'une extrême importance dû d'une part à leur activité physiologique et d'une autre part à leur toxicité (Cordell, 1981). Ils peuvent se trouver dans toutes les parties de la plante, mais selon les espèces, ils s'accumulent uniquement dans les écorces, dans les racines, dans les feuilles ou dans les fruits (Harborne et Herbert, 1995).

Les alcaloïdes constituent une sources d'azote (**Harborne,1995**), qui améliore à la fois la fertilité des sols et la croissance des cultures et les niveaux de rendements (**Courtois et Masson,1998**).

2.5. Les hétérosides

2.5.1. Les saponines

Les saponines sont des glycosides, des stéroïdes, ou de triterpènes dont la propriété phare est de mousser au contact de l'eau. Ils se composent d'aglycones non polaire liés à un ou plusieurs sucres. Cette combinaison d'éléments structuraux polaires et non polaires explique leur comportement moussant en solution aqueuse (**Manachet *al.*, 2004**).

Ce sont des composés impliqués dans la phyto-protection antimicrobienne (**Hostettma, 1995**). Les applications des saponines s'étendent à l'agriculture, avec utilisation pour l'assainissement des sols (**Chen *et al.*, 2008**) et pesticides naturels (**Chapagainet *al.*, 2007**).

3. Les engrais

Un engrais est une substance organique ou minérale destinée à apporter les éléments nécessaires à l'amélioration de la structure physique et microbiologique d'un sol, afin d'augmenter sa fertilité ainsi le rendement des cultures (**Renaud,2007**).

Il existe deux principaux types d'engrais

a) Les engrais synthétiques

Les engrais synthétiques sont issus de substances transformées chimiquement. Les éléments nutritifs qu'ils libèrent sont immédiatement assimilables par les plantes, sans l'intervention de la vie biologique des sols. Ainsi, ils nourrissent la plante, mais ils n'améliorent pas la fertilité du sol à long terme. Ce type d'engrais permet d'apporter en quantité voulue, un ou plusieurs éléments fertilisants comme l'azote, le phosphore, la potasse, le calcium, le magnésium... ainsi que des oligo-éléments (**Chenot *et al.*,2021**).

b) Les engrais biologiques

Les engrais biologiques, d'origine végétale contiennent la matière organique, formée essentiellement de quatre éléments chimiques : le carbone, l'hydrogène, l'oxygène

et l'azote. Par contre le phosphore, le soufre, et le potassium sont présent avec des petites quantités (**Stout, 1961**).

Pour un élément fertilisant contenu dans la matière organique, la valeur fertilisante correspond à sa fraction qui agit comme un engrais minéral (N, P, K) (**Long,1990**).

c) Rôle de l'engrais organique sur le sol

La matière organique contenu dans les engrais biologiques rend le sol friable, meuble avec une grande porosité, ce qui permet une bonne infiltration de l'eau. Elle relâche les éléments nutritifs, les rendant ainsi accessibles à la plante, améliorant ainsi le rendement des cultures (**Ouédraogo et al., 2008**). En effet, l'augmentation de la teneur en matières organiques des sols dégradés, accélère le lessivage du Na +, diminue le pH et la conductivité électrique, améliorant ainsi la qualité et la fertilité des sols (**Chowdhury et al .,2011**).

Chapitre II

Matériels et Méthodes

Le présent travail consiste à valoriser l'écorce du chêne liège de la région Tizi-Ouzou, Algérie, comme amendement naturel et protecteur des sols. Notre stage s'est déroulé durant la période allant de Mars à Juin 2022.

Le screening phytochimique, l'extraction des polyphénols ainsi que l'estimation de taux d'humidité ont été réalisés au niveau du laboratoire commun de chimie, au campus de Tamda, Tizi-Ouzou.

La mesure du pH aussi que l'estimation du taux de cendre, ont été réalisée au laboratoire de Biologie et Nutrition Animale, au niveau du département de Biologie, Université Tizi-Ouzou.

Le Spectre Infrarouge, a été réalisé au niveau du laboratoire commun de chimie, Faculté des Sciences, Université de Tizi-Ouzou.

1. Matériel

1.1 Matériel végétal :

L'étude a porté sur l'écorce de *Q. suber* L. (fig.14), de nature femelle. L'échantillonnage a été réalisé de manière aléatoire, durant le mois de février 2022, au niveau du dépôt de liège situé sur la route national numéro 12 (RN12) Yakouren Tizi-Ouzou, Algérie.

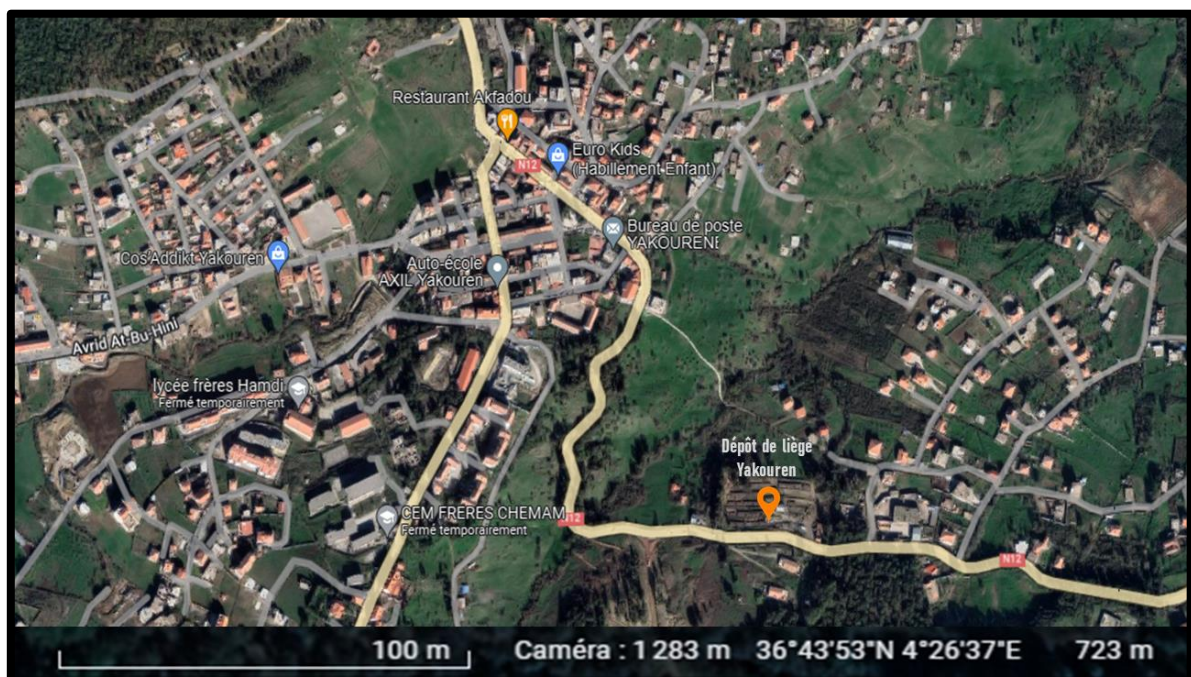


Figure14. Localisation de la station d'échantillonnage (<https://earth.google.com>)

1.2. Préparation des échantillons

La poudre de l'écorce de *Q. suber* L. est obtenue suite aux les étapes suivantes (fig.15).

- ✓ *Etape 1* : Consiste à sélectionner des planches de liège au niveau du dépôt.
- ✓ *Etape 2* : réduction de l'écorce *Q. suber* L. en poudre en utilisant comme matériel une meule et un papier verre.
- ✓ *Etape 3* : par la suite, la poudre végétale est conservée dans des boîtes fermées hermétiquement en vue de son utilisation ultérieure.



Figure15. Les différentes étapes de préparation de l'échantillon (original,2022).

2. Méthodes

2.1. Préparation de l'infusé

À 10 g de poudre végétale (fig.16), nous avons rajouté 100 ml d'eau distillée bouillante. Nous avons laissé infuser pendant 15 minutes. Enfin nous avons filtré, et récupéré l'infusé.

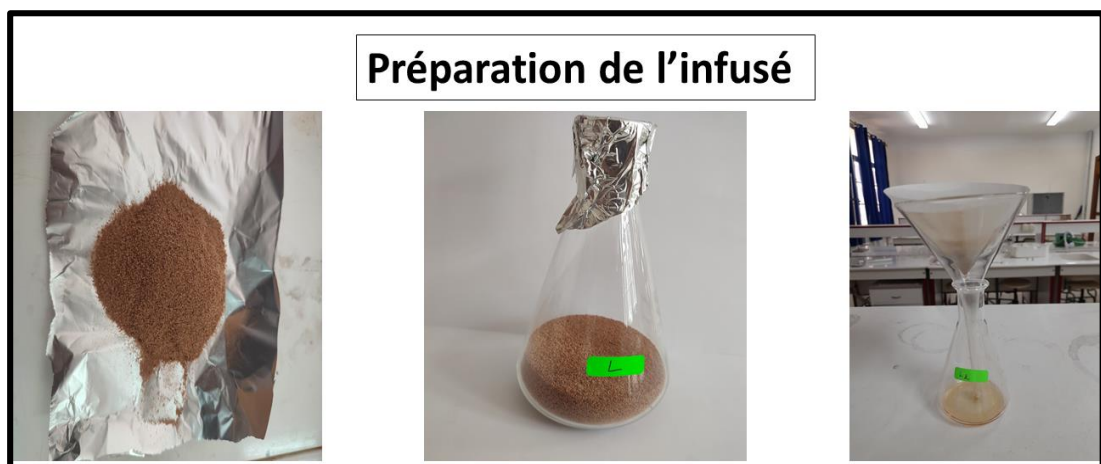


Figure16. Les étapes de préparation de l'infusé (original,2022).

2.2. Screening phytochimique

Ce test est qualitatif, il est effectué soit sur le broyat, soit sur un infusé (Bouyer, 1996). Il constitue la première étape dans la recherche des molécules à activités thérapeutiques, et basé sur des essais de solubilité, des réactions de coloration et de précipitation.

- **Les anthocyanes**

À 5 ml de l'infusé, nous avons ajouté quelques gouttes d'ammoniaque $\frac{1}{2}$. L'apparition d'une couleur rouge, indique la présence des anthocyanes.

- **Les tanins :**

À 5 ml d'infusé, nous avons rajouté quelques gouttes d'une solution de $FeCl_3$ à 5%. La réaction donne une coloration bleue noir en présence des tanins (Bentab et Lasgaa,2015).

- **Les tanins catéchiques**

Nous avons additionné 7 ml de réactif de Stiasny (10 ml de formol à 40% et 5 ml d'HCl concentré) à 15 ml de l'infusé. L'apparition d'une coloration verte foncée indique la présence des tanins catéchiques (Bentab et Lasgaa,2015).

- **Les tanins galliques**

À 5 ml de l'infusé, nous avons rajouté 2 g d'acétate de Sodium et quelques gouttes de $FeCl_3$. L'apparition d'une coloration bleu-vert indique la présence des tanins galliques (Bentab et Lasgaa,2015).

- **Les flavonoïdes**

À 5 ml d'infusé, nous avons additionné 5 ml d'HCl, un copeau de Mg et 1 ml d'alcool isoamylique. La réaction donne une coloration rouge orangée en présence des flavonoïdes.

- **Les alcaloïdes**

À 1g de poudre végétale, nous avons rajouté 10 ml d'acide sulfurique (10%). Après 2 mn d'agitation nous avons filtré. Au filtrat, nous avons ajouté 2 gouttes du réactif de Dragendorff. L'apparition d'un précipité rouge orangé indique la présence des alcaloïdes.

- **Les glucosides**

À 2 g de poudre végétale, nous avons rajouté quelques gouttes d'acide sulfurique. La formation d'une coloration rouge brique qui vire ensuite au violet indique la présence des glucosides.

- **Le mucilage**

Les mucilages sont des molécules hétérogènes à base de polysaccharides. En contact avec l'eau, les mucilages deviennent visqueux et gonflent. Les mucilages contiennent toujours une molécule de glucose (**Gruffat, 2016**).

À 1ml de l'infusé, nous avons ajouté 5ml d'éthanol absolu. L'obtention d'un précipité floconneux indique la présence de mucilage.

- **Les saponines**

À 2 ml de l'infusé, nous avons rajouté 1 ml d'eau distillée, la solution est fortement agitée. Le mélange est laissé pendant 20 minutes. La présence en saponosides est estimée en mesurant la hauteur de la mousse :

- Pas de mousse = test négatif.
- Mousse moins de 1 cm = test faiblement positif.
- Mousse de plus de 2 cm = test fortement positif.
- Mousse de 1 à 2 cm = test positif (**Trease et Evans, 1987**).

2.3 Extraction des polyphénols totaux

Le protocole suivi pour l'extraction des polyphénols a été mis au point par (**Boras, 2015**) il s'agit d'une méthode d'extraction liquide-solide en utilisant le méthanol comme solvant.

À 2g de poudre végétale, nous avons rajouté 30 ml de solution méthanolique à 80%. Après agitation magnétique, pendant 120minutes, nous avons filtré et récupérée les solutions, dans un Erlenmeyer bien fermé et conservée à l'abri de la lumière pour son utilisation ultérieure.

2.3.1. Dosage des polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols a été effectué selon la méthode de coloration de Folin-Ciocalteu (**Michel, 2011**), ce dernier est caractérisé par une solution jaune acide contenant un complexe d'ions (hétéropolyasides), qui seront réduits lors de l'oxydation des phénols d'où la formation d'un complexe de couleur bleu (fig.17).

À 0.5 ml de la solution méthanolique , nous avons rajouté 2.5ml de réactif Folin-Ciocalteu. Après une minute de contact, nous avons rajouté 2ml de carbonate de sodium (NaCO₃).

Les solutions sont mises dans des tubes à essais et ils sont placés dans un bain Marie, à une température de 50°.

Enfin, nous avons mesuré l'absorbance des solutions grâce à un spectrophotomètre de type VIS-7220G, à une longueur d'onde de 760nm. Notons que 3 essais ont été réalisés.

Le taux des polyphénols totaux est exprimé en pourcentage et, obtenu selon la formule suivante

$$\text{Taux de polyphénols (\%)} = \frac{C \times V}{1000 \times m} \times 100$$

C : Concentration en équivalent d'acide gallique (g / L).

V : Volume de la solution (ml).

m : Poids de l'échantillon (g).

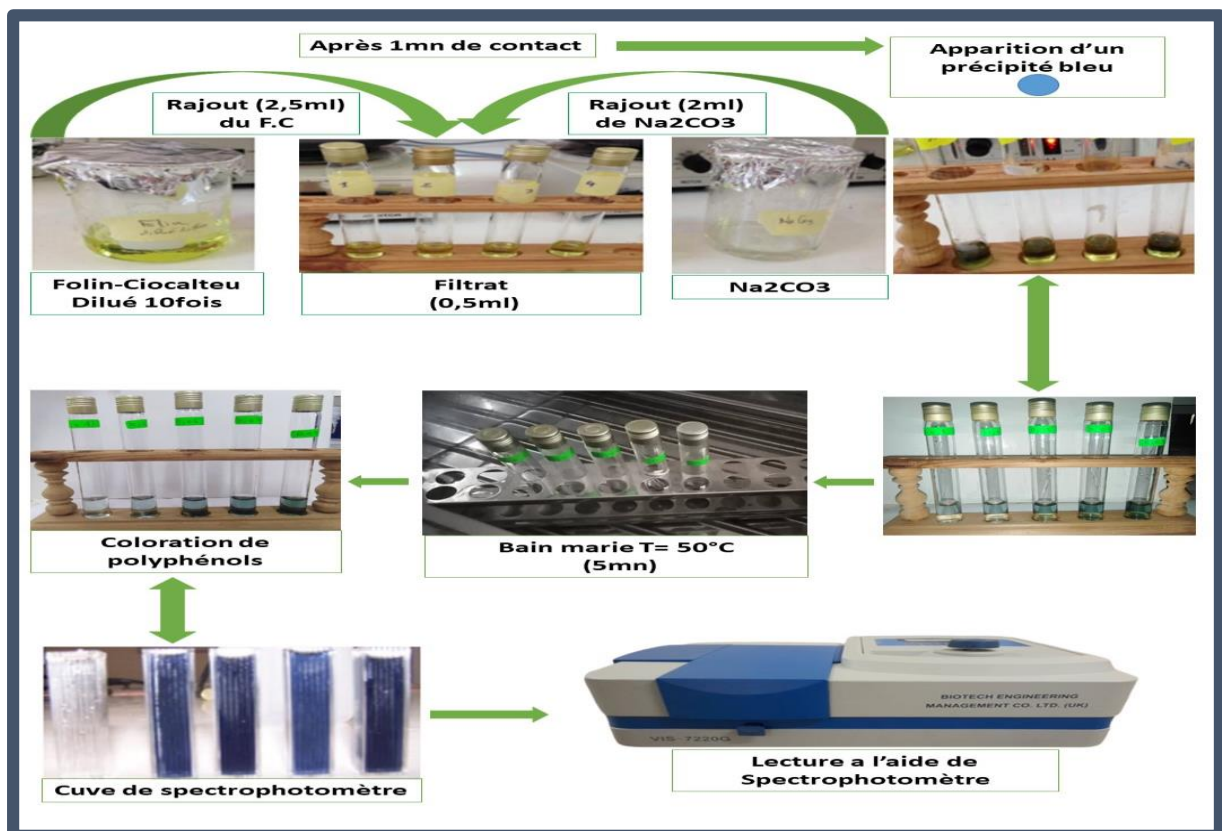


Figure17. Protocole expérimental de l'extraction des polyphénols (original,2022).

2.3.2. Réalisation de la courbe d'étalonnage

Nous avons préparé 6 solutions filles de concentration de 0.01 ; 0.03 ; 0.05 ; 0.07 ; 0.09 ; 0.1g/L, à partir de la solution mère d'acide gallique à 0,5g/l, par la suite, nous avons rajouté 2.5ml de réactif du Folin-Ciocalteu, dans des tubes à essai contenant les solutions filles. Après 3 min de contact nous avons rajouté 2 ml de Na_2CO_3 . Les tubes à essais ont été placés dans un bain Marie, pendant 5 min, à une température de 50° .

Les résultats sont exprimés en μg équivalent d'acide gallique (EAG) par gramme de matière végétale sèche (fig.18). Les lectures sont faites par rapport à un témoin (eau distillée additionnée du réactif).

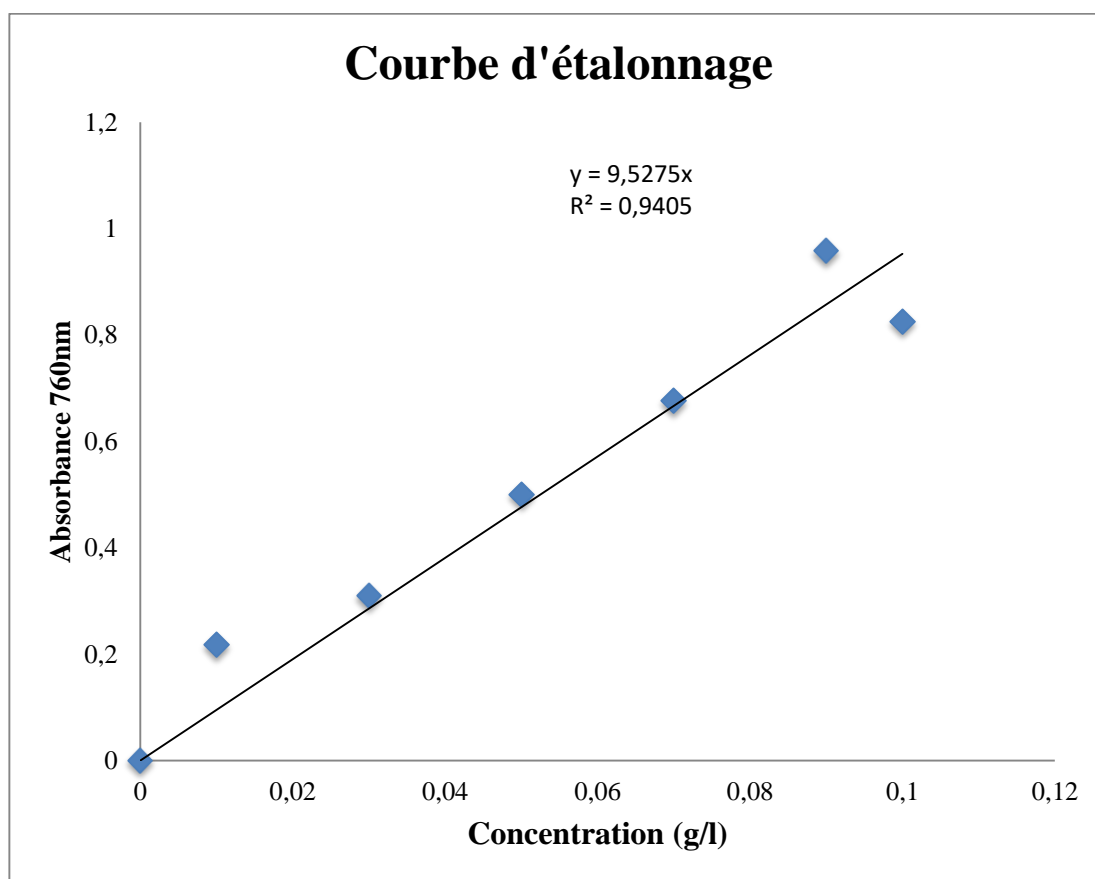


Figure18. Courbe étalon de l'acide gallique en mg ml^{-1}

2.4 Mesure du pH

La mesure du pH permet d'estimer le taux d'acidité de la poudre végétale. Le Protocol suivi pour la mesure du pH est le suivant :

À 10g de poudre végétale, nous avons rajouté 10ml d'eau distillée. Après agitation manuelle pendant 5min, nous avons laissé le tout décanter pendant 2h. Par la suite, nous avons immergé l'électrode du pH mètre dans la phase superficielle (phase liquide) tout en notant la valeur du pH (fig.19). Notons que cette opération s'est répétée à 3 reprises.

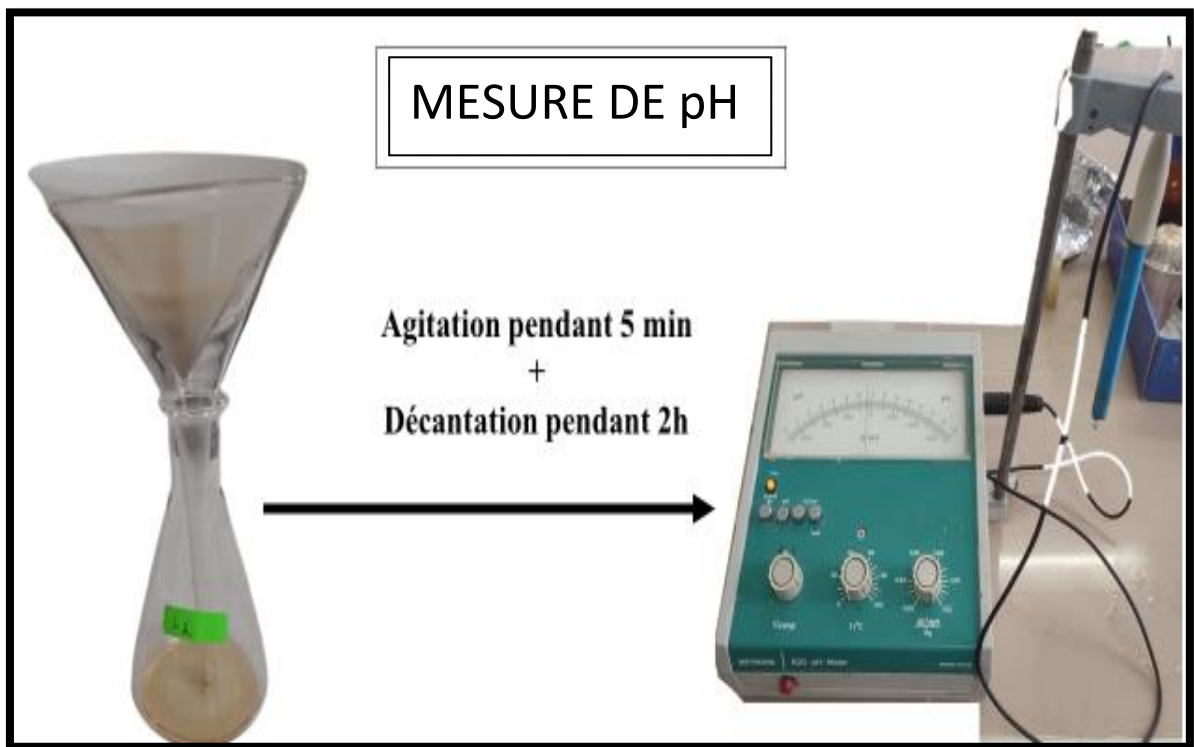


Figure19. Illustration de la technique de mesure du pH (original, 2022).

2.5. Mesure de taux d'humidité

Le taux d'humidité consiste à la mesure de pourcentage d'eau contenue dans les poudres végétales sèches. La teneur en humidité est généralement déterminée selon une approche thermogravimétrique (fig.20), c'est-à-dire par perte à la dessiccation.

Mode opératoire

Pour estimer le taux d'humidité, les étapes suivies sont les suivantes :

- ✓ Prendre le poids du verre de montre à vide et noter la masse (m_0),
- ✓ peser 2g de poudre végétale,
- ✓ introduire la poudre végétale dans le verre de montre et noter le (m_1),
- ✓ placer l'échantillon dans l'étuve à 105°C, pendant (24h),
- ✓ reprendre l'échantillon de l'étuve, laisser refroidir dans un dessiccateur,
- ✓ peser l'échantillon à nouveau dans le verre de montre et noter la masse (m_2),
- ✓ Notons que 3 essais ont été effectués.

Le taux d'humidité est calculé par l'expression suivante.

$$TH(\%) = \frac{m_1 - m_2}{m_2 - m_0} \times 100$$

m_0 : la masse de verre de montre à vide (g).

m_1 : la masse de verre de montre additionné au poids de la poudre végétale avant étuvage(g) .

m_2 : la masse de verre de montre et le résidu après étuvage (g).

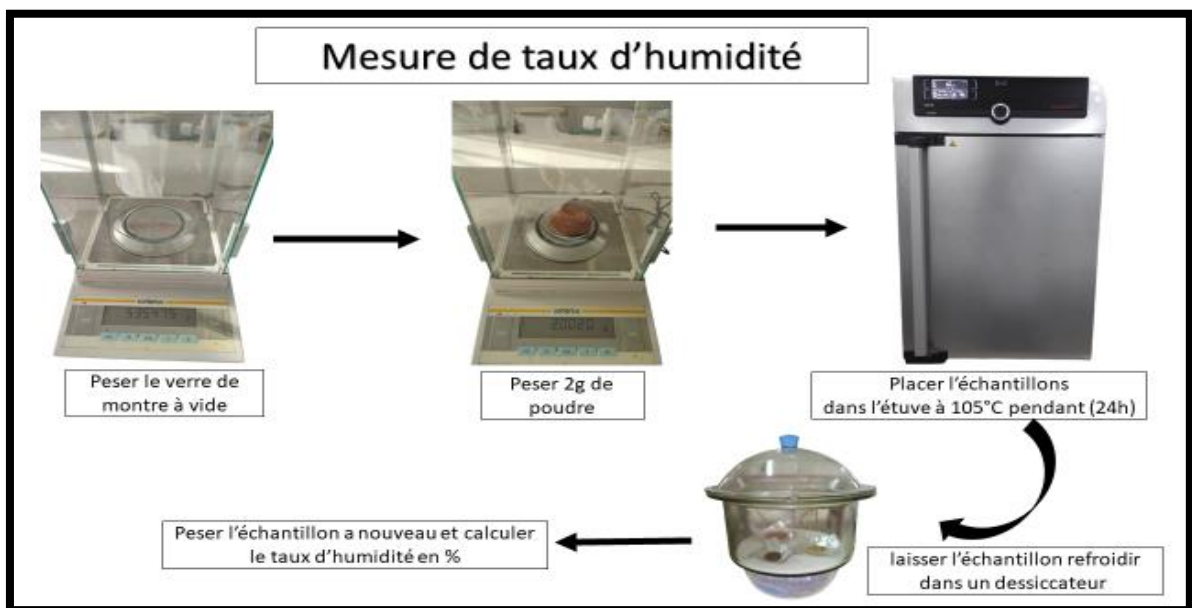


Figure20.Illustration des étapes pour l'estimation de taux d'humidité (original, 2022).

2.6 Taux de cendre

En soumettant une substance végétale à l'incinération, un résidu de cendres constitué par les éléments minéraux se forme. Nous avons obtenu des cendres grises très claires (fig.21)

Mode opératoire

Pour estimer le taux de cendres, nous avons suivis les étapes suivantes :

- ✓ peser les creusets à vides et noter la masse m_2 ,
- ✓ mettre 2 g de poudre végétale et peser l'ensemble a nouveau et noter m_1 ,
- ✓ mettre l'ensemble dans le four à moufle, à une température de et 550°C, pendant 3h30 min,
- ✓ Peser les creusets pour déduire le poids des cendres.

Le taux de cendre est mesuré par l'expression suivante

$$w = \frac{m_1 - m_2}{m_0} \times 100$$

w : teneur en cendres (g).

m_1 : Poids de creuset avec les cendres (g).

m_2 : poids de creusets vide (g).

m_0 : poids de la poudre végétale (2g) .

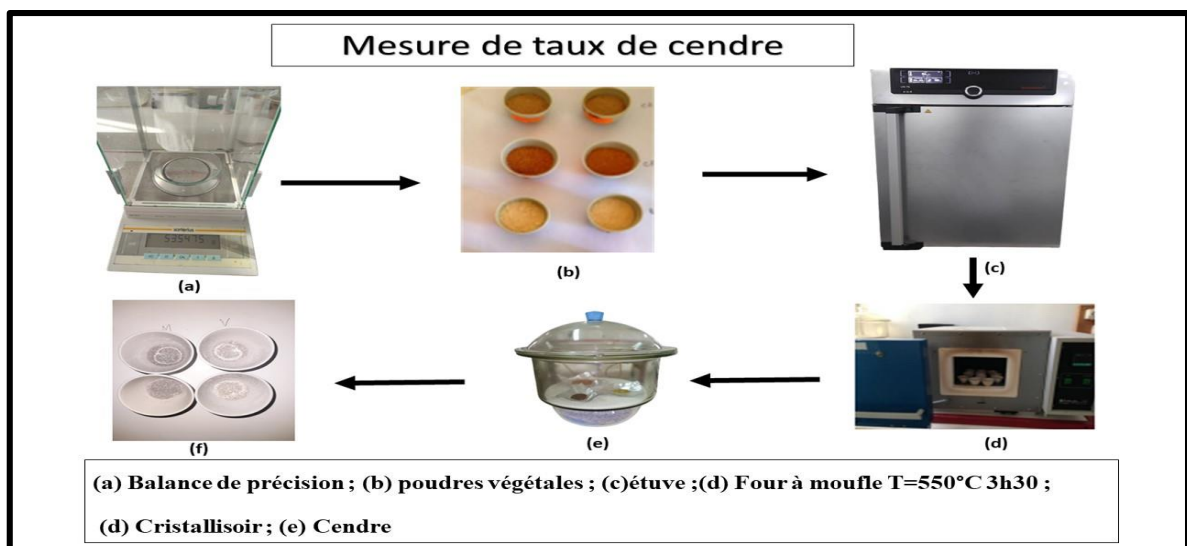


Figure 21. Illustration des étapes d'estimation de taux de cendre (original, 2022).

2.7. Spectrométrie proche infrarouge (SPIR)

Cette technique permet d'obtenir des résultats quantitatifs grâce à l'intensité des bandes d'absorption, mais aussi qualitatif car elle permet d'observer une absorbance particulière à une zone de longueurs d'onde spécifiques d'un matériau (Nancy, 2009).

Mode opératoire

Avant l'analyse spectrométrie proche infrarouge, les échantillons ont été préalablement broyés, tamisés puis séchés.

Dans un premier temps un alignement a été réalisé toutes les heures, par la suite, chaque échantillon a été placé dans un Vial en verre spécial où la poudre est tassée pour éviter les potentielles perturbations du faisceau liées à l'hétérogénéité de la poudre.

Le Vial a été placé sur la fenêtre d'analyse du spectromètre et les spectres sont enregistrés, 64 scans ont été réalisés en une trentaine de secondes avec une résolution de 8 cm^{-1} (nombre d'onde), puis un spectre moyen a été donné par le spectromètre (Nancy, 2009).

Conditions expérimentales

Les spectres infrarouges enregistrés ont été effectués à l'aide d'un spectromètre IR à transformateur de Fourier de type IRAFFinity-1S (SHIMADZU). Les échantillons ont été analysés dans la gamme de fréquence 250- 4000 cm^{-1} (fig22).



Figure22. Spectromètre IR à transformateur de Fourier de type IRAFFinity-1S (SHIMADZU)

(Original,2022).

Chapitre III

Résultats et discussions

1. Screening phytochimique

Les résultats du Screening phytochimique de l'extrait aqueux de l'écorce de *Q. suber* L. sont regroupés dans le tableau 4.

Tableau4. Résultats du Screening phytochimique de l'extrait aqueux de l'écorce de *Q. suber* L.

| Essence végétale Métabolites secondaire | <i>Q. suber</i> L. |
|--|--------------------|
| Alcaloïdes | + |
| Saponines | - |
| Tanins galliques | +++ |
| Tanins | +++ |
| Tanins catéchiques | - |
| Mucilage | - |
| Anthocyanes | ++ |
| Flavonoïdes | + |
| Glucosides | ++ |

+ : Présence.

++ : Moyennement présent.

- : Absence.

+++ : Fortement présent.

Le screening phytochimique, nous a permis de révéler la présence de quelques métabolites secondaires (Les tanins, les anthocyanes, les alcaloïdes, les glucosides, les flavonoïdes), tout en notant, l'absence des saponines et des tanins catéchiques, et voire même des mucilages.

La détection de ces composés chimiques est basée sur des essais de solubilités des constituants, des réactions de précipitation, d'un changement de couleur (**Kanoun, 2011**).

Les composés phénoliques jouent un rôle essentiel dans la régulation de la vie des sols, par un contrôle de la mise en disponibilité des nutriments (azote, phosphore, potassium). Ils influencent directement la résistance à l'érosion, stimulent, protègent à la fois les différentes phases de la vie animale, bactérienne et fongique qui sont les principales responsables de la pédogenèse (**Lemieux et al., 2002**). Selon Harbone (1995), les alcaloïdes et les tanins identifiés dans la poudre de l'écorce de *Q. suber* L. constitueraient une source d'azote qui amélioreraient à la fois la croissance des cultures et les niveaux de rendement.

La présence de ces métabolites ferait de la poudre de l'écorce de *Q. suber* L. un bon biofertilisant pour les sols pauvres.

2. Détermination de taux de polyphénols totaux

Le résultat du taux de polyphénols totaux de l'écorce de *Q. suber* L. est mentionné dans la figure 23

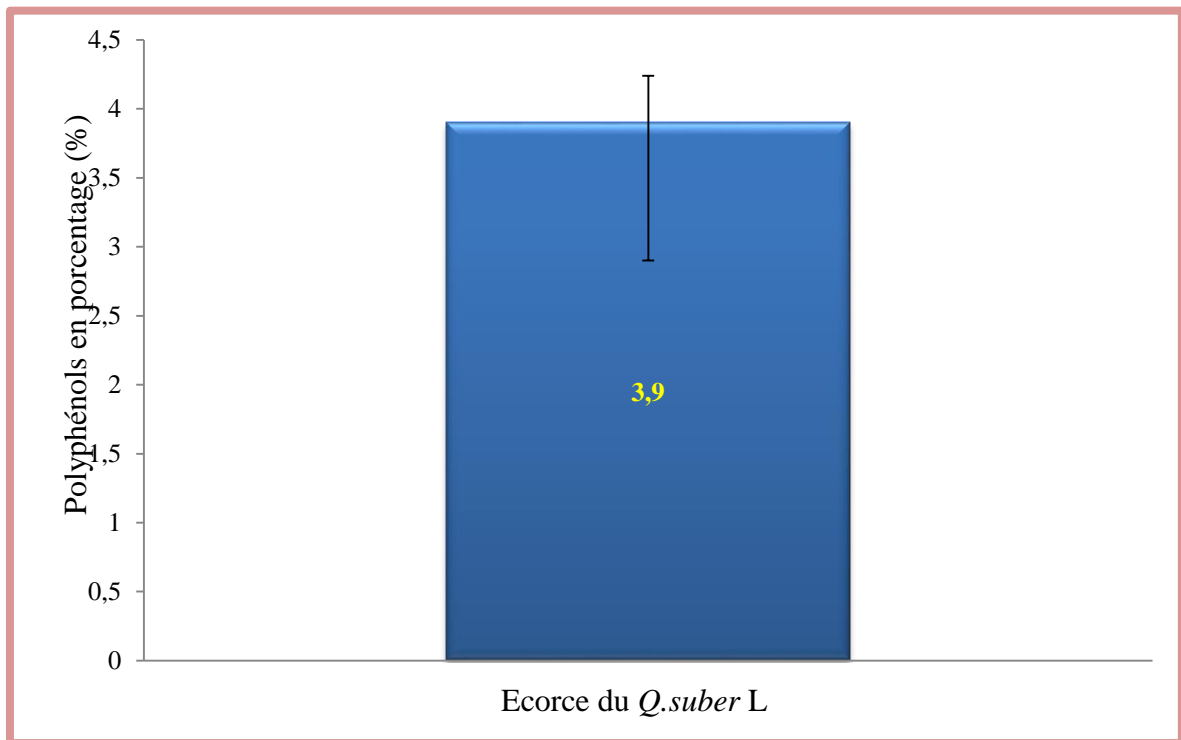


Figure 23. Taux de polyphénols totaux exprimés en pourcentage (%) dans l'écorce de *Q. suber* L.

La teneur en polyphénols de l'écorce de *Q. suber* L. exprimé en pourcentage (%) (fig.23) est calculé suite à des dosages effectués, à une longueur de 760 nm, est de l'ordre de 3.9% \pm 1.22.

Selon **Haward (1989)**, si les polyphénols sont présents en quantité modérée, ils régissent la disponibilité en azote et en phosphore, par contre, s'ils sont abondants, ils inhibent certains processus microbiens, notamment, la nitrification.

Néanmoins, les phénols sont solubles dans l'eau et modérément volatiles, ils sont donc très mobiles dans les sols (**Haward, 1989**). Par conséquent, ils peuvent être lessivés facilement des sols et contaminer la nappe phréatique.

Le taux des polyphénols, présents dans la poudre de l'écorce de *Q. suber* L. n'est pas très élevé, donc ceci pourraient être un bon critère de biofertilisation.

3. Mesure du pH

Les résultats de la mesure du pH de l'extrait aqueux de l'écorce du *Q. suber* L. sont représentés dans le tableau.

Tableau5. Résultat de la mesure du pH de la poudre de l'écorce de *Q. suber* L.

| Essence végétale | <i>Q. suber</i> L. |
|------------------|--------------------|
| pH | 6,23±0.473 |

L'analyse du potentiel d'hydrogène de l'extrait aqueux de l'écorce du *Q. suber* L. a permis de définir le type de pH, qui avoisine la neutralité, il est de l'ordre de 6.23 ± 0.473 .

La fertilité des sols, et le niveau de rendement des cultures est proportionnellement lié au pH des sols. Un pH avoisinant la neutralité favorise la vie des microorganismes ainsi la biodégradation de la matière organique.

Le pH de l'écorce de *Q. suber* L. a une influence positive sur les éléments fertilisants et améliore la vie mycorhizienne.

A cet effet viennent s'ajouter les conclusions de **Danielle (2014)**, qui stipulent qu'un pH qui se situe entre 6 et 7 favorise la disponibilité des éléments fertilisants et l'activité des microorganismes.

L'écorce de *Q. suber* L. pourrait constituer une alternative biologique qui permettrait de réguler le pH des sols pauvres.

4. Taux de cendre

Après l'incinération de la poudre de l'écorce de *Q. suber* L., pendant 3h à 550°C, la matière organique a totalement disparu. Le résultat du taux de cendre est exprimé en pourcentage (%), représenté dans la figure 24.

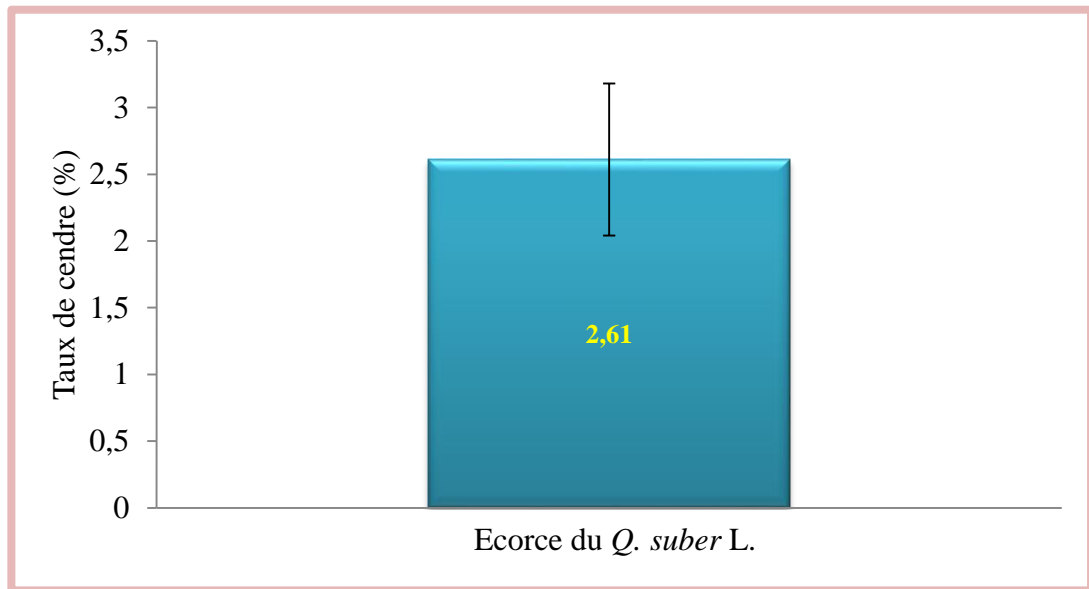


Figure 24. Résultat du taux de cendre exprimé en pourcentage (%) dans la poudre de l'écorce de *Q. suber* L.

Le taux de cendre de la poudre est de l'ordre de $2.61\% \pm 0.724$.

La matière organique a totalement disparu et il ne reste que la matière minérale qui est constituée principalement de soufre, phosphore, chlore, silicium, potassium, calcium, magnésium, fer, sodium et d'azote, du zinc et du bore et des oligoéléments qui sont considérés comme éléments de base de la fertilité des sols (Masson et Cortois, 1998). Par ce fait, les cendres de *Q. suber* L. constitueraient une source de minéraux directement assimilable, permettant d'établir un équilibre entre la fraction minérale et la fraction organique dans le sol, assurant ainsi la régulation de son pH (Vullioud et al., 2006).

Les cendres de *Q. suber* L. alcalinisent le sol, elles pourraient être utilisées comme un bon engrais potassique sur les sols acides, en tenant compte du pH du sol.

5. Mesure de taux d'humidité

Le résultat de la mesure d'humidité de la poudre de l'écorce du *Q. suber* L. est représenté dans le tableau.

Tableau 6. Résultat de la mesure du taux d'humidité de l'écorce de *Q. suber* L.

| Essence végétale | <i>Q. suber</i> L. |
|---------------------|--------------------|
| Taux d'humidité (%) | 4,16±0.615 |

Le taux d'humidité de la poudre de l'écorce du *Q. suber* L. est de l'ordre de 4.16%±0.615.

Le taux d'humidité allant de 6 à 12 % donne un caractère hydrophile, les sites hydroxyles agissent comme un plastifiant et lubrifiant entre les particules du sol et confèrent une résistance à la traction (Rowell, 1984). Le taux d'humidité de la poudre végétale de l'écorce du *Q. suber* L. pourrait éviter à la fois l'asphyxie et stress hydrique des sols.

6. Analyse de la poudre végétale par spectrométrie proche infrarouge (SPIR)

Le résultat de l'analyse spectrale par Spectrométrie Proche Infrarouge (SPIR) de la poudre végétale de *Q. suber* L. est présenté dans la figure 25.

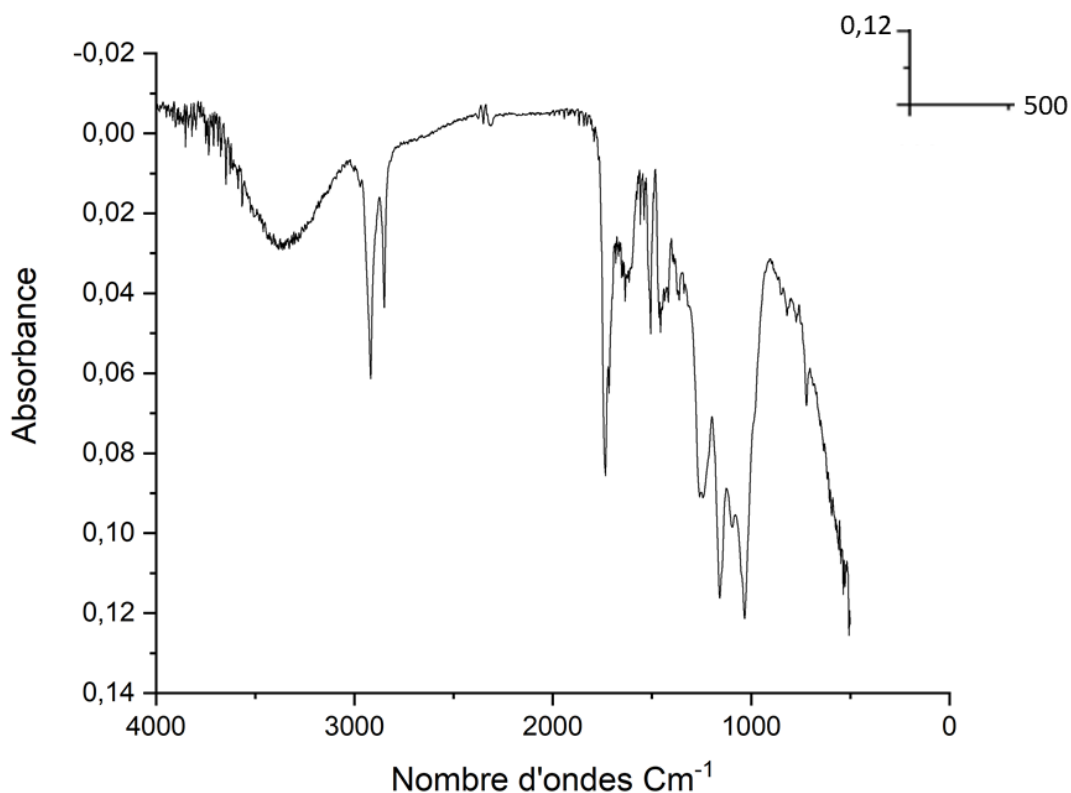


Figure25. Spectre IR de la poudre de l'écorce de *Q. suber* L.

L'analyse par SPIR montre la présence de différentes bandes de vibration. Chaque bande d'absorption qui apparaît sur le spectre correspond à une fonction ou à un groupement chimique (tab07).

Tableau7. Les bandes d'absorption enregistrées pour la poudre de l'écorce de *Quercus suber* L. :

| Poudre | Bandes(cm^{-1}) | Nature | Atribution |
|--------------------------------------|----------------------------|------------------|------------|
| Ecorce de <i>Q. suber</i> L. (liège) | 450 | Forte et intense | C-I |
| | 1000 à 1500 | Large et intense | C-O /C-N |
| | 1700 | Moyenne | C=O |
| | 2900 | Faible | C-H |
| | 3200 à 3500 | Faible | O-H /N-H |

L'observation des différentes bandes du spectre, a donnée suite aux résultats suivants :

La série de bandes situées entre 1000 et 1500 cm^{-1} correspondent aux vibrations d'élongation des liaisons (C-O) et (C-N).

La bande centrée a 1700 cm^{-1} correspond aux vibrations d'élongation des liaisons (C=O).

Deux bandes centrées a 2850 et 2918 cm^{-1} attribuées aux vibrations d'élongation des groupements (C-H).

La série des bandes situées entre 3200 et 3500 cm^{-1} sont attribuées aux groupements (O-H) et (N-H).

Conclusion

Notre travail s'intègre dans le cadre de l'amélioration de la fertilité et la préservation de la vie des sols, par des moyens peu coûteux et qui n'affectent pas l'environnement. A travers la valorisation de l'écorce de chêne liège comme amendement efficace et naturel, limitant ainsi les effets néfastes de l'utilisation des engrais chimiques.

Au cours de notre travail, nous avons tenté d'évaluer certains paramètres tels que la teneur en polyphénols totaux, le pH, le taux de cendre et l'humidité de notre poudre végétale.

Le screening phytochimique effectué sur l'écorce de *Quercus suber* L. a permis de mettre en évidence diverses classes de métabolites secondaires : les alcaloïdes, les saponines, les tanins galliques et catéchiques, les mucilages, les anthocyanes, les flavonoïdes et les glucosides. Cependant, les saponines, tanins catéchiques, et les mucilages se sont avérés absents.

La présence de ces métabolites ferait de la poudre de *Q. suber* L. un bon biofertilisant pour les sols pauvres.

Le taux des polyphénols, présents dans la poudre de l'écorce de *Q. suber* L. est de l'ordre $3.9\% \pm n$ n'est pas très élevé, donc ceci pourraient être un bon critère de biofertilisation.

L'analyse du potentiel d'hydrogène de l'extrait aqueux de l'écorce du *Q. suber* L., de l'ordre de 6.23 ± 0.473 permettrait de réguler le pH des sols pauvres.

Le taux de cendre de la poudre est de l'ordre de $2.61\% \pm 0.724$ alcalinise le sol, elles pourraient être utilisées comme un bon engrais potassique sur les sols acides, en tenant compte du pH du sol.

Le taux d'humidité de la poudre de l'écorce du *Q. suber* L. est de l'ordre de $4.16\% \pm 0.615$ donne un bon caractère hydrophile, permettant d'éviter à la fois l'asphyxie et stress hydrique des sols.

Ces résultats, suggèrent que l'écorce de *Quercus suber* L. pourrait fortement améliorer les paramètres physiques et chimiques d'un sol, ainsi constituer une alternative aux intrants chimiques.

Conclusion

L'ensemble de ces résultats obtenus est une première étape dans la recherche de substances d'origine naturelle pouvant constituer une alternative aux intrants chimiques utilisés en agriculture, il serait intéressant par ailleurs de :

- Etudier, d'une manière approfondie les effets nutritifs qui peuvent être apportés par ce type de fertilisation et à déterminer d'une façon plus détaillée la valeur ajoutée d'un tel produit.
- Réaliser des dosages d'azote et potassium et phosphore sur la poudre de l'écorce *Q. suber* L.
- Evaluer le taux de flavonoïdes et de tanins contenus dans la poudre de l'écorce
- Mise en œuvre de la poudre de l'écorce *Q. suber* L. sur différents sols et cultures.

Référence bibliographique

- **Bruneton Y.,2015.** Espaces metropolitains et mobilites autour des capitales du koryo (xe-xiv e siecles)-du polymetropolitanisme au monometropolitanisme—.
- **Bekdouche F., 2010.** Evolution après feu de l'écosystème subéraie de Kabylie (nord algerien) (Doctoral dissertation, Universite Mouloud Mammeri).
- **Belabbas A. ,1996.** Satisfaction de contraintes et validation des grammaires du langage naturel (Doctoral dissertation, Paris 13).
- **Bentab., Lasgaa, N., 2015.** Étude phytochimique et évaluation des activités biologiques de deux plantes Fredoliaaretioides et echiumvulgare de l'ouest algérien.de doctorat, P : 20- 21.
- **Boudy P.,1950.** Économie forestière nord-africaine. Monographie et traitement des essences. Tome II, Fascicule 1. Ed. Larose,Paris. 525PP.
- **BOUDY P.,1952.** Guide de forestier en Afrique du Nord, Ed: librairie agricole, horticole, forestière et ménagère, Paris, 505 P.
- **Boudy P., 1955.** Economie forestière de Nord-Africaine. T4. Description forestière de d'Algérie et de la Tunisie. 483 P.
- **Bouhraoua R.T ., 2003 :** situation sanitaire de quelques forêts du chêne liège de l'ouest Algérien. Etude particulière des problèmes posés par les insectes. Thèse. Doctorat. Département Forêt, Faculté des Sciences, l'université de Tlemcen.
- **Bouyer, P., 1996.** Microwave signal generation with optical injection locking. Optics letters, 21(18), 1502-1504.
- **Bruneton J.,2009.** Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales (4e éd.). Lavoisier.
- **Bruneton J .,1995.** Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes Médicinales. 3ème édition
- **Bruneton J.,1999.** Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes Médicinales. 3ème édition, Techniques & Documentation, Paris.
- **Canellas et Montero ., 2002.** The influence of cork oak pruning on the yield and growth of cork. Annals of forest science, 59(7), 753-760.
- **Chen, J ,Ahn, K. C., Zhao, B., Cherednichenko, G., Sanmarti, E., Denison, M. S. & Hammock, B. D. 2008.** In vitro biologic activities of the antimicrobials triclocarban, its analogs, and triclosan in bioassay screens: receptor-based bioassay screens. Environmental health perspectives, 116(9), 1203-1210.

- **Chenot, Song, Q., Khadir, S., Vézian, S., Damilano, B., Mierry, P. D., S., Genevet, P., 2021.** Bandwidth-unlimited polarization-maintaining metasurfaces. *Science advances*, 7(5), eabe1112.
- **Chakraborty, S., Chowdhury, S., & Saha, P. D., 2011.** Adsorption of crystal violet from aqueous solution onto NaOH-modified rice husk. *Carbohydrate Polymers*, 86(4), 1533-1541.
- **Cordell, G. A., 1981.** Catharanthus alkaloids. XXXIV. Catharanthamine, a new antitumor bisindole alkaloid from *Catharanthus roseus*. *Journal of natural products*, 44(3), 289-293.
- **Costa de Oliveira, A., Silva Queiroz, K., 2001.** O processamento doméstico do feijão-comum ocasionou uma redução nos fatores antinutricionais fitatos e taninos, no teor de amido e em fatores de flatulência rafinose, estaquiase e verbascose. *Archivos latinoamericanos de Nutrición*, 51(3), 276-283.
- **Courtois M. & Masson P., 1999.** Contribution à l'analyse des facteurs de la qualité du liège brut. Forêt méditerranéenne, t. XX, n°2, juin 1999. pp. 95-102.
- **Croteau, R., Kutchan, T. M., & Lewis, N. G., 2000.** Natural products (secondary metabolites). *Biochemistry and molecular biology of plants*, 24, 1250-1319.
- **DESSAIN G. et TONDELIER M. (1991)** .Le liège méditerranéen. Édit. Presse agronomique de Gembloux. 362 P.
- **Dewick, P. M. 1995.** The biosynthesis of shikimate metabolites. *Natural product reports*, 12(2), 101-133.
- **Fiorucci S., 2006.** Activités biologiques de composés de la famille des flavonoïdes : approches par des méthodes de chimie quantique et de dynamique moléculaire. Thèse de doctorat en Chimie.
- **Fraga, C. G., & Oteiza, P. I., 2011.** Dietary flavonoids: role of (-)-epicatechin and related procyanidins in cell signaling. *Free Radical Biology and Medicine*, 51(4), 813-823.
- **Fraval, A., 1991.** La lutte biologique: un aperçu historique. COURRIER DE LA CELLULE ENVIRONNEMENT INRA, 15(15), 37-60.
- **Ghasemzadeh, A., 2011.** Effect of CO₂ enrichment on synthesis of some primary and secondary metabolites in ginger (*Zingiber officinale* Roscoe). *International Journal of Molecular Sciences*, 12(2), 1101-1114.

- **Ghedadba, N., Hambaba, L., Ayachi, A., Aberkane, M. C., Bousselsela, H., & Oued-Mokhtar, S. M., 2015.** Polyphénols totaux, activités antioxydante et antimicrobienne des extraits des feuilles de *Marrubium deserti* de Noé. *Phytothérapie*, 13(2), 118-129.
- **Ghouil, H., Montpied, P., Epron, D., Ksontini, M., Hanchi, B., & Dreyer, E., 2003.** Thermal optima of photosynthetic functions and thermostability of photochemistry in cork oak seedlings. *Tree physiology*, 23(15), 1031-1039.
- **Gruffat, D., 2016.** Prédiction du profil en acides gras polyinsaturés n-6 et n-3 à partir des acides gras majeurs. In *16èmes Journées Sciences du Muscle et Technologies des Viandes (16èmes JSMTV)* (No. Hors-Série (4è trimestre 2016), pp. 67-68). ADIV.
- **Harborne J B et Herbert B, 1995.** Phytochemical dictionary : a handbook of bioactive compounds from plants .London ; Bristol, Pa. : Taylor & Francis
- **Harborne J B, 1995.** Anthocyanins and other flavonoids. *Natural Product Reports*, 12(6), 639-657.
- **Hartzfeld, P. W., Forkner, R., Hunter, M. D., & Hagerman, A. E., 2002.** Determination of hydrolyzable tannins (gallotannins and ellagitannins) after reaction with potassium iodate. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(7), 1785-1790.

(Houston et al., 2016).

- **Jiang, J., & Xiong, Y. L. 2016.** Natural antioxidants as food and feed additives to promote health benefits and quality of meat products: A review. *Meat science*, 120, 107-117.
- **Kanoun K, 2011.** Contribution à l'étude phytochimique et activité antioxydante des extraits de *Myrtus communis* L. (Rayhane) de la région de Tlemcen (Honaine)
- **Karoune, S., 2008.** Effets des boues résiduaires sur le développement des semis du chêne liège (*Quercus suber* L.). Mémoire En vue de l'obtention du diplôme de magistère En Écologies Végétale. Université Mentouri Constantine. 198p.
- **Macheix, J. J., Fleuriet, A., & Jay-Allemand, C. , 2005.** Les composés phénoliques des végétaux: un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. PPUR presses polytechniques.
- **Macheix, J. J., 1996.** Flavan accumulation in stems of *Platanus acerifolia* seedlings inoculated with *Ceratocystis fimbriata* f. sp. platani, the canker stain disease agent. *Canadian Journal of Botany*, 74(12), 1982-1987.

- **Maire, R. 1961.** Flore de l'Afrique du Nord: Maroc, Algérie, Tunisie, Tripolitaine, Cyrénaïque et Sahara, par le Dr René Maire... Publiée par les soins de Pierre Quézel " Dictyledonae", clé générale," Archichlamydeae", casuarinales, piperales, salicales, juglandales, fagales, urticales, proteales, santalales, aristolochiales, poygonales...[Publié par Pierre Quézel.]. P. Lechevalier.
- **Manach, J. Bessemoulin, P., Bourdette, N., Courtier, P., 2004.** La canicule d'août 2003 en France et en Europe. *La météorologie*.
- **Massaux, C. 2012.** Polyphénols: des alliés pour la santé. *Abeilles & Cie, 149, 4.*
- **Merghem, R., AMINA, S. T., & Dehimat, L., 2009.** Étude phytochimique et évaluation de l'activité antibactérienne d'une Labiée: *Thymus hirtus*. *Sciences & Technologie. C, Biotechnologies, 25-29.*
- **Michel, J., Jourdes, M., Silva, M. A., Giordanengo, T., Mourey, N., & Teissedre, P. L., 2011.** Impact of concentration of ellagitannins in oak wood on their levels and organoleptic influence in red wine. *Journal of Agricultural and Food Chemistry, 59(10), 5677-5683.*
- **Nancy, Presses Universitaires de Nancy., 2009,** 515 p. *Documents pour l'histoire des techniques. Nouvelle série, (20), 237-239.*
- **Natividade, J., 1956.** Subériculture, édition française de l'ouvrage portugais «Subéricultura». *ENGREF. Nancy, France.*
- **Ouedraogo, O., Thiombiano, A., Hahn-Hadjali, K., & Guinko, S., 2008.** Diversité et structure des groupements ligneux du parc national d'Arly (Est du Burkina Faso). *Flora et Vegetatio Sudano-Sambesica, 11, 5-16.*
- **Pausas, J. G., & Paula, S., 2012.** Fuel shapes the fire–climate relationship: evidence from Mediterranean ecosystems. *Global Ecology and Biogeography, 21(11), 1074-1082.*
- **Pereira, J. S., Bugalho, M. N., Caldeira, M. C., Aronson, J., & Pausas, J. G., 2011.** Mediterranean cork oak savannas require human use to sustain biodiversity and ecosystem services. *Frontiers in Ecology and the Environment, 9(5), 278-286.*
- **Peronny, S., 2005.** La perception gustative et la consommation des tannins chez le maki (*Lemur catta*) (Doctoral dissertation, Museum national d'histoire naturelle-MNHN PARIS).
- **Piazzetta, R., 2014.** Les techniques de régénération du chêne-liège au Maroc. *Forêt méditerranéenne, 35(2), 161-170.*

- **QUEZEL P., 2002.** La réflexion sur l'évolution de la flore et de la végétation méditerranéenne. Édit. IBISPRESS.
- **QUEZEL P.,1976.** Les forêts du pourtour méditerrané. Notes techniques de MAB2. Paris. Édit. Presses de l'UNESCO, pp. 375-391.
- **Raven, J. A Beardall, J., Roberts, S., 2005.** Regulation of inorganic carbon acquisition by phosphorus limitation in the green alga *Chlorella emersonii*. *Canadian Journal of Botany*, 83(7), 859-864.
- **Renaud, P. E., 2007.** Multidecadal stability of benthic community structure in a high-Arctic glacial fjord (van Mijenfjord, Spitsbergen). *Polar Biology*, 30(3), 295-305.
- **Rijke, E., Out, P., Niessen, W. M., Ariese, F., Gooijer, C., & Udo, A. T.,2006.** Analytical separation and detection methods for flavonoids. *Journal of chromatography A*, 1112(1-2), 31-63.
- **Roux, D & Catier, O.,2007.** Botanique pharmacognosie phytothérapie. Cahiers du préparateur en pharmacie. Groupe Liaisons.
- **Rowell, R.,1984.** The chemistry of solid wood. *The chemistry of solid wood*.
- **Sierra S,Rezinciuc, S., , J. V., Oidtmann, B., & Diéguez-Uribeondo, J.,2015.** The biology of crayfish plague pathogen *Aphanomyces astaci*. *Current Answers to Most Frequent Questions in Freshwater Crayfish: A Global Overview*, 182-204.
- **Silva K., , Paulo S, J., De Bello, F., Bugter, R., Grandin, U., & Harrison, P., 2005.** Indicators of biodiversity and ecosystem services: a synthesis across ecosystems and spatial scales. *Oikos*, 118(12), 1862-1871.
- **Tahar, M.,2012.** Analytical determination of coefficients in crack-tip stress expansions for a finite crack in an infinite plane medium. *International Journal of Solids and Structures*, 49(3-4), 556-566.
- **Trease et Evan ., 1987.** Trease and Evans' pharmacognosy. *General Pharmacology*, 2(29), 291.
- **Veillon, J. E. A. N. ,1998.** Threatened plants of New Caledonia: is the system of protected areas adequate. *Biodiversity and Conservation*, 7(1), 109-135.
- **Vigne, P.,1990.** Endothelin stimulates phosphatidylinositol hydrolysis and DNA synthesis in brain capillary endothelial cells. *Biochemical Journal*, 266(2), 415-420.
- **Vullioud, M., Marquez, C. A., & De Michelis, A.,2006.** Effet à long terme des engrais organiques sur les propriétés du sol. *Recherche agronomique suisse*, 3(3), 148-155.

- **Yessad S.A., 2000** .Le chêne-liège et le chêne dans les pays du méditerrané occidental. Edition ASBL foret Wallonne. 190 P.
- **ZERAIA L.,1981**.Essai d'interprétation comparative de données écologiques, phrénologiques et de production subero-ligneuse dans les forêts de chêne-liège de Provence cristalline. (France Méridionale) et d'Algérie.Thèse de Doctorat es science, Univ. D'Aix Marseille, Faculté des sciences et techniques. Saint Jérôme, 367 P
- **Zobel, A. M., & Brown, S. A., 1990**. Seasonal changes of furanocoumarin concentrations in leaves of *Heracleum lanatum*. *Journal of chemical ecology*, 16(5), 1623-1634

Summary

In this work, we tried to valorize the bark of *Q. suber* L. as a natural amendment and soil protector, phytochemical screening of *Q. suber* L. bark powder revealed various classes of secondary metabolites: alkaloids, saponins, gall and catechic tannins, mucilages, anthocyanins, flavonoids and glycosides.

Polyphenols are present in the analyzed bark of *Q. suber* L., which is in the order of 3.9% +1.22.

The level of polyphenols, present in the bark of *Q. suber* L, is not very high, so this could be a good criterion for fertilization.

The analysis of the hydrogen potential (pH) of the extract of the bark of *Q. suber* L. gave a value of 6.23 ± 0.473 , which is a pH very close to neutrality. For this reason, the latter could constitute a biological alternative that will allow to regulate the pH of poor soils.

The ash contained in the bark of *Q. suber* L, after calculation, is about 2.61% ± 0.724 . The ash of the plants would constitute a source of minerals directly assimilable by the plants, they would also make it possible to establish a balance between the mineral fraction and the organic fraction in the soil, thus ensuring the regulation of its pH and the increase of its potential of fertility.

The moisture content, which is about 4.16% ± 0.615 , this value gives a hydrophilic character and would avoid both asphyxiation and water stress of the soil.

Our results show that the bark of *Q. suber* L "cork oak" could strongly improve the physical and chemical parameters of a soil and thus constitute an alternative to chemical inputs

Key words : *Quercus suber* L. bark powder, soil amendments, biofertilizer.

Résumé

Au cours de notre travail, nous avons tenté de valoriser l'écorce de *Quercus suber* L. comme amendement naturel et protecteur des sols.

Le screening phytochimique effectué sur la poudre de l'écorce de *Quercus suber* L. a permis de mettre en évidence diverses classes de métabolites secondaires : les alcaloïdes, les saponines, les tanins galliques et catéchiques, les mucilages, les anthocyanes, les flavonoïdes et les glucosides.

Les polyphénols sont présents dans l'écorce de *Q. suber* L. analysée, qui est de l'ordre de $3.9\% \pm 1.22$.

Le taux des polyphénols, présents dans l'écorce de *Q. suber* L., n'est pas très élevé, donc ceci pourrait être un bon critère de fertilisation.

L'analyse du potentiel d'hydrogène (pH) de l'extrait de l'écorce de *Q. suber* L. a donné une valeur de 6.23 ± 0.473 , qui est un pH très proche de la neutralité. C'est pour cela, cette dernière pourrait constituer une alternative biologique qui permettra de réguler le pH des sols pauvres.

La valeur de taux de cendre de l'écorce de *Q. suber* L., après calcul, est de l'ordre de $2.61\% \pm 0.724$. Ces cendres constitueraient une source de minéraux directement assimilables par les plantes, elles permettraient également d'établir un équilibre entre la fraction minérale et la fraction organique dans le sol, assurant ainsi la régulation de son pH et l'augmentation de son potentiel de fertilité.

Le taux d'humidité, qui est de l'ordre de $4.16\% \pm 0.615$, cette valeur donne un caractère hydrophile et permettrait d'éviter à la fois l'asphyxie et le stress hydrique des sols.

Nos résultats montrent que l'écorce de *Q. suber* L. pourrait fortement améliorer les paramètres physiques et chimiques d'un sol et constituer ainsi une alternative aux intrants chimiques.

Mots clés : *Quercus suber* L, poudre de l'écorce, amendements des sols, biofertilisant.