

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



UNIVERSITÉ DJILLALI LIABES DE SIDI BEL ABBES

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE
DÉPARTEMENT DES SCIENCES DE L'ENVIRONNEMENT

Mémoire

De fin d'études pour l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la nature et de la vie (S.N.V.)

Filière : Biotechnologies

Spécialité : Biotechnologie et valorisation des plantes

Intitulé du thème :

Activité antifongique de six plantes médicinales in vitro sur des champignons phytopathogènes

Présenté par : **Melle** SAIDI Meriem

Melle ZINAI Marwa Sabrina

Mémoire soutenu devant l'honorable jury composé de :

Président de jury : **Mme** TOUMI Fawzia

(Professeur/ UDL/SBA)

Examinatrice : **Mme** BENNABI Faiza

(M.C.B/ UDL/SBA)

Promotrice: **Mme** BELABBES Meriem

(M.C.B/ UDL/SBA)

Co-Promotrice : **Mme** BELAHCENE Nadia

(M.R/ INRA/SBA)

Année universitaire 2020 /2021

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ



Dédicaces

Je dédie ce travail aux personnes les plus chères au monde mes chers parents ;

A mon père Brahim, rien au monde ne vaut les efforts fournis jour et nuit pour mon éducation et mon bien être.

A ma très chère mère Zouaouia, Tu es l'exemple de dévouement qui n'a pas cessé de m'encourager et de prier pour moi.

A ma très chère grand-mère Khadra.

A mon très cher oncle Amir.

A mon fiancé Houdaifa .

A mes très chères tantes : Houaria, Soumia, Khadidja et Abassia.

A mes très chers cousins et cousines : Mouna, Wahiba, Yasmine, Bouchra, Sofia, Maria, Ayoub, Khalil, Aziz, Nounou, Ismail, Abdelhaddi, Kaddour, et Brahim.

A la personne la plus douce et la plus gentille madame Belahcene Nadia.

A ma meilleure amie Khadidja et mes copines Nadia, Rania et Chahra.

A mon binôme Marwa sans oublier tous les professeurs que ce soit de primaire, moyenne, secondaire ou de l'enseignement supérieure.

Meriem



Dédicaces

Je dédie ce travail à mes chers parents, mon père Zinai Abbes et ma mère Chehidi Mama pour leurs sacrifices et leurs soutiens tout au long de mes études.

J'espère qu'un jour, je pourrais leur rendre un peu de ce qu'ils ont fait pour moi, que dieu leur prête bonheur de langue vie.

A mon grand père :Chehidi Miloud et ma grand-mère Mouffok Bakhta.

A mes frères : Lahcen et Imade et mes ancles et toute la famille Chehidi .

A mes amies que j'ai vécu avec elles des beaux moments au cours de mon cursus à l'université: Kaouthar ,Zouaouia,Imane,Fatima ,Ikram,Chaima,Rofaida,Noura,Djamila .

A mon binôme Meriem et toute sa famille.

Tous mes collègues de la promotion biotechnologie et valorisation des plantes 2020-2021.

Marwa



Remerciement

Les travaux du présent mémoire ont été réalisés majoritairement au Laboratoire de l'institut national de la recherche agronomique de Sidi Belabbes .certain manipulation spécifiques comme celles l'extraction des polyphénols ont été réalisées au laboratoire de biochimie, département des sciences biologiques de l'université Djillali Liabes de Sidi Belabbes.

Avant toute chose nous remercions **Dieu** le tout puissant de nous avoir accordé La force et les moyens afin de pouvoir réaliser ce travail.

Nous remercions fortement notre encadreur Madame **Belabbes (MCB)** a qui est acquittés de la délicate tâche de rapporteur sur cette étude, Toute nos gratitude s'adressent aussi à monsieur les professeurs les membres de jury qui nous a fait l'honneur d'examiner ce texte et de participer à la soutenance de ce mémoire, aussi à la responsable du parcours **professeur Toumi**.

Au terme de ce travail nous adressons tout d'abord nos sincères remerciements à: Mme **Belahcene** pour ses précieux conseils et son soutien à tous les instants. Sa gentillesse, ses grandes qualités scientifiques et humaines ont contribué au bon déroulement de ce travail. Ses critiques et sa compétence ont été un solide appui et un réconfort.

Ainsi a tout les personnes que ont contribue pour une transmettre le savoir scientifique Durant toute la duré de nous études universitaire.

Résumé

La présente étude concerne l'effet antifongique *in vitro* des extraits de six plantes médicinales (olivier, l'ortie, le pistachier lentisque, l'origan commun, l'origan floribundum et le laurier noble) vis à vis du cinq champignons : *Fusarium sp*, *Drechslera*, *Botrytis*, *Alternaria*, *Alternaria alternata* issues de différentes cultures (céréalière, maraichère et légumineuse). Les rendements de l'extraction des polyphénols des feuilles par macération avec dans du méthanol, éthyle acétate et eau variés de 2.32 % \pm 0.17 pour l'origan commun à 45.02 % \pm 3.38 pour les feuilles d'olivier.

Les quantifications des Polyphénols et flavonoïdes totaux, par la méthode de Folin Ciocalteu et la méthode de chlorure d'aluminium, révèlent une richesse des plantes étudiées. L'extrait du pistachier lentisque a enregistré la teneur la plus élevée de polyphénols totaux avec 214.23 \pm 19.35 mg EAG/g et de flavonoïdes avec 35 \pm 0.34 mg EQ /g.

Le taux d'inhibition de la croissance mycélienne des champignons testés révèle une activité antifongique remarquable des extraits de plantes étudiées contre *Drechslera*, *Fusarium*, *Alternaria*, *Alternaria alternata* et *Botrytis*.

Les mots clés : polyphénols, Activité antifongique, champignons phytopathogènes.

Summary

The present study concerns the antifungal effect in vitro of extracts of six medicinal plants (olive, nettle, pistachio lentiscus, common oregano, oregano floribundum and bay laurel) on the five fungi: *Fusarium* sp , *Drechslera*, *Botrytis*, *Alternaria*, *Alternaria alternata* from different crops (cereals, market gardening and legumes). The yields of the extraction of polyphenols from the leaves by maceration with methanol, ethyl acetate and water varied from $2.32\% \pm 0.17$ for common oregano to $45.02\% \pm 3.38$ for olive leaves. The quantifications of total polyphenols and flavonoids, by the Folin Ciocalteu method and the aluminum chloride method, reveal a richness of the plants studied. The lentisk pistachio extract recorded the highest content of total polyphenols with 214.23 ± 19.35 mg EAG / g and flavonoids with 35 ± 0.34 mg EQ / g. The rate of inhibition of mycelial growth of the fungi tested reveals remarkable antifungal activity of extracts from plants studied against *Drechslera*, *Fusarium*, *Alternaria*, *Alternaria alternata* and *Botrytis*. Key words: polyphenols, Antifungal activity, phytopathogenic fungi.

Key words: polyphenols, Antifungal activity, phytopathogenic fungi.

ملخص

تتعلق الدراسة الحالية بالتأثير المضاد للفطريات في المختبر لمستخلصات ستة نباتات طبية (الزيتون ، القرص ، الضرو ، الزعتر الحر و زعتر الحمير ، و الرند) على الفطريات الخمسة *Fusarium sp* ، *Drechslera* ، *Botrytis* ، *Alternaria* ، *Alternaria alternata* من مختلف المحاصيل (الحبوب والخضروات والبقوليات). تراوحت حصيللة استخلاص البوليفينول من الأوراق بالنقع بالميثانول ، أسيتات الإيثيل والماء من $0.17 \pm 2.32\%$ للأوريجانو الشائع إلى $3.38 \pm 45.02\%$ لأوراق الزيتون.

تكشف الكميات الكلية لمركبات البوليفينول والفلافونويد ، بطريقة Folin Ciocalteu وطريقة كلوريد الألومنيوم ، عن ثراء النباتات المدروسة. سجل مستخلص الضرو على محتوى من البوليفينول الكلي مع 19.35 ± 214.23 مجم / EAG وفلافونويد مع 0.34 ± 35 مجم / EQ جم.

يكشف معدل تثبيط النمو الفطري للفطريات المختبرة نشاطاً مضاداً للفطريات ملحوظاً لمستخلصات النباتات التي تمت دراستها ضد *Drechslera* و *Alternaria fusarium* و *Alternaria alternata* و *Botrytis* .

الكلمات المفتاحية: البوليفينول ، النشاط المضاد للفطريات ، الفطريات الممرضة للنبات.

Liste d'abréviations

RE : Rendement d'extrait

PDA : Potato Dextrose Agar

TI : Taux d'Inhibition

% : pourcentage

g : Gramme

mg : Milligramme

ml : mililètre

kg : kilogramme

m : mètre

T : Témoin

MV : Matériel végétale

Fig : figure

Liste des figures

Figure n°	Titre	Page
1	L'olivier	3
2	L'ortie	5
3	Aspectmophologique de laurier noble	7
4	Pistachier lentisque	8
5	Origan commun	11
6	Origan Floribundum	12
7	Principaux composés monoterpéniques rencontrés chez origan floribundum	14
8	Structures des squelettes de base des flavonoïdes	17
9	La région de Tlemcen	25
10	Le blé	25
11	La tomate	26
12	Le pois chiche	26
13	Courbe d'étalonnage d'acide gallique	28
14	Courbe d'étalonnage de quercétine	28
15	Désinfection et ensemencement des échantillons	29
16	Inhibition de la croissance mycélienne des déférents champignons étudiés par l'extrait phénolique de l'origan commun	35
17	Inhibition de la croissance mycélienne des déférents champignons étudiés par l'extrait phénolique de l'ortie	37
16	Inhibition de la croissance mycélienne des déférents champignons étudiés par l'extrait phénolique de l'olivier	38
17	Inhibition de la croissance mycélienne des déférents champignons étudiés par l'extrait phénolique de pistachier lentisque	40
18	Inhibition de la croissance mycélienne des déférents champignons étudiés par l'extrait phénolique de laurier noble	41
19	Inhibition de la croissance mycélienne des déférents champignons étudiés par l'extrait phénolique de l'origan floribundum	43

Listes de tableaux

Tableau	titre	page
1	Structure des squelettes des polyphénols	15
2	Rendement des extraits	31
3	Teneur en polyphénol totaux et flavonoïde totaux des plantes étudiées	32
4	Inhibition finale de la croissance mycélienne des champignons pathogènes par les différents extraits phénoliques	44

Table de matière

Remerciements	
Dédicace	
Table de matières	
Résumé (français, anglais, arabe)	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Liste des abréviations	
Introduction	01
Chapitre I : Synthèse bibliographique	
I.1.présentation des plantes	03
I.1.1.Olivier	03
I.1.1.1.Généralité	03
I.1.1.2.Description botanique	03
I.1.1.2.1.classification	03
I.1.1.2.2.Description et caractéristique	03
I.1.1.3.Composition chimique, usage et intérêt	04
I.1.2.Ortie	05
I.1.2.1.Généralité	05
I.1.2.2.Description botanique	05
I.1.2.2.1.classification	05
I.1.2.2.2.Description et caractéristique	05
I.1.2.3.Composition chimique, usage et intérêt	06
I.1.3.Laurier Noble	06
I.1.3.1.Généralité	06
I.1.3.2.Description botanique	07
I.1.3.2.1.classification	07
I.1.3.2.2.Description et caractéristique	07
I.1.3.3.Composition chimique, usage et intérêt	07
I.1.4.Pistachier Lentisque	08
I.1.4.1.Généralité	08
I.1.4.2.Description botanique	08
I.1.4.2.1.classification	08
I.1.4.2.2.Description et caractéristique	09
I.1.4.3.Composition chimique, usage et intérêt	09
I.1.5.Origan Commun	10
I.1.5.1.Généralité	10
I.1.5.2.Description botanique	11
I.1.5.2.1.classification	11
I.1.5.2.2.Description et caractéristique	11
I.1.5.3.Composition chimique, usage et intérêt	11
I.1.6.Origan Floribundum	12

I.1.6.1. Généralité	12
I.1.6.2. Description botanique	12
I.1.6.2.1. classification	12
I.1.6.2.2. Description et caractéristique	13
I.1.6.3. Composition chimique, usage et intérêt	13
I.2. Composés phénoliques	14
I.2.1. Généralités	14
I.2.2. Biosynthèse	14
I.2.3. Les classe des polyphénols	15
I.2.3.1. Les acides phénoliques	16
I.2.3.1.1. Acide phénols dérivée acide benzoïque	16
I.2.3.1.2. Acide phénols dérivée acide cinnamique	16
I.2.3.1.3. Phénols simple	16
I.2.3.2. Flavonoïdes	16
I.2.3.3. Anthocyanosides	18
I.2.3.4. Tanins	18
I.2.3.4.1. Tanins hydrolysables	18
I.2.3.4.2. Tanins condensés ou tanins catéchique ou pronthocyanidols	18
I.2.3.5. Coumarines	18
I.2.3.6. Quinones	19
I.2.3.7. Stilbéne	19
I.2.3.8. Lignanes	19
I.2.4. L'activité antifongique des polyphénols	19
I.3. Description des espèces fongique	20
I.3.1. Généralité sue les espèces fongiques	20
I.3.2. Etudes des espèces fongique sélectionné	21
I.3.2.1. Fusarium	21
I.3.2.2. Alternaria	22
I.3.2.3. Drechslera	23
I.3.2.4. Botrytis	24

Chapitre II : Matériels et méthodes

II.1. Matériels	25
II.1.1. Matériel végétale	25
II.1.2. Matériel fongique	25
II.1.3. Milieux de culture	26
II.2. Méthodes	26
II.2.1. Extraction des polyphénols	26
II.2.2. Calcul du rendement	26
II.2.3. Dosage colorimétrique	27
II.2.3.1. Dosage Polyphénols	27
II.2.3.2. Dosage flavonoïdes	28
II.2.4. Activité antifongique des extraits phénoliques	28
II.2.4.1. Isolement et purification des champignons	28
II.2.4.2. Méthodes d'évaluations	30
II.2.4.2.1. Taux d'inhibition de la croissance mycélienne	30
II.3. Analyse statistique	30

Chapitre III : Résultats et discussions

III. Résultats et discussion	31
III.1. Extraction des polyphénols	31
III.1.1 Rendement de l'extraction	31
III.1.2. Dosage des polyphénols totaux et flavonoïdes totaux	32
III.2. Détermination de l'activité antifongique	32
III.2.1. Activité antifongique de l'extrait phénolique de l'origan commun	33
III.2.2. Activité antifongique de l'extrait phénolique de l'ortie	36
III.2.3. Activité antifongique de l'extrait phénolique de l'olivier	38
III.2.4. Activité antifongique de l'extrait phénolique du pistachier lentisque	39
III.2.5. Activité antifongique de l'extrait phénolique du laurier noble	41
III.2.5. Activité antifongique de l'extrait phénolique de l'origan floribundum	42

Introduction

Depuis des milliers d'années, l'homme utilise les plantes trouvées dans la nature, pour traiter et soigner des maladies (SANAGO, 2006). Leur action provient de leurs composés chimiques (métabolites primaires ou secondaires) ou de la synergie entre les différents composés présents (SANAGO, 2006).

En agriculture, comme pour la santé humaine les maladies fongiques sont l'une des contraintes les plus importantes pour la production en affectant les rendements mais aussi la qualité sanitaire des récoltes (MIEDANER, 1996). Le succès des pratiques agricoles modernes est dû en partie à la découverte et à l'adoption des produits chimiques pour le contrôle des parasites (MONTISINOS, 2003 ; NUNEZ et al., 2006). Néanmoins, les conséquences de l'application des pesticides sur l'environnement et les procédures sévères de leurs enregistrements constituent maintenant un obstacle dans l'homologation de nouveaux pesticides (DEGUINE et FERRON, 2006). De nouvelles lois ont réduit le nombre de pesticides synthétiques disponibles dans l'agriculture (DAYAN et al., 2009). Un des problèmes majeurs qui a conduit à l'adoption de lois strictes, est leurs portées sur la santé humaine, on leur attribue les degrés élevés de toxicité et les effets cancérigènes (AOUDOU et al., 2010 ; ASH, 2010).

L'intérêt pour les pesticides d'origines naturelles (en particulier d'origine végétale) comme alternatifs s'est développé, en particulier ceux qui préservent un environnement sain, biodégradables, non toxiques et spécifiques dans leur action, gagnent une attention considérable. Ils sont également nécessaires pour combattre l'évolution de la résistance aux pesticides (ISMAN, 2000 ; ISHII, 2006 ; LAPLACE, 2006).

Les nouvelles recherches ont soulevé la possibilité d'employer de nouveaux composés naturels qui peuvent agir en tant que biofongicides (FIELD et al., 2006 ; LEE, 2007 ; REGNAULT-ROGER, 2012 ; KASSI et al., 2014 XUE et al., 2014).

Dans cette perspective s'inscrit ce travail visant à mettre en évidence l'effet antifongique de plantes médicinales sur les agents phytopathogènes de culture de grande importance économique comme les cultures céréalière, maraichères et la culture de légumineuse.

Ce manuscrit est structuré en trois chapitres :

- Le premier chapitre est consacré à une synthèse bibliographique sur les différentes plantes et présente les aspects botaniques, la composition phytochimique et les domaines d'utilisation.

Introduction

- Le second chapitre décrit la méthodologie utilisée pour l'extraction des polyphénols, les dosages colorimétriques, et la mise en évidence de l'activité antifongique ;
- Le troisième chapitre est consacré à la présentation et à la discussion des résultats.

Chapitre I

I.1.Présentation des plantes étudiées

I.1.1.Olivier

I.1.1.1.Généralités

L'olivier est originaire du bassin méditerranéen ; sa culture date de 6000 ans en Asie Mineure. Les Phéniciens ont étendu sa culture sur tout le pourtour méditerranéen. C'est un arbre qui pousse dans les sols pierreux (fig.1). Il est remarquable par sa longévité mais aussi par sa nature généreuse qui donne son écorce, ses fruits et ses feuilles pour construire, nourrir et soigner (MAHBOUBI, 2014).



Figure 1 : Olivier (LAHOUAZI et MADANI, 2017).

I.1.1.2.Description botanique

I.1.1.2.1.Classification

D'après (DEMARLAY et SIBI,1996) la classification botanique d'olivier est comme suit :

Règne : Végétal

Embranchement : Spermaphytes

Sous-Embranchement : Angiospermes

Classe : Dicotylédones

Ordre : Ligustrales

Famille : Oléacées

Genre : *Olea*

Espèce : *Olea europaea* L.

I.1.1.2.2.Description et caractéristiques

L'Olivier est un arbre vivace au feuilles persistantes, dur, gris-vert et ayant une forme allongée (METZIDAKI, 1999). *Olea europaea* est ordinairement un arbre de 3 à 5 mètres de hauteur, parfois un arbrisseau de 1.5 à 2 mètres de hauteur, plus rarement un arbre pouvant atteindre 10 à 15 mètres (BONNIER,1990). Il est caractérisé par un système racinaire puissant et fasciculé.

Le tronc des jeunes oliviers est droit et circulaire. En vieillissant, il se déforme et acquiert son aspect tourmenté caractéristique (**DOUAT, 1998**).

Les feuilles sont opposées, étroites, allongées, coriaces, vert-gris luisant en dessus, argentées en dessous, persistantes, mesurent de 2 à 8 centimètres de long et de 0.5 à 1.5 centimètres de large, elles restent en place trois ans et se renouvellent donc par tiers tous les ans (**LOUSSERT et BROUSSE, 1978**).

Dès le début du mois de mai, on peut voir fleurir les oliviers, cependant la floraison ne dure qu'une huitaine de jours. Ce sont des fleurs hermaphrodites, tétramères. Au cœur de la fleur, l'ovaire à 2 loges se prolonge par un épais stigmate, et les 2 étamines saillantes s'attachent sur le tube de la corolle. Les fleurs sont petites, blanches, odorantes, regroupées en grappes dressées à l'aisselle des feuilles (**DOUAT, 1998**).

Le fruit formé est d'abord vert, il devient noir à maturité complète. Le noyau très dur, osseux, est formé d'une enveloppe (endocarpe) qui se sclérifie l'été à partir de la fin juillet, et contient une amande avec deux ovaires, dont l'un est généralement stérile et non-fonctionnel: cette graine produit un embryon, qui donnera un nouvel olivier si les conditions sont favorables (**BONNET, 1960**).

I.1.1.3. Composition chimique, usages et intérêts

La feuille d'olivier est riche en triterpènes, flavonoïdes, sécoiridoïdes dont l'oleuropéside et en phénols. Elle exerce des activités antioxydantes, hypotensives, spasmolytiques, hypoglycémiantes, hypocholestérolémiantes et antiseptiques, outre les propriétés diurétiques pour lesquelles elle est utilisée sous forme de spécialité phytothérapeutique (**GONZALEZ et ZARZUELO, 1991; 1992**).

Les phénols présents dans les feuilles d'olivier sont essentiellement :

L'hydroxytyrosol, Tyrosol, Catechin, acide caféique, acide vanillique, vanilline, Rutine, Lutéolin-7-glucoside, Verbascoside, Apigenin-7-glucoside, Diosmetin-7-glucoside, Oleuropéine, et la Lutéoléine (**BENAVENTE, 2000**).

L'huile d'olive contient un taux élevé d'antioxydants. On l'utilise comme laxatif, liniment, excipient et composant de crèmes dermiques. L'huile de mauvaise qualité s'emploie pour les savons, les lubrifiants et l'éclairage (**LESLEY, 1994**).

La résine du bois sert aux inhalations comme antibronchiques et en parfumerie (**LESLEY, 1994**).

I.1.2.Ortie

I.1.2.1.Généralités

Originnaire des régions tempérées de l'Eurasie, l'ortie s'est répandue sur tous les continents ou il y a des zones tempérées. C'est une plante très commune (fig.2), qui pousse surtout dans les fossés, les clairières, sur les bords des chemins et dans les bois. Au moyen-âge, l'ortie était essentiellement pour ses vertus médicinales (MAHBOUBI,2014).



Figure 2 : L'ortie (MOUTSIE, 2008).

I.1.2.2.Description botanique

I.1.2.2.1.Classification

Selon (QUEZEL et SANTA, 1963) *Urtica dioica* L. appartient au:

Règne: Plantae

Sous-règne: Tracheobionta

Embranchement: Magnoliophyta

Sous-embranchement: Magnoliophytina

Classe: *Rosidaeae*

Sous-classe: *Rosidaeae dialycarpellées*

Ordre: *Rosales*

Famille: *Urticaceae*

Genre: *Urtica*

Genre espèce: *Urtica dioica* L.

I.1.2.2.2 Description et caractéristique

L'ortie est une plante herbacée pouvant atteindre 1.50 mètre de haut. La tige ligneuse, quadrangulaire est aussi parcourue de poils irritants comme ceux de la feuille. Ses feuilles pétiolées ont un limbe allongé et pointu. Elles ont une forme dentelée et possèdent sur le dessus des petits poils ou aiguilles aux extrémités effilées. La floraison a lieu de juin à

septembre. Ses fleurs sont dépourvues de pétales, mais possèdent deux sépales (MAHBOUBI,2014).

I.1.2.3.Composition chimique, usages et intérêts

L'ortie contient des éléments minéraux dont le calcium (600mg/100g), le fer (trois fois plus que les épinards 7,8mg/100g), un peu de soufre, de la silice, du manganèse, du phosphore, du cuivre, du magnésium, du sodium et nitrate de potassium, du zinc et du nickel.

Elle contient beaucoup de vitamines, on note la présence de la vitamine C (sept fois plus riche que les agrumes), de la provitamine A, vitamine D, B2, B5, E, K, et de l'acide folique (COUPLAN ,2008).

Elle contient aussi des cétones (38,5 %), des esters (14,7 %), des alcools libres (2 %), des traces de substances azotées, des phénols et des aldéhydes. On trouve également d'autres substances: sitostérol, des Flavonoïdes (Il s'agit du quercétol, du kaempferol et de leurs glucosides), et des amines (Choline et acétylcholine, histamine, sérotonine) (BOMBARDELLI et MORAZZONI ,1997).

L'action urticante est due au liquide contenu dans la base des poils. Il comprend de l'acide formique, de l'histamine, de l'acétylcholine, de la sérotonine et des leucotriènes (CZARNETZKI *et al.*, 1990).

Toute les parties de l'ortie (graines, feuille, racines) peuvent être utiles en médecine. Ses propriétés, sont très diverses : Anti-inflammatoire, antihémorragique, diurétique, dépurative, stimulante, cicatrisante , stimulant sexuel , tonique et antianémique (MAHBOUBI ,2014) .

L'ortie est indiquée pour les cas suivantes : chute des cheveux , maladie de peau (BINNS, 2006), jaunisse , règle abondantes , urticaire , hémorragie , anémie , douleurs rhumatismales , alopecie , piqures , psoriasis , urticaire , ulcère gastrique , entérite , insuffisance hépatique , métrorragie , énurésie , asthme , rhume des foies , allergies , affections des voies biliaires , pneumonies , pleurésie , diabète , pellicules et cheveux (MAHBOUBI ,2014).

I.1.3. Laurier noble

I.1.3.1.Généralités

Le laurier noble jouit d'une place importante tant dans le domaine mythologique, culinaire et médicinale depuis l'antiquité (VETVICKA et MATOUSOVAVA, 1991) (fig. 3).

Etymologiquement, le nom latin *laurus* signifiant « toujours vert » fait allusion au feuillage persistant de la plante et *nobilis* du latin « fameux » (PARIENTE, 2001). Son nom est aussi symbole du succès dans nos jours à travers le baccalauréat du latin « Bacca Lauri » soit baies de laurier (ZHIRI *et al.*, 2005).



Figure 3 : Aspect morphologique de laurier noble (BELOUED, 2005).

I.1.3.2. Description botanique

I.1.3.2.1. Classification

La classification botanique de *Laurus nobilis* L. d'après (QUEZEL et SANTA, 1962) est :

Règne : Plantes

Sous règne : Plantes vasculaires

Embranchement : Spermaphytes

Sous-Embranchement : Angiospermes

Classe : Dicotylédones

Sous -classe : Dialypétales

Ordre : Laurales

Famille : Lauracées

Genre : *Laurus*

Espèce : *Laurus nobilis* L.

I.1.3.2.2. Description et caractéristique

Arbre de 2 à 10m, aromatique et très rameux. Ses feuilles sont alternées, coriaces persistantes, elliptiques, lancéolées, longues de 16 cm sur 8 cm de large, atténuées en court pétiole, entières, ondulées aux bords. Les fleurs dioïques blanchâtres, odorantes, en petites ombelles axillaires pédonculées et involuquées (BELOUED, 2001). Le fruit est une petite baie ovoïde de 2 cm de longueur sur 1cm de largeur, noir vernissé à maturité (YAKHLEF, 2010). Le laurier est cultivé dans les jardins comme ornement et pour ses feuilles condimentaires (MAURICE, 2014).

I.1.3.2.3. Composition chimique, usages et intérêts

De nombreuses études ont été réalisées pour la détermination de la composition chimique des feuilles de *Laurus nobilis* et plusieurs ont prouvé la richesse de ses feuilles en substances actives. Par hydrodistillation les feuilles fournissent environ 10-30 ml/Kg (1-3%) d'huile

essentielle (**BRUNETON et DEMIR, 1999 ; 2004**) dont les constituants majoritaires inclut : cinéol, & et B pinène, sabinène, linalol, eugéno, terpinéol, plus d'autres esters et terpénoïdes, mais dont les proportions varient selon l'origine géographique (**ISERIN et SAYYAH et al., 2001; 2002**).

Le laurier favorise la digestion et réduit les flatulences; calme les infections urinaires et dentaires ; offre des propriétés antiseptiques et bactéricides ; apaise les douleurs liées aux angines ; participe au traitement des états grippaux (toux, bronchite, sinus obstrués, etc.) (**JESUS, 2017**). Il calme aussi les rhumatismes et les douleurs articulaires. Employé en décoction et en lotion, il intervient dans les soins des cheveux et de la peau (**JESUS, 2017**).

Traite les flatulences ou la digestion difficile et régule la sécrétion de bile; apaise l'état grippal, les bronchites, les affections des voies respiratoires ; calme les rhumatismes, les douleurs articulaires et les infections dentaires (**JESUC, 2017**).*

I.1.4.Pistachier lentisque

I.1.4.1.Généralités

Le *Pistacia lentiscus* est un arbrisseau très commun dans notre pays (**MITCHEH, BAUDIERE et al., 1986; 2002**). Le lentisque possède plusieurs noms: en berbère, cette plante est appelée selon les différentes régions amadhagh, imdhek, imidh mais le plus utilisé est le nom de thidhekt (**AIT YOUSSEF, 2006**) (fig. 4).



Figure 4 : Pistachier lentisque (BELFADEL, 2009).

I.1.4.2.Description botanique

I.1.4.2.1.Classification

Selon **SPICHIGER et al. (2004)**, *Pistacia lentiscus* se classe comme suit :

Règne : végétal

Embranchement : Spermaphytes

Sous-embranchement : Angiospermes

Classe : Eudicotylédones

Sous-classe : Rosidées

Ordre : Sapindales

Famille : Anacardiacees

Genre : *Pistacia*

Espèce : *Pistacia lentiscus* L.

I.1.4.2.2. Description et caractéristique

Arbuste ou arbrisseau dioïque, vivace (ISERIN, 2001) et aromatique à croissance lente (TASSIN, 2012), peut atteindre de 1 à 3 mètres de hauteur (RAMEAU *et al.*, 2008), dégage une odeur résineuse très prononcée (AIT YOUSSEF, 2006) dont l'écorce est d'un brun rougeâtre et devient avec l'âge rugueuse et écailleuse (MATHIEU, 1860).

Cet arbuste peut atteindre de 4 à 6 m de haut sur 1 à 1m 80 de circonférence avec de fortes racines longues et traçantes (MATHIEU, 1860).

Les feuilles de ce petit ligneux sont persistantes, paripennées (BOULLARD, 2001), composées, alternes, à pétioles étroitement ailés, à 4-10 folioles, petites disposées en deux rangées (RAMEAU *et al.*, 2008). Ces folioles sont glabres et ovales-elliptiques ou lancéolées (AIT YOUSSEF, 2006), d'un vert foncé et luisantes dessus et plus pales et mates dessous prenant en hiver une teinte pourprées (BROSSE, 2005) portant une nervure centrale profonde (BREMNESS, 2005). La feuille dégage une odeur de térébenthine lorsqu'on la froisse et a une saveur amère et camphrée (AIT YOUSSEF, 2006).

La fleur est unisexuée et sans pétale. Elle est verte ou rougeâtre, les fleurs mâles sont munies d'un calice à 5 lobes, 3-5 étamines courtes et de grandes anthères, les fleurs femelles munies d'un calice à 3-4 lobes, ovaire sphérique et style court (BARTLES, 1998).

Les fruits sont petits et globuleux. Ils comportent un noyau (AIT YOUSSEF, 2006). Ces drupes sont de forme ovoïdes, apicules au sommet presque sèches (RAMEAU *et al.*, 2008) de 4 mm de diamètre (HENSEL, 2008), peu charnues et inestomacables. Il fructifie en Octobre-novembre (BROSSE, 2005), les fruits sont d'abord rouges, puis noirs à maturité (ISERIN, 2001).

I.1.4.3. Composition chimique, usages et intérêts

les feuilles de *Pistacia lentiscus* sont riches en métabolites secondaires (ROMANI *et al.*, 2002): Monogalloyl glucose, Acide gallique et ses dérivés galloyls, 5-o-Galloyl quinique, 3,5 o_l'acide digalloyl-quinique, catéchine, 3,4,5 -o- trigalloylquinique, Myricitinglucuronide,

Myricitin 3-O-rutinoside, Myricitin 3-O-rhamnoside, Quercétine 3-O-rhamnoside, anthocyanes, a savoir Delphinidin 3-O-glucoside et Cyanidin 3-O-glucoside.

Selon **LUIGIA et al. (2007)**, les fruits de *Pistacia lentiscus* sont composés de 4,5 mg/ml d'anthocyanins, primordialement cyanidine 3-O-glucoside (70%), delphinidine 3-o-glucoside (20%), et cyanidine 3-o-arabinoside(10%),de plus des polyphénols,l'acide gallique, pentagolloylylucose (**ABDELWAHED et al., 2006**) et l'acide digallique.

Il dégage une odeur forte obtenue par incision du tronc formée de 80 à 90% d'acide masticque et 10 à 20% de masticine (**GARNIER et al., 1961**) Selon (**CASTOLA et al., 2000**). L'huile essentielle de mastic est un liquide dépourvu de couleur, d'odeur balsamique très prononcée, cette essence est formée de principalement de l' α -pinène, β -cymènes et des différents triterpénoïdes (**ASSIMOPOULOU et al., 2005**).

Selon **PALEVITCH (2000)**, les feuilles de *Pistacia lentiscus* sont utilisées comme traitements des maladies respiratoires. Elles sont également très utilisées dans divers maladies comme l'eczéma, infections buccales, jaunisses, maux de tête, lithiases rénales, ulcères, asthme (**VILLAR et al., 1987**).

En Algérie, l'huile essentielle de lentisque à été utilisée dans la médecine traditionnelle pour ses effets pharmacologiques en tant qu'antispasmodique. Elle a été également utilisée en application externe, locale, sous forme d'onguent pour soigner les brulures et les douleurs dorsales. Ils ont montré aussi son efficacité contre les maladies respiratoires d'origine allergiques et les ulcères de l'estomac (**ARAB et al., 2014**). Les racines Sont utilisées comme traitements de l'indigestion, sous forme de thé (**PALEITCH, 2000**).

I.1.5. Origan commun

I.1.5.1. Généralité

Originaire du bassin méditerranéen et d'Asie, l'origan s'est très bien exporté en Europe ou il pousse spontanément sur les versants ensoleillés et pierreux des montagnes (fig.5). On le trouve surtout dans le sud, dans les terrains rocaillieux et ensoleillés de la région méditerranéenne.

L'origan était connu des peuples de l'antiquité pour son goût prononcé et ses vertus médicinales (**MAHBOUBI, 2014**).



Figure 5 : Origan commun (CHABANE et BAAZIZI, 2016).

I.1.5.2. Description botanique

I.1.5.2.1. Classification

Selon la flore de (QUEZEL et SANTA, 1962; 1963) la systématique de cette plante est la suivante:

Règne : végétal.

Embranchement: Spermaphytes.

Sous embranchement: Angiospermes.

Classe: Dicotylédones.

Sous classe: Gamopétales.

Ordre: Lamiales.

Famille: Lamiacées.

Genre: *Origanum*.

Espèce: *Origanum vulgare* L.

I.1.5.2.2. Description et caractéristique

L'origan est une herbacée vivace de 30 à 60 cm de hauteur, au feuillage et aux fleurs très odorants quand on les froisse. Elle est ainsi reconnaissable à son odeur et à sa saveur épicée et chaude (ARVY et GALLOUIN, 2003 ; TEUSCHER et *al.*, 2004).

Les tiges dressées, souvent rougeâtres et velues, portent les feuilles ovales opposées et espacées. Celles-ci possèdent des glandes sécrétrices sessiles non apparentes. Les fleurs blanches ou rose sont groupées en inflorescences. Chaque fleur est située à l'aisselle d'une bractée ovale, et dépassant le calice. Ce calice est lui-même en tube gamosépale et persistant (BABA AISSA, 1990 ; TEUSCHER et *al.*, 2004 ; FIGUEREDO, 2007).

La corolle, plus grande que le calice, est quant à elle bilabiée à tube saillant à la base et gamopétale. Le fruit est constitué d'akènes. La floraison se prolonge de mai à octobre (BABA AISSA, 1990 ; TEUSCHER et *al.*, 2004 ; FIGUEREDO, 2007).

I.1.5.3. Composition chimique, Usages et intérêts

L'*Origanum vulgare* comportent des flavonoïdes, des terpènes, des tanins catéchiques, des anthocyanes et des saponosides (BOUHADDOUDA, 2016). Son huile essentielle est

caractérisée par un pourcentage élevé de composés monoterpéniques hydrocarbonés et oxygénés (BOUHADDOUDA, 2016).

La composition chimique de l'origan varie largement en fonction du chimiotype ainsi qu'en fonction de la période de récolte, le plus souvent; la carvacrol est majoritaire et accompagne de γ -terpinene, p-cymene, myrcene, limonene, ocimene, caryophyllene, s-bisabolene, germacrene, α -pinene, camphene, α -terpinen, α -phellandrene (GOETZ, 2012) .

L'origan est antispasmodique , expectorant , carminatif , fluidifiant des sécrétions bronchiques , diurétique , sudorifique , sédatif antalgique , stimulant , calmant , tonique , stomachique et antiseptique (MAHBOUBI ,2014) .

L'origan est indiqué pour les cas suivants : bronchite, asthme, trachéite, aérophagie, gastrite, épilepsie, perte d'appétit, pellicules, règles douloureuses, spasmes nerveux de l'estomac, atonies gastriques, digestions lentes, bronchites chroniques, toux d'irritation, tuberculose pulmonaire, rhumatismes aigus ou chroniques et asthme (MAHBOUBI, 2014).

I.1.6.Origan Floribundum

I.1.6.1.Généralités

L'origanum Floribundum est une espèce endémique d'Algérie (fig. 6). Elle est localisée dans le secteur de l'Atlas blidéen et le secteur de la grande kabylie (QUEZEL et SANTA ,1962 ; 1963).Sa présence dans la wilaya de Tiaret a été signalée par KADIK (2005).



Figure 6 : Origan Floribundum (MERBAH, 2013).

I.1.6.2.Description botanique

I.1.6.2.1.Classification

Selon QUEZEL et SANTA (1962 ; 1963)la classification de cette plante est la suivante:

Règne : Plantae

Sous règne : Tracheobionta

Embranchement : Spermaphyta

Sous embranchement : Angiospermae

Classe : Magnoliopsida

Sous classe : Asteridae

Ordre : Lamiales

Famille : *Lamiaceae*

Genre : *origanum*

Espèce : *Origanum floribundum* L.

I.1.6.2.2. Description et caractéristique

Les caractères morphologiques végétatifs de l'*Origanum floribundum* (espèce vivace herbacée, aromatique médicinale et condimentaire) se particularisent par une tige, prostrée à la base, les jeunes sont décombantes (**QUEZEL et SANTA, 1962 ; 1963**), quadrangulaires et de courts rameaux à l'aisselle des feuilles. Les feuilles simples, opposées, cordiformes ou lancéolées, persistantes ou semi persistantes sont de couleurs verdâtres et pubescentes. La racine est un rhizome (tige souterraine) ligneux avec des rejets filamenteux (racines adventives), ceci lui configurant une bonne accroche (d'où son abondance dans les zones de hautes altitudes (**MACHU, 2008**)).

En ce qui concerne son appareil reproducteur, les fleurs sont hermaphrodite, elles s'organisent en épis lâches (inflorescence indéfinie), disjointes après la floraison. Le calice à 5 dents courtes, la corolle est à lèvres sensiblement égales (**QUEZEL et SANTA, 1962 ; 1963**) serait à lèvres plutôt régulières selon nos observations. Le fruit est un tétrakène, ovoïde et lisse de couleur noirâtre.

I.1.6.3. Composition chimique, Usage et intérêt

Les composés fréquents chez l'*origanum floribundum* sont mentionnés dans la (fig. 7). Le Thymol et carvacrol est majoritaire dans l'*origanum floribundum* (**HAZIT ET BAALIOUAMER, 2006**). L'*origanum floribundum* est utilisé comme antispasmodique, en particulier la toux, et désinfectant pour les voies respiratoires, coupe-faim, germicide emménagogue, dissolvant de mucosités et timol est très efficace pour nettoyer l'estomac et les intestins, même des vers, il se prend entre 1 et 3 grammes par boisson pendant trois jours consécutifs.

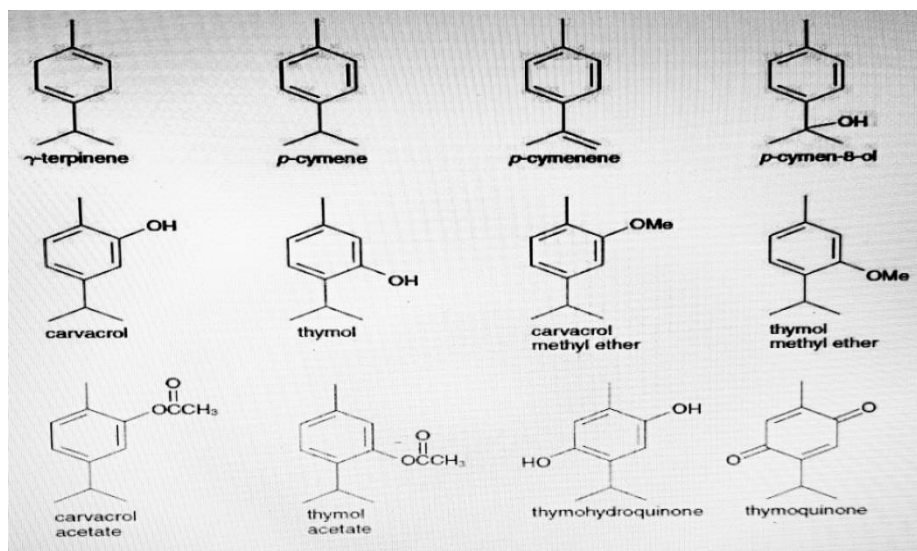


Figure 7 : Principaux composés monoterpéniques rencontrés chez origan floribundum (SPIRIDON et KINTZIOZS, 2002).

I.2. Composés phénoliques

I.2.1. Généralités

Les polyphénols ou composés phénoliques, sont des molécules spécifiques du règne végétal. Cette appellation générique désigne un vaste ensemble de substances aux structures variées qu'il est difficile de définir simplement (BRUNETON, 1993). A l'heure actuelle, plus de 8000 molécules ont été isolés et identifiés (MOMPON *et al.*, 1998). Selon leurs caractéristiques structurales, ils se répartissent en une dizaine de classes chimiques, qui présentent toutes un point commun: la présence dans leur structure d'au moins un cycle aromatique à 6 carbones, lui-même porteur d'un nombre variable de fonctions hydroxyles (OH) (HENNEBELLE *et al.*, 2004). Ces espèces sont des monomères, des polymères ou des complexes dont la masse moléculaire peut atteindre 9000 g/mol (HARBONE, 1993).

Les polyphénols sont présents partout dans les racines, les tiges, les fleurs, les feuilles de tous les végétaux. Les principales sources alimentaires sont les fruits et légumes, les boissons (vin rouge, thé, café, jus de fruits), les céréales, les graines oléagineuses et les légumes secs. Les fruits et légumes contribuent environ pour moitié à notre apport en polyphénols, les boissons telles que jus de fruits et surtout café, thé ou vin apportant le reste (MIDDLETON *et al.*, 2000).

I.2.2. Biosynthèses


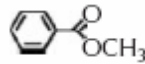
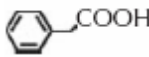
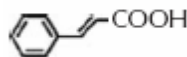
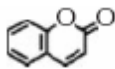
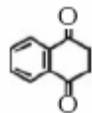
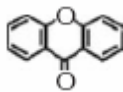
L'origine biosynthétique des composés phénoliques des végétaux est proche, tous dérivant de la l'acide shikimique. Cette voie shikimate conduit à la formation des oses aux acides

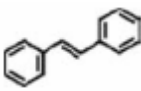
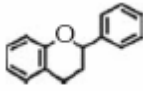
aminés aromatiques (phénylalanine et tyrosine) puis par désamination de ces derniers, aux acides cinnamiques et à leurs très nombreux dérivés : acide benzoïques, acétophénones, lignanes et lignines, coumarines (**BRUNTON, 1993**).

I.2.3. Classes des polyphénols

Les polyphénols forment un très vaste ensemble de substances chimiques, ils peuvent être classifiés selon le nombre et l'arrangement de leurs atomes de carbones (Tableau 1). Ces molécules sont généralement trouvés conjuguées aux sucres et les acides organiques.

Tableau 1 : Structure des squelettes des polyphénols (**CROZIER *et al.*, 2006**).

Nombre de carbones	Squelette	Classification	Exemple	Structure de base
7	C6-C1	Acides phénols	Acide gallique	
8	C6-C2	acétophénones	Gallacetophénone	
8	C6-C2	Acide phénylacétique	Acide - hydroxyphénylacétique	
9	C6-C3	Acides hydroxycinnamiques	Acide - coumarique	
9	C6-C3	Coumarines	Esculitine	
10	C6-C4	Naphthoquinones	Juglone	
13	C6-C1-C6	Xanthones	Mangiférine	

14	C6-C2-C6	Stilbènes	Resveratrol	
15	C6-C3-C6	Flavonoïdes	Naringénine	

I.2.3.1. Les acides phénoliques

Le terme d'acide phénol peut s'appliquer à tous les composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. En phytochimie, l'emploi de cette dénomination est réservé aux seuls dérivés des acides benzoïque et cinnamique.

I.2.3.1. Acide phénols dérivés de l'acide benzoïque

Les acides phénols en C6-C1, dérivés hydroxylés de l'acide benzoïque, sont très communs, aussi bien sous forme libre que combinés à l'état d'ester ou d'hétéroside. L'acide gallique et son dimère (l'acide hexahydroxydiphénique) sont les éléments constitutifs des tannins hydrolysables. D'autres aldéhydes correspondants à ces acides, comme la vanilline, est très utilisé dans le secteur pharmaceutique (BRUNTON, 1993).

I.2.3.1.2. Acide phénols dérivés de l'acide cinnamique

La plupart des acides phénols en C6-C3 (acides -coumarique, caféique, férulique, sinapique) ont une distribution très large ; les autre (acides -coumarique, -férulique) sont peu fréquents (BRUNTON, 1993). Les acides cinnamique et caféique sont des représentants communs du groupe de dérivés phénylpropaniques qui diffère par son degré d'hydroxylation et de méthylation (COWAN, 1999).

I.2.3.1.3. Phénols simples

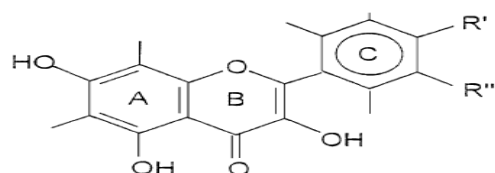
Tels que le catéchol, guaiacol, phloroglucinol... sont plutôt rares dans la nature à l'exception de l'hydroquinone qui existe dans plusieurs familles (*Ericaceae*, *Rosaceae*...). Les deux phénols hydroxylés, le catéchol avec deux groupes OH et le pyrogallol avec trois, ont été montré pour sa toxicité vis-à-vis des microorganismes (COWAN, 1999).

I.2.3.2. Flavonoïdes :

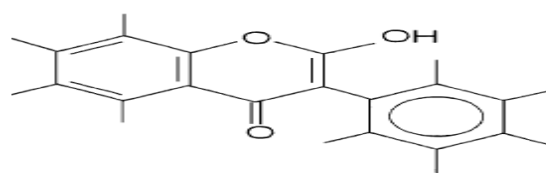
C'est le groupe le plus représentatif des composés phénoliques. Ces molécules ont des structures chimiques variées et des caractéristiques propres. Elles sont omniprésentes dans les fruits, les légumes, les graines, les boissons tels le thé et le vin rouge et d'autres parties de la plante (TSIMOGIANNINS et OREOPOULOU, 2006). Actuellement, environ de 4000

composés flavoniques sont connus (**EDENHARDER et GRÜNHAGE, 2003**) et ont tous le même squelette de base à quinze atomes de carbones qui sont arrangés à une configuration C6-C3-C6 de type phényl-2-benzopyrane (**YAO *et al.*, 2004**).

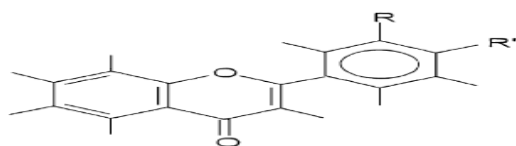
En se basant sur leur squelette, les flavonoïdes peuvent être divisés en différentes classes : anthocyanidines ; flavonoles ; isoflavonoles ; flavones ; isoflavones ; flavanes ; isoflavanes ; flavanols ; isoflavanols ; flavanones ; isoflavanones ; auronnes (**HAVASTEEN EDENHARDER et GRRNHAE, 2002; 2003**) (Fig. 10).



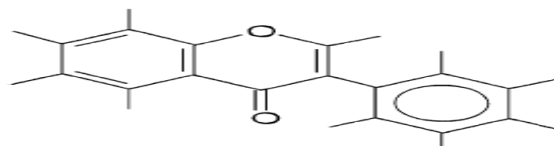
Flavonoles



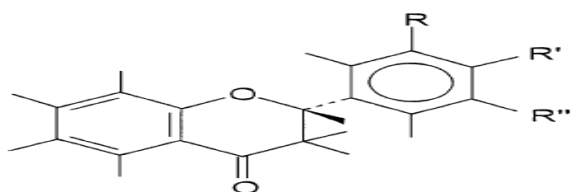
isoflavonoles



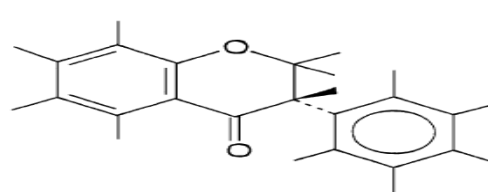
Flavones



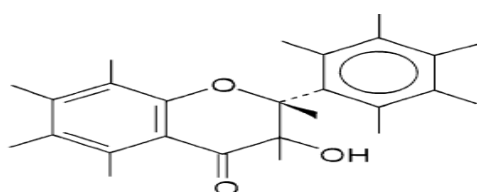
isoflavones



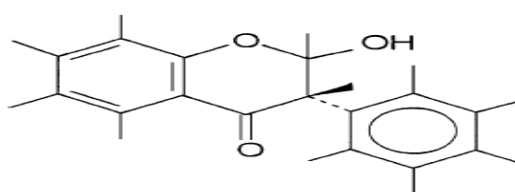
Flavanones



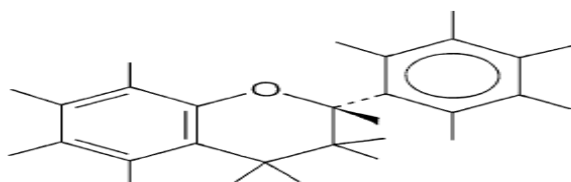
isoflavanones



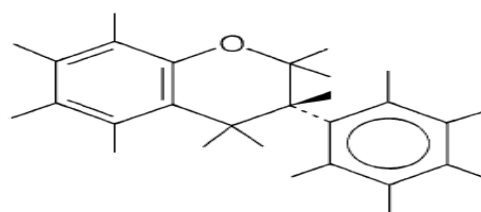
Flavanols



isoflavanols



Flavanes



isoflavanes

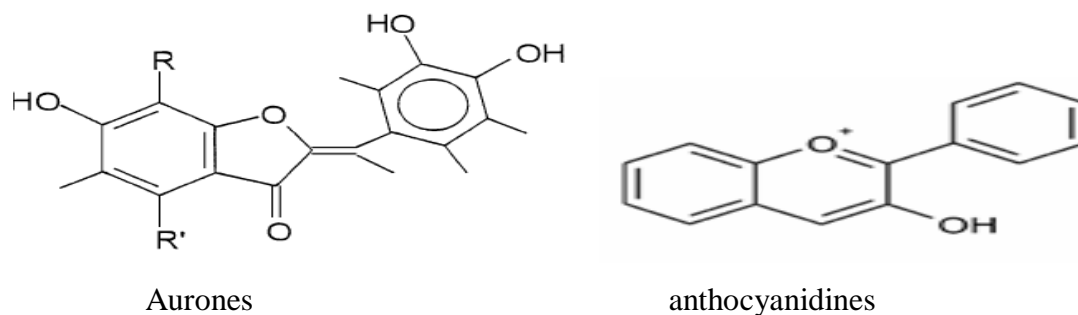


Figure 8: Structures des squelettes de base des flavonoïdes (**HAVSTEEN, 2002**).

I.2.3.3. Anthocyanosides

Ce sont des pigments vacuolaires rouges, roses, mauves, pourpres, bleus ou violets de la plupart des fleurs et des fruits (**BRUNETON, 1993**). Ils sont caractérisés par l'engagement de l'hydroxyle en position 3 dans une liaison hétérosidique (les anthocyanosides). Leurs anthocyanidols sont des dérivés du cation 2-phényl-benzopyrylium plus communément appelé cation flavylium. Ces pigments représentent des signaux visuels qui attirent les animaux pollinisateurs (insectes, oiseaux) (**BROUILLARD et al., 1997**).

I.2.3.4. Tannins

Cette classe désigne le nom général descriptif du groupe des substances phénoliques polymériques, ayant une masse moléculaire comprise entre 500 et 3000 qui présente, à côté des réactions classiques des phénols, la propriété de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et d'autres protéines (**HASLAM et COWAN, 1996 ; 1999**). On distingue deux groupes de tannins différents par leur structure et par leur origine biogénétique :

I.2.3.4.1. Tannins hydrolysables qui sont des oligo ou des polyesters d'un sucre et d'un nombre variable d'acide phénol. Le sucre est très généralement le D-glucose et l'acide phénol est soit l'acide gallique dans le cas des gallotannins soit l'acide ellagique dans le cas des tannins classiquement dénommés ellagitannins (**BRUNETON et COWAN, 1993 ; 1999**).

I.2.3.4.2. Tannins condensés ou tannins catechiques ou proanthocyanidols qui se différencient fondamentalement des tannins hydrolysables car ils ne possèdent pas de sucre dans leur molécule et leur structure est voisine de celle des flavonoïdes. Il s'agit des polymères flavaniques constitués d'unités de flavan-3-ols liées entre elles par des liaisons carbone-carbone. Les proanthocyanidols ont été isolés ou identifiés dans tous les groupes végétaux, Gymnospermes et Fougères (**BRUNETON, 1999**).

I.2.3.5. Coumarines

Les coumarines qui sont aussi les dérivés de C6-C3, appartiennent au groupe des composés connus par des benzo- α -pyrone (**O'KENNEDY et THORNES, 1997**) et toutes sont

substituées en 7 par un hydroxyle. Elles se trouvent dans la nature soit à l'état libre ou bien combiné avec des sucres. Elles sont responsables de l'odeur caractéristique du foin (**COWAN, 1999**).

I.2.3.6. Quinones

Ce sont des composés oxygénés qui correspondent à l'oxydation de dérivés aromatiques avec deux substitutions cétoniques. Elles sont caractérisées par un motif 1,4-dicéto cyclohexa-2,5-diénique (para-quinones) ou, éventuellement, par un motif 1,2-dicéto cyclohexa-3,5-diénique (ortho-quinones) (**BRUNETON, 1993**). Elles sont ubiquitaire dans la nature, principalement dans le règne végétal et sont fortement réactifs (**COWAN, 1999**).

I.2.3.7. Stilbène :

Les membres de cette famille possèdent la structure C6-C2-C6 comme les flavonoïdes, ce sont des phytoalexines, composés produits par les plantes en réponse à l'attaque par les microbes pathogènes fongiques, bactériens et viraux. Les sources principales des stilbènes sont les raisins, les vins, le soja et les arachides (**CROZIER et al., 2006**).

I.2.3.8. Lignanes :

Ce sont des composés dont la formation implique la condensation d'unités phénylpropaniques (C6-C3). Leur distribution botanique est large, plusieurs centaines de composés ont été isolés dans environ soixante-dix familles.

I.2.4. Activité antifongique des polyphénols

Différents types de composés phénoliques, tels que l'acide férulique, l'acide gallique ou les flavonoïdes ont été prouvés soit pour stimuler ou inhiber la germination des spores et la croissance des hyphes des champignons saprotrophes. Les champignons mycorhizes peuvent être encore plus sensibles aux composés phénoliques, mais encore une fois les différents types de polyphénols peuvent avoir des effets opposés. Par exemple, la biomasse d'un mycélium des mycorhizes éricoïdes a été réduite par un mélange des acides phénoliques communs (**HATTENSCHWILER et VITOUSEK, 2000**). Les flavonoïdes (chryisine, isorhamnétine, kaempférol et lutéoline) ont un effet sur la croissance des champignons pré-symbiotiques (champignons mycorhiziens arbusculaires) notamment sur la germination des spores, la longueur des hyphes, la ramification des hyphes, la formation de cellules secondaires auxiliaires et les spores (*Gigasporarosea*, *G. margarita*, *Glomus mosseae* et *G. intraradice*) (**SCERVINO et al., 2005**).

Les flavonoïdes et les esters d'acides phénoliques ont été étudiés pour leur activité antifongique (**Raj et al., 2001**), ils ont démontré une activité inhibitrice contre *Aspergillus tamarii*, *A. flavus*, *Cladosporium sphaerospermum*, *Penicillium digitatum* et *Penicillium*

italicum (CUSHNIE et LAMB., 2005). La propriété lipophile et/ou la présence au moins d'un groupe acide d'hydroxyle sont donc considérés comme un dispositif structural essentiel pour une bonne activité antifongique. La propriété lipophile permet aux phénols actifs de pénétrer à travers les membranes biologiques tandis que les groupes d'hydroxyle peuvent agir par l'inhibition de la phosphorylation oxydative (TOMAS BARBERAN et al., 1990).

Selon KARAMAC et al. (2007), l'acide férulique et ses dérivés présentent une activité antimicrobienne. L'acide salicylique (SA) est un moyen de défense chimique inducteur de la résistance aux maladies fongiques et les réponses hypersensibles à de nombreuses espèces végétales (KUSUMOTO et al., 2007). Les proanthocyanidines dans les téguments des blés d'hiver peuvent avoir une importance particulière en tant qu'agents de protection car ils sont résistants à la dégradation microbienne et leur présence peut conférer une certaine protection des grains contre les micro-organismes du sol aux zones d'hivernage (MCCALLUM et WALKER, 1990). Les lignanes jouent également un rôle dans les interactions plante-champignon. Certaines activités fongistatiques des lignanes sont attribuables à l'inhibition des enzymes extracellulaires fongiques (cellulase, polygalacturonase, glucosidase et laccase) (MACRAE et TOWERS, 1984).

La toxicité des tanins, habituellement estimés par la mesure de la réduction de la croissance in vitro du mycélium, est bien documentée pour plusieurs mycètes filamenteux, par exemple *Aspergillus niger*, *Colletotrichum graminicola*, *Gloeophyllum trabeum*, *Trichoderma viride* et *Penicillium sp.*, etc. Les tanins et les composés phénoliques liés empêchent les hydrolases extracellulaires des microbes pathogènes envahissants, de ce fait empêchent leur développement rapide sur la plante. Ils inhibent les enzymes fongiques extracellulaires (cellulase, pectinase, laccase, xylanase, etc.), ils diminuent les substrats nutritifs (complexation avec métaux, insolubilisation des protéines) et sont efficacement impliqués par leur toxicité sur les membranes fongiques (inhibition de la phosphorylation oxydative) (LATTANZIO et al., 2006).

I.3. Description des espèces fongiques

I.3.1. Généralités sur les champignons phytopathogènes

Les champignons (Fungi ou mycètes) constituent un groupe d'organismes hétérotrophes ubiquistes, riches de quelques 100.000 espèces. Les champignons parasites des végétaux sont des microorganismes dont les dimensions des spores se situent entre 10-100 microns (HAMDANI, 2015).

Ils sont caractérisés par un mycélium, formé de filaments nommés hyphes. Chez les moins évolués, les hyphes ne sont pas cloisonnés. Organismes sans chlorophylle, ils tirent leurs nourritures soit de matières organiques morts ; ce sont alors des champignons saprophytes ,soit des tissus des végétaux vivants ,pour les parasites (**LEPOIVRE,2003**).

Le plupart des champignons utilisent toutes les voies (asexuée, sexuée et végétatives) Afin de produire un nombre très important d'unités de propagation .la classification des champignons est essentiellement basée sur des caractères purement morphologiques (**MEYER et al., 2004**). On distingue cinq groupes de champignons : archimycètes (champignons inférieurs), phycomycètes, asocomycètes, Basidiomycètes et Adélomycète ou deutéromycète (**SIMON ,1994**).

Les champignons phytopathogènes sont connus d'être à l'origine de plusieurs maladies de plantes et des pertes de rendement pour de nombreuses récoltes économiquement importantes (**FLETCHER et al., 2006 ; ABDELKADER et al., 2012**). En agriculture, chaque année on enregistre environ des pertes en rendement de l'ordre de 20% du essentiellement aux maladies fongiques (**BAJWA et al., 2004**).

Les champignons nécessitent trois facteurs pour s'exprimer : l'agent pathogène, l'hôte et l'environnement. Au cas ou ces trois facteurs sont favorables, la maladie se déclare (**PRABHU et al., 1992**). Les champignons phytopathogènes sont susceptibles d'attaquer les fruits frais et légumes dans une haute teneur en humidité et un environnement à haute température (**BOYRAZ et OZCAN,2006**).

En raison de leur puissant arsenal d'enzymes hydrolytiques, ces micro-organismes peuvent causer un degré élevé de détérioration lorsqu'ils sont présents dans/ sur les aliments et peuvent être responsables de pertes économiques considérables. En outre, ils peuvent agir comme producteur potentiel de métabolites toxiques, nommés mycotoxines, qui sont potentiellement dangereux pour la santé des consommateurs. Ils sont à l'origine de plusieurs maladies végétales dont les conséquences sont la réduction du rendement dans plusieurs pays. Les Fusarium, les hémintosporium et les Alternaria, sont la Cause des maladies pour beaucoup de culture affectant les feuilles, les tiges, les fleurs, les fruits et les graines (**LI et al.,2008; BROUDE et DORE, 2013**).

I.3.2.Etude des espèces fongique sélectionnées

I.3.2.1.Fusarium

Le genre Fusarium appartient à l'embranchement d'ascomycètes, ordre hypocereales.les espèces du genre Fusarium produisent tros types de spores : macroconidies, microconidies et

chlamydospores .les macroconidies cloisonnées peuvent être produites sur les monophialides et polyphialides ou dans le mycélium aérien, mais aussi sur monophialides courtes dans des structures spécialisées appelées sporodochie (**MORETTI, 2009**).

Les espèces de *Fusarium* sont parmi les champignons telluriques les plus agressifs responsables des flétrissement et des pourritures racinaires chez de nombreuses espèces végétales cultivées (**DESJARDINS, 2006**).Bon nombre d'entre eux produisent une large gamme de métabolites secondaires biologiquement actif (mycotoxines)avec la diversité chimique extraordinaire. L'activité biologique de mycotoxines de *Fusarium* peut être nuisible pour les plantes, et elle est associée au cancer et à d'autres maladies chez l'être humain et les animaux domestiques (**DESJARDINS et PROCTOR, 2007**).

Le champignon envahit le système vasculaire de la plante, à partir des racines où se produit l'infection. Il se propage dans les vaisseaux surtout par les conidies véhiculées par la sève .il pénètre dans la plante et migre dans les vaisseaux .Le dessèchement de la plante résulte donc du blocage de la circulation de sève, conséquence des différentes altérations du système vasculaire (**LEPOIVRE, 2003**).

I.3.2.2. Alternaria :

La classification des champignons a longtemps été uniquement basée sur des critères morphologiques et le mode de reproduction .Selon cette nomenclatures, Nées décrit pour la première fois en 1816, un champignon qu'il nomme *Alternaria tenuis*. Le genre *Alternaria* comprend les agents saprophytes et pathogènes des plantes (**THOMMA, 2003**).

Il regroupe plus de 100 espèces ubiquitaires extrêmement répandues dans les sols, lavégétation, l'air ou les aliments (**CALMES, 2011**). En raison de leur croissance, même à faible température, *Alternaria* sp sont des agents pathogènes après récolte bien connue, responsable de la détérioration des aliments pendant le transport réfrigéré et le stockage (**OSTRY, 2008**). Les pertes économiques sont essentiellement liées à la réduction de la qualité due à une diminution de la valeur nutritive (**KOSIAK et al., 2004**).

En plus des pertes dans l'alimentation et production fourragères, de nombreuses espèces d'*Alternaria* sont des productrices de Mycotoxines avec des propriétés toxicologiques dont les plus importantes sont alternariol, l'éther alternariol monométhyliques, l'acide tenuazoic et altertoxines (**LOGRIECO et al., 2009**).

Cependant la majorité des espèces du genre *Alternaria* sont des champignons phytopathogènes inféodés à une famille de plante ou à une plante spécifiquement. Ils sont généralement présents sur les semences provoquant des manques à la levée ou des fontes de semis. les jeunes pousses atteintes constituent une sources importantes d'inoculum primaire

pour les plantes matures où tous les organes aériens peuvent être affectés (**LEPOIVRE, 2003**).

La gamme de plante hôtes concernée par l'alternariose est très variée et certaines espèces peuvent provoquer d'importantes dégâts sur des espèces cultivées occasionnant des pertes financières significatives. La caractéristique clé taxonomique du genre *Alternaria* est la production de grandes conidies de couleur foncée (mélanisée) avec des cloisons longitudinales et transversales (phaeodictyospores), organisée en chaînette en nombre variable. Ces conidies large à la base et se rétrécissent progressivement à un bec allongé, offrant une apparence forme de mesure (**THOMMA, 2003**). Elles mesurent entre 50-100µm de long et 3-16 µm de large. La complexité taxonomique des *Alternaria* est liée à leur diversité et leur hétérogénéité à générer de nombreuses classifications (**HAMDANI, 2015**).

I.3.2.3. Drechslera

Drechslera est un champignon microscopique qui se caractérise par un grand polymorphisme symptomatologique et par un cycle biologique complexe qui se caractérise par :

Le mycélium est présent sous forme de «resting mycélium» sur les pailles et les semences, il est responsable de la contamination au niveau du coléoptile et de la première feuille. Le mycélium, au niveau de la semence, a une localisation superficielle, sous péricardique et interne dans l'albumen et l'embryon (**GILBERT, 1982**).

L'infection des différentes parties de la semence d'orge y compris l'embryon s'effectue au moment de la floraison (**BENDAHMANE, 1992**). Les conidies se trouvent sur les pailles, les repousses, les feuilles basales sèches de l'orge au cours de végétation, sur les semences et sur certaines graminées adventices et spontanées appartenant au genre *Hordeum*. Elles sont responsables des contaminations primaires à partir du stade première feuille.

Les conidies sont brun clair et ne sont pas dorées foncées comme celles d'*Helminthosporium gramineum*. Elles sont droites, cylindriques, arrondies aux deux extrémités et présentent une légère constriction au niveau des cloisons. Elles peuvent avoir jusqu'à 7 ou 8 cloisons transversales, mais en ont souvent 4 ou 5, et mesurent 60-125µm x 11-20µm (fig.1). Des pycnides, produites par le champignon et pourvues de petites spores unicellulaires, apparaissent parfois directement sur les téguments des graines (**CHAMPION, 1997**).

Les chlamydospores peuvent être issues du mycélium par fragmentation de celui-ci et formation de cellules dont la paroi épaisse est mélanisée.

Les organes sclérotioïdes sont des fructifications subsphériques de couleur noire entourées par de nombreuses soies rigides, ils donnent des périthèces s'ils sont fécondés par des

spermaties. Si les organes sclérotioïdes ne captent pas le noyau mâle fécondant, ils évoluent en sclérotés (**GILBERT, 1982**).

I.3.2.4. Botrytis

Botrytis cinerea est un pathogène cosmopolite et très polyphage qui provoque de grave perte dans les cultures de nombreux fruits, légumes et plantes ornementales (**SCHUINN, 1992**) et qui peut être particulièrement plus sévère dans les cultures sous serres (**JARVIS, 1980**). C'est un phytopathogène aérien qui colonise les débris végétaux (parties de plantes sénescents ou mortes), s'y développe vigoureusement, et à partir de cette base contamine les oranges verts et sains (**LAFON et al., 1970**). De ce fait, il est considéré comme un champignon necrotrophe (**MARTINEZ et al., 2005**) et saprophyte du sol et des débris végétaux en décomposition (**MELVIN et al., 2006**). Sur les cultures de tomates *Botrytis cinerea* affecte toutes les parties de la plante, les attaques de pourriture grise peuvent provoquer une diversité de symptômes (**WILLIAMSON et al., 2007**) et touche toute les parties de la plante comprenant les feuilles, tiges et les fruits, et souvent cause des dégâts très importants (**EDEN et al., 1996**) :

-Symptômes sur les feuilles : Sur les feuilles *Botrytis cinerea* peut provoquer des nécroses et des lésions et laisse apparaître des taches brunes à l'extrémité des folioles permettant ainsi l'apparition d'un duvet grisâtre sur la feuille. Lors d'une épidémie grave, le feuillage entier va être détruit (**ELAD et al., 1995**) .

-Symptômes sur les fruits : l'infection commence à la pointe florale ou au bout du pédoncule. Une couche de champignon d'une couleur grise a tendance à se former rapidement lorsque les conditions d'humidité sont élevées (**ELAD et al., 1995**).

-Symptômes sur fleurs : lorsqu'une fleur est infectée elle avorte et ne produit pas de fruit, cette infection, dans certains cas, se développe pour atteindre également la tige (**ELAD et al., 1995**).

Chapitre II

II.1. Matériels

II.1.1. Matériel végétal

Six plantes ont été sélectionnées pour cette étude: l'olivier (*Olea europaea*), l'ortie (*Urtica dioica L.*), deux espèces d'origan (*Origanum vulgare* et *Origanum floribundum*), le laurier noble (*Laurus nobilis*), le pistachier lentisque (*Pistacia lentiscus*).

Les feuilles de ces plantes ont été récoltées au mois d'avril 2021 dans la région de Tlemcen (fig.09) Elles sont soigneusement lavées et essorées ensuite broyées et conservées dans des sachets hermétique à 4°C jusqu'à utilisation.

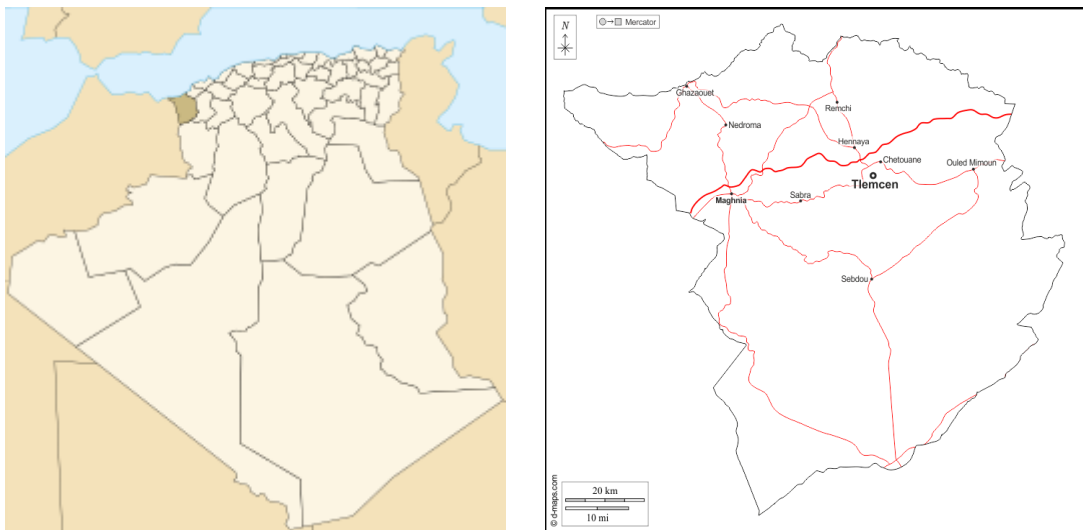


Figure 09 : La région de Tlemcen (**GOOGLE MAPS**).

II.1.2. Matériel espèce fongique

Cinq espèces fongiques ont été isolées à partir de trois espèces végétales, à savoir, le blé, la tomate et le pois chiche :

-Les deux champignons *Fusarium* et *Drichslera* ont été isolé à partir des feuilles de blé (fig. 10) prélevé dans une parcelle de multiplication se situant à l'institut technique des grandes cultures ITGC.

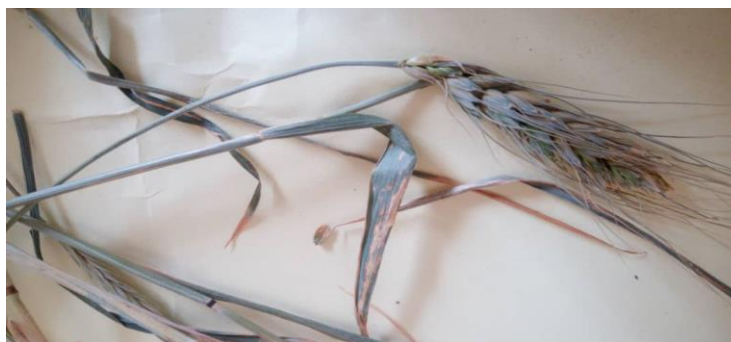


Figure 10 : Le blé (**ORIGINAL 2021**).

-Les deux champignons *Botrytis* et *Alternaria* ont été isolé sur des fruits de tomates (fig.11) récupéré chez un vendeur de légumes.

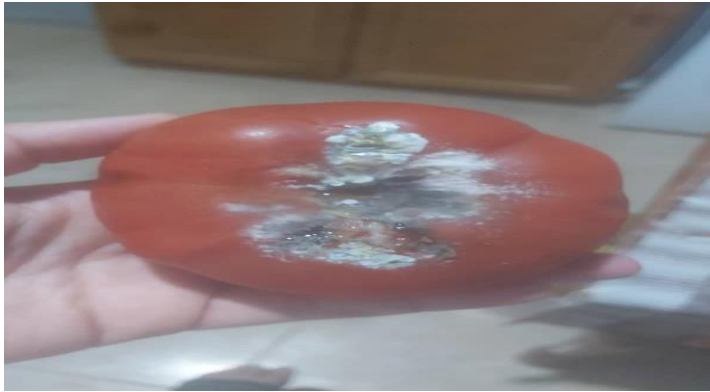


Figure 11 : La tomate (ORIGINAL 2021).

-Le *Alternaria alternata* a été isolé à partir de semence de pois chiche (fig. 12) fournit par l'institut technique des grandes cultures ITGC.



Figure 12 : Le pois chiche (ORIGINAL 2021).

II.1.3.Milieu de culture

Le choix d'un milieu de culture est basé sur son adéquation pour un bon développement du pathogène. Etant donné qu'il s'agit des champignons hétérotrophes, un milieu de culture organique a été retenu. Il s'agit du milieu PDA dont la composition pour un volume de 1000 ml est ci-après :

- Pomme de terre 200g
- Agar-agar 15 g
- Glucose 20 g
- L'eau distillé 1000 ml

Le pH du milieu de culture est ajusté à 5,8.

II.2.Méthodes

II.2.1.Extraction des polyphénols

Extraction eau/méthanol/acétate d'éthyle : L'extraction a été réalisée selon la méthode **BELABBAS et al. (2020)**. Deux macérations successives de 30 min à température ambiante sous agitation et à l'obscurité, ont été effectuées avec un rapport échantillon/solvant (g/ml) égal à 3. Dans la première macération le solvant contient un mélange de méthanol et 0.05%(v/v) de HCL aqueux avec un rapport de 90/10 (v/v). L'extrait est ensuite filtré avec du papier Wattman N° Z146374-100EA. Dans la deuxième macération, le méthanol est remplacé par l'acétate d'éthyle.

Les deux extraits obtenus sont combinés pour être évaporés à sec avec un évaporateur rotatif à une température réduite de 45°C. Le protocole a été répéter 3 fois.

II.2.2.Calcul du rendement

Le rendement de l'extraction est déterminé par le rapport entre la masse de l'extrait phénolique obtenu et la masse de la matière première végétale traitée. Le rendement exprimé en pourcentage est calculé par la formule suivante :

$$R (\%) = (M_1 / M_0) \times 100$$

R : rendement de l'extraction en %.

M₁ : masse en gramme de l'extrait phénolique obtenu.

M₀ : masse en gramme de la matière végétale initiale

II.2.3.Dosage colorimétrique des composés phénoliques

II.2.3.1.Dosage des composés phénoliques totaux (TPT)

Le dosage colorimétrique a été réalisé selon la méthode décrite par **SINGLETON et al. (1999)** dans laquelle le réactif de Folin-Ciocalteu (qui est un acide de couleur jaune fait de mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique) est réduit en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène lors de l'oxydation des phénols. L'intensité de cette coloration est proportionnelle à la quantité de phénols entrée en réaction.

Un volume de 0.1mL de chaque extrait est additionné à 4.9 ml d'eau distillée, ensuite 0.5mL du réactif Folin-Ciocalteu est ajouté. Après 3 min, 1mL de solution de carbonate de sodium à 20% (P/V) y est additionné avant de compléter le mélange à 10 ml avec de l'eau distillée. Le mélange est agité et incubé 30min à l'obscurité et à température ambiante. L'absorbance a été mesurée à 725 nm. Les teneurs en phénols totaux des extraits sont exprimées en mg d'équivalent d'acide gallique par g de matière végétale (mg EAG/g MV) ; par extrapolation sur une courbe d'étalonnage d'acide gallique. Préalablement réalisé à utilisant le même protocole (fig. 13).

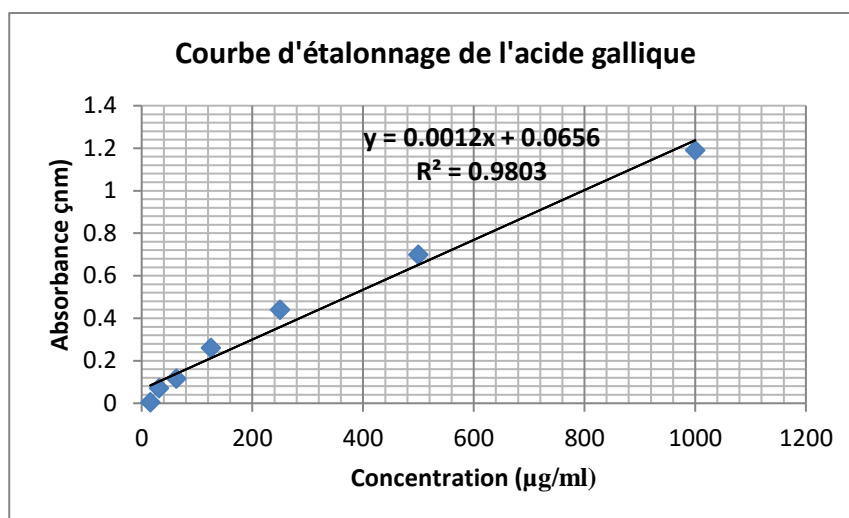


Figure 13 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

II.2.3.2. Dosage des flavonoïdes totaux (TFT)

Le dosage a été réalisé selon la méthode colorimétrique de Dowd adaptée par **ARVOUET GRAND et al. (1994)**. 500 µL de chaque extrait est mélangé avec 500 µL de solution de chlorure d'aluminium $AlCl_3$ à 2% (P/V). Ce mélange est agité et incubé 10 min à température ambiante en obscurité. L'absorbance est mesurée à 415 nm. Les teneurs en flavonoïdes totaux des extraits sont déterminées par extrapolation sur une droite d'étalonnage de quercétine et exprimées en termes d'équivalent de quercétine par g de matière végétale (mg EQ/g MV). Préalablement réalisé à utilisant le même protocole (fig. 14).

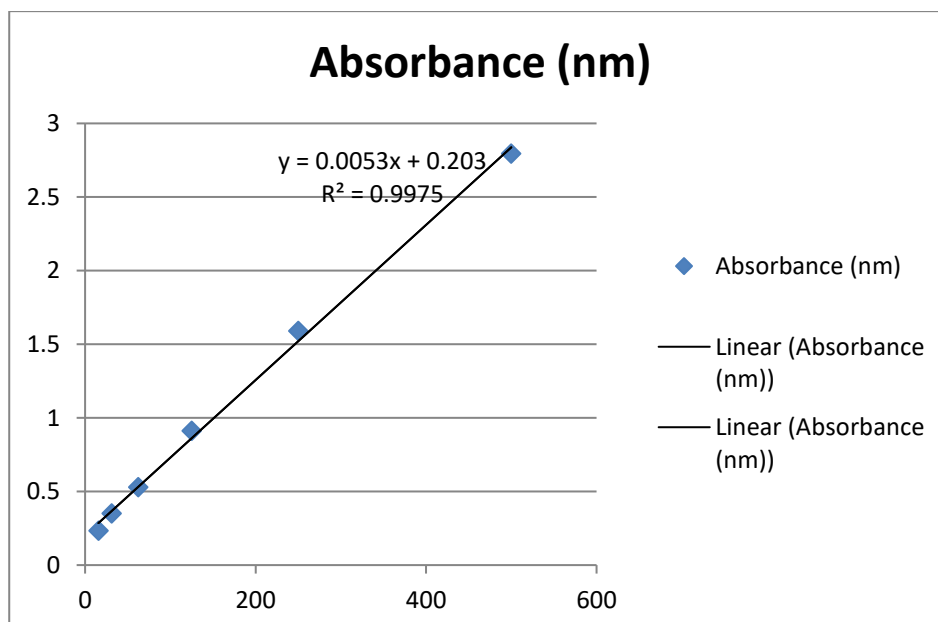


Figure 14 : Courbe d'étalonnage de quercétine

II.2.4. Activité antifongique des extraits phénoliques

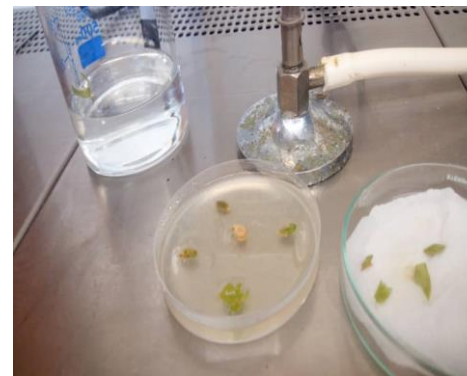
II.2.4.1. Isolement et purification des champignons

L'isolement et la purification ont été réalisés selon les méthodes de **PACIN *et al.* (2002)** et **GHIASIAN *et al.* (2004)**. Les feuilles de blé, les semences de pois chiche et les fruits de tomates ont été lavées par un flux d'eau de robinet en surface et les parties contaminées ont été découpées en morceaux de 1cm. Ces derniers ont été désinfectés par un passage à l'eau de javel (2%) pendant 3min, suivis de trois rinçages à l'eau distillée stérile.

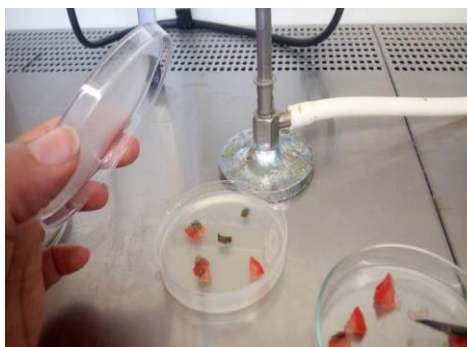
Les échantillons désinfectés ont été séchés avec un papier filtre stérile et ensemencés directement dans des boîtes de Pétri contenant le milieu PDA avec 30mg / 100ml d'antibiotique à raison de cinq segments par boîte dans des conditions aseptiques (fig. 15).



Les feuilles de blé



Les semences de pois chiche



Le fruit tomate

Figure 15 : Désinfection et ensemencement des échantillons (original 2021)

Des observations quotidiennes ont été effectuées afin de suivre l'apparition des souches. Chaque isolat (souche) développé a été repiqué, à l'aide d'une anse de platine stérile, au centre de boîte de Pétri contenant un milieu PDA, puis incubé à 30°C pendant 6 jours.

En cas de contamination par une autre souche fongique ou le développement de différentes souches au même temps, la purification a été effectuée par repiquage successives jusqu'à l'obtention des souches pures (GUIRAUD, 2003).

L'identification des champignons phytopathogènes isolés a été réalisée par des observations macroscopiques (aspect des colonies) et microscopiques (aspect du mycélium et des spores).

II.2.4.2. Méthodes d'évaluation de l'activité antifongique

La méthode utilisée pour évaluer l'activité antifongique des extraits est la méthode de dilution dans un milieu gélosé qui est le PDA. Trois concentrations différentes des extraits phénoliques ont été testées (100mg/100ml ; 50mg/100ml ; 25mg/ 100ml). Un volume de 2 ml / 100mg de tween est ajouté afin de faciliter la diffusion de l'extrait. Les milieux de cultures PDA contenant les différentes concentrations des extraits phénoliques ont été coulés dans des boîtes de pétri stériles à raison de 12 ml/boîte. Dans chaque boîte ainsi préparée, un disque d'environ 6 mm de diamètre prélevé du bord de jeune colonie des différentes cultures de champignons isolés. Un témoin de chaque souche a été ensemencé sur milieu PDA sans extrait phénolique (BAUTISTA-BANˆOS et al, 2002). Quatre répétitions ont été réalisées pour chaque traitement.

II.2.4.2.1. Taux d'inhibition de la croissance mycélienne

Le diamètre de la croissance mycélienne a été mesuré quotidiennement jusqu'à ce que la croissance du témoin couvre la surface totale de la boîte.

La toxicité fongique des extraits en termes de pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne a été calculée selon DOUMBOUYA et al. (2012) en utilisant la formule suivante:

$$TI (\%) = 100 * (dC - dE) / dC$$

TI: taux d'inhibition exprimé en pourcentage

dE: diamètre d'une colonie à une concentration donnée de l'extrait – ddi (mm)

dC: diamètre des colonies de control (témoin) – ddi (mm)

ddi: diamètre des disque initiale (8mm)

II.3. Analyse statistique

Les résultats ont été traités statistiquement en utilisant le Logiciel SPSS version 26.

Chapitre II

II.1. Matériels

II.1.1. Matériel végétal

Six plantes ont été sélectionnées pour cette étude: l'olivier (*Olea europaea*), l'ortie (*Urtica dioica L.*), deux espèces d'origan (*Origanum vulgare* et *Origanum floribundum*), le laurier noble (*Laurus nobilis*), le pistachier lentisque (*Pistacia lentiscus*).

Les feuilles de ces plantes ont été récoltées au mois d'avril 2021 dans la région de Tlemcen (fig.09) Elles sont soigneusement lavées et essorées ensuite broyées et conservées dans des sachets hermétique à 4°C jusqu'à utilisation.

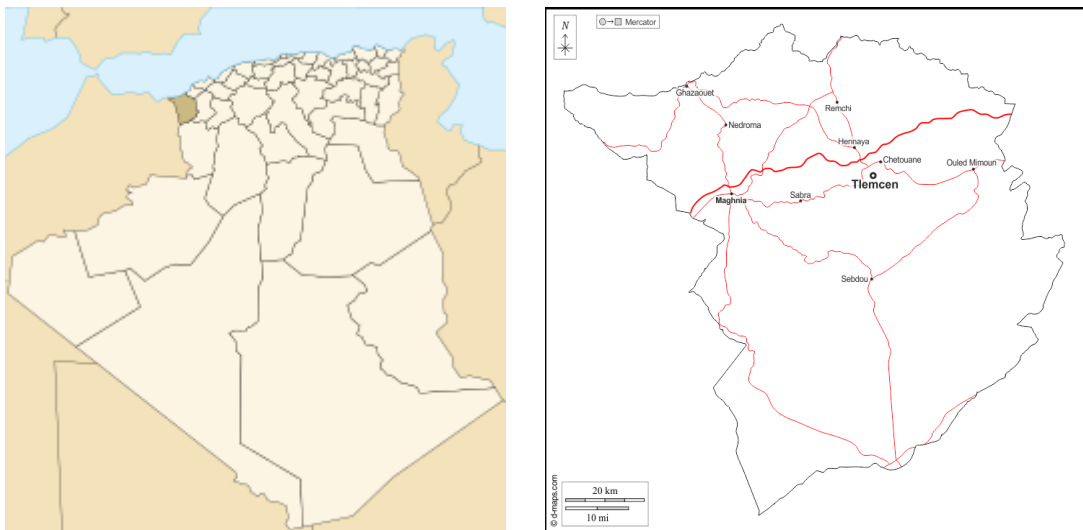


Figure 09 : La région de Tlemcen (**GOOGLE MAPS**).

II.1.2. Matériel espèce fongique

Cinq espèces fongiques ont été isolées à partir de trois espèces végétales, à savoir, le blé, la tomate et le pois chiche :

-Les deux champignons *Fusarium* et *Drichslera* ont été isolé à partir des feuilles de blé (fig. 10) prélevé dans une parcelle de multiplication se situant à l'institut technique des grandes cultures ITGC.

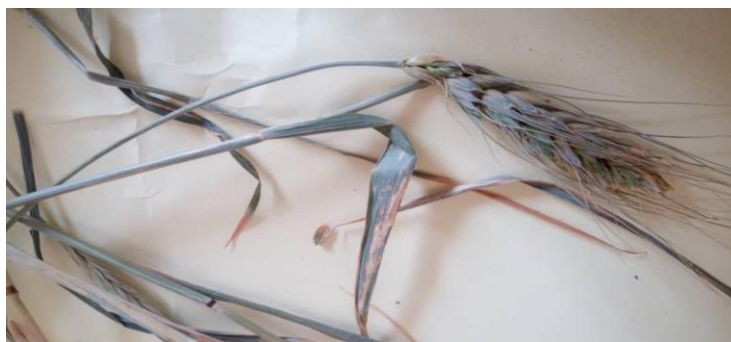


Figure 10 : Le blé (**ORIGINAL 2021**).

-Les deux champignons *Botrytis* et *Alternaria* ont été isolé sur des fruits de tomates (fig.11) récupéré chez un vendeur de légumes.

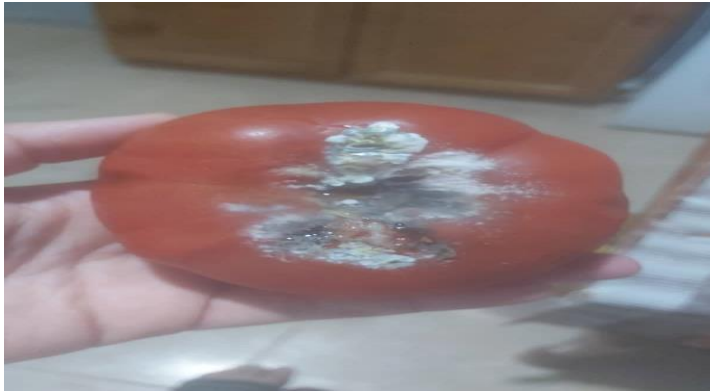


Figure 11 : La tomate (ORIGINAL 2021).

-Le *Alternaria alternata* a été isolé à partir de semence de pois chiche (fig. 12) fournit par l'institut technique des grandes cultures ITGC.



Figure 12 : Le pois chiche (ORIGINAL 2021).

II.1.3.Milieu de culture

Le choix d'un milieu de culture est basé sur son adéquation pour un bon développement du pathogène. Etant donné qu'il s'agit des champignons hétérotrophes, un milieu de culture organique a été retenu. Il s'agit du milieu PDA dont la composition pour un volume de 1000 ml est ci-après :

- Pomme de terre 200g
- Agar-agar 15 g
- Glucose 20 g
- L'eau distillé 1000 ml

Le pH du milieu de culture est ajusté à 5,8.

II.2.Méthodes

II.2.1.Extraction des polyphénols

Extraction eau/méthanol/acétate d'éthyle : L'extraction a été réalisée selon la méthode **BELABBAS et al. (2020)**. Deux macérations successives de 30 min à température ambiante sous agitation et à l'obscurité, ont été effectuées avec un rapport échantillon/solvant (g/ml) égal à 3. Dans la première macération le solvant contient un mélange de méthanol et 0.05%(v/v) de HCL aqueux avec un rapport de 90/10 (v/v). L'extrait est ensuite filtré avec du papier Wattman N° Z146374-100EA. Dans la deuxième macération, le méthanol est remplacé par l'acétate d'éthyle.

Les deux extraits obtenus sont combinés pour être évaporés à sec avec un évaporateur rotatif à une température réduite de 45°C. Le protocole a été répéter 3 fois.

II.2.2. Calcul du rendement

Le rendement de l'extraction est déterminé par le rapport entre la masse de l'extrait phénolique obtenu et la masse de la matière première végétale traitée. Le rendement exprimé en pourcentage est calculé par la formule suivante :

$$R (\%) = (M_1 / M_0) \times 100$$

R : rendement de l'extraction en %.

M₁ : masse en gramme de l'extrait phénolique obtenu.

M₀ : masse en gramme de la matière végétale initiale

II.2.3. Dosage colorimétrique des composés phénoliques

II.2.3.1. Dosage des composés phénoliques totaux (TPT)

Le dosage colorimétrique a été réalisé selon la méthode décrite par **SINGLETON et al. (1999)** dans laquelle le réactif de Folin-Ciocalteu (qui est un acide de couleur jaune fait de mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique) est réduit en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène lors de l'oxydation des phénols. L'intensité de cette coloration est proportionnelle à la quantité de phénols entrée en réaction.

Un volume de 0.1mL de chaque extrait est additionné à 4.9 ml d'eau distillée, ensuite 0.5mL du réactif Folin-Ciocalteu est ajouté. Après 3 min, 1mL de solution de carbonate de sodium à 20% (P/V) y est additionné avant de compléter le mélange à 10 ml avec de l'eau distillée. Le mélange est agité et incubé 30min à l'obscurité et à température ambiante. L'absorbance a été mesurée à 725 nm. Les teneurs en phénols totaux des extraits sont exprimées en mg d'équivalent d'acide gallique par g de matière végétale (mg EAG/g MV) ; par extrapolation sur une courbe d'étalonnage d'acide gallique. Préalablement réalisé à utilisant le même protocole (fig. 13).

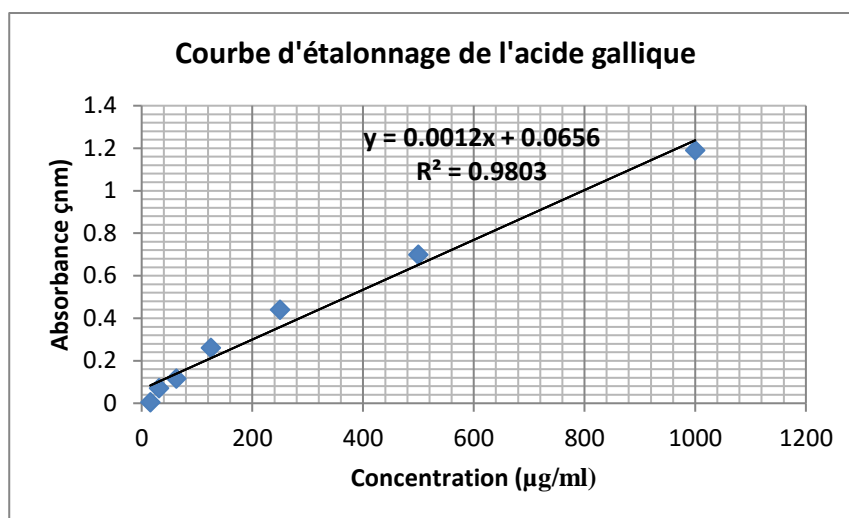


Figure 13 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

II.2.3.2. Dosage des flavonoïdes totaux (TFT)

Le dosage a été réalisé selon la méthode colorimétrique de Dowd adaptée par **ARVOUET GRAND et al. (1994)**. 500 µL de chaque extrait est mélangé avec 500 µL de solution de chlorure d'aluminium $AlCl_3$ à 2% (P/V). Ce mélange est agité et incubé 10 min à température ambiante en obscurité. L'absorbance est mesurée à 415 nm. Les teneurs en flavonoïdes totaux des extraits sont déterminées par extrapolation sur une droite d'étalonnage de quercétine et exprimées en termes d'équivalent de quercétine par g de matière végétale (mg EQ/g MV). Préalablement réalisé à utilisant le même protocole (fig. 14).

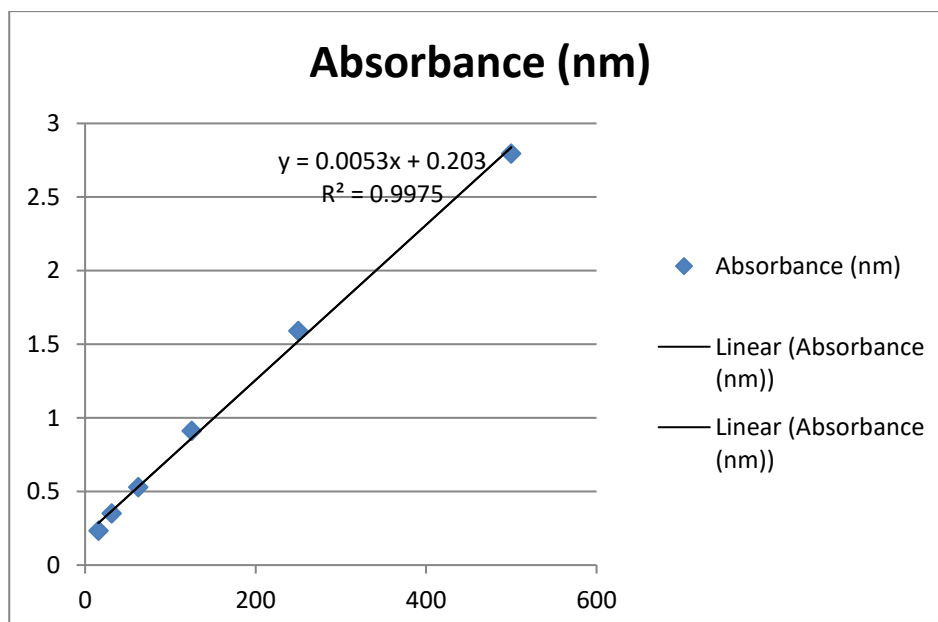


Figure 14 : Courbe d'étalonnage de quercétine

II.2.4. Activité antifongique des extraits phénoliques

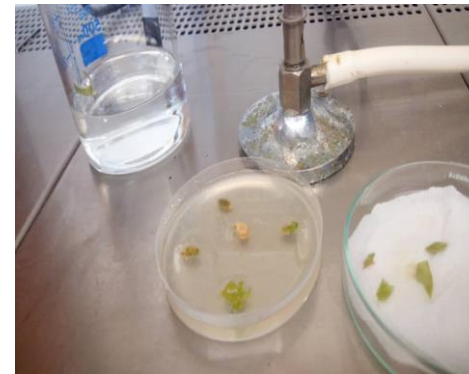
II.2.4.1. Isolement et purification des champignons

L'isolement et la purification ont été réalisés selon les méthodes de **PACIN *et al.* (2002)** et **GHIASIAN *et al.* (2004)**. Les feuilles de blé, les semences de pois chiche et les fruits de tomates ont été lavées par un flux d'eau de robinet en surface et les parties contaminées ont été découpées en morceaux de 1cm. Ces derniers ont été désinfectés par un passage à l'eau de javel (2%) pendant 3min, suivis de trois rinçages à l'eau distillée stérile.

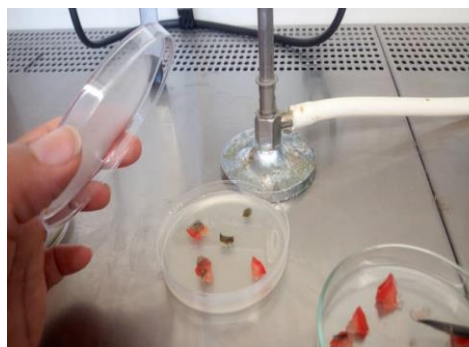
Les échantillons désinfectés ont été séchés avec un papier filtre stérile et ensemencés directement dans des boîtes de Pétri contenant le milieu PDA avec 30mg / 100ml d'antibiotique à raison de cinq segments par boîte dans des conditions aseptiques (fig. 15).



Les feuilles de blé



Les semences de pois chiche



Le fruit tomate

Figure 15 : Désinfection et ensemencement des échantillons (original 2021)

Des observations quotidiennes ont été effectuées afin de suivre l'apparition des souches. Chaque isolat (souche) développé a été repiqué, à l'aide d'une anse de platine stérile, au centre de boîte de Pétri contenant un milieu PDA, puis incubé à 30°C pendant 6 jours.

En cas de contamination par une autre souche fongique ou le développement de différentes souches au même temps, la purification a été effectuée par repiquage successives jusqu'à l'obtention des souches pures (GUIRAUD, 2003).

L'identification des champignons phytopathogènes isolés a été réalisée par des observations macroscopiques (aspect des colonies) et microscopiques (aspect du mycélium et des spores).

II.2.4.2. Méthodes d'évaluation de l'activité antifongique

La méthode utilisée pour évaluer l'activité antifongique des extraits est la méthode de dilution dans un milieu gélosé qui est le PDA. Trois concentrations différentes des extraits phénoliques ont été testées (100mg/100ml ; 50mg/100ml ; 25mg/ 100ml). Un volume de 2 ml / 100mg de tween est ajouté afin de faciliter la diffusion de l'extrait. Les milieux de cultures PDA contenant les différentes concentrations des extraits phénoliques ont été coulés dans des boîtes de pétri stériles à raison de 12 ml/boîte. Dans chaque boîte ainsi préparée, un disque d'environ 6 mm de diamètre prélevé du bord de jeune colonie des différentes cultures de champignons isolés. Un témoin de chaque souche a été ensemencé sur milieu PDA sans extrait phénolique (BAUTISTA-BANˆOS et al, 2002). Quatre répétitions ont été réalisées pour chaque traitement.

II.2.4.2.1. Taux d'inhibition de la croissance mycélienne

Le diamètre de la croissance mycélienne a été mesuré quotidiennement jusqu'à ce que la croissance du témoin couvre la surface totale de la boîte.

La toxicité fongique des extraits en termes de pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne a été calculée selon DOUMBOUYA et al. (2012) en utilisant la formule suivante:

$$TI (\%) = 100 * (dC - dE) / dC$$

TI: taux d'inhibition exprimé en pourcentage

dE: diamètre d'une colonie à une concentration donnée de l'extrait – ddi (mm)

dC: diamètre des colonies de control (témoin) – ddi (mm)

ddi: diamètre des disque initiale (8mm)

II.3. Analyse statistique

Les résultats ont été traités statistiquement en utilisant le Logiciel SPSS version 26.

Chapitre III

III. Résultats et discussion

III.1. Extraction des polyphénols

III.1.1 Rendement de l'extraction

Les rendements des différents extraits sont définis comme étant les rapports de la quantité de substances végétales extraites sur la quantité de matière végétale utilisée. Les résultats sont présentés dans le tableau 2.

Tableau 2 : Rendements d'extraction des polyphénols des feuilles des différentes plantes étudiées.

Extraits des plantes	Rendements (%)
Olivier	45,02 ± 3,38
Ortie	6,6 ± 0,35
Origan commun	2,32 ± 0,17
Origan floribundum	3,85 ± 0,23
Laurier noble	11,05 ± 0,32
Pistachier lentisque	8,9 ± 0,87

P<0.01

Une différence hautement significative (ANOVA, P< 0.01) entre les différents extraits vis-à-vis du rendement a été révélée. Nous constatons que le rendement en polyphénols le plus élevé a été enregistré avec les feuilles d'olivier et estimé à 45,02 % suivi des rendements des feuilles de laurier noble avec 11,05%, des feuilles de pistachier lentisque avec 8,9 % et de des feuilles de l'ortie avec 6,6%.

Les rendements les plus faibles ont été enregistrés avec les deux espèces d'origan étudiées, avec des pourcentages de 3,85% pour l'origan floribundum et 2,32% pour l'origan commun.

Selon **ABIAZAR (2007)**, Il est difficile de comparer ces résultats, car le rendement n'est qu'une grandeur relative et semble être lié aux propriétés génétiques des plantes, à l'origine géographique, aux conditions et à la durée de stockage et la date de récolte, à la variété et surtout le degré de maturité.

III.1.2. Dosage des polyphénols totaux et flavonoïdes totaux

Les dosages colorimétriques des polyphénols totaux et des flavonoïdes totaux sont reportées dans le tableau 3.

Tableau 3 : Teneurs en polyphénols totaux et flavonoïdes totaux des différents extraits des six plantes étudiées.

Extraits des plantes	Polyphénols totaux (mg EAG/g MV)	Flavonoïdes totaux (mg EQ/g MV)
Olivier	116.98 ± 23.75	2.08 ± 0.68
Ortie	48.21 ± 1.67	6.4 ± 0.46
Origan commun	101.86 ± 12.14	2.78 ± 0.26
Origan floribundum	63.84 ± 4.1	5.17 ± 0.27
Laurier noble	42.86 ± 3.74	0.96 ± 0.32
Pistachier lentisque	214.23 ± 19.35	12.35 ± 0.34

P<0.05

Les extraits présentent une variation significative ($P<0.05$) pour le taux de polyphénols et flavonoïdes totaux.

L'extrait du pistachier lentisque a enregistré les taux les plus élevés de polyphénols et flavonoïdes totaux avec des valeurs de 214.23 mg EAG/g et 12.35 mg EQ/g, respectivement. L'extrait d'olivier avec une teneur importante de 116.98 mg EAG/g de polyphénols totaux est suivi par celui de l'origan commun avec 101.86 mg EAG/g. Ces deux extraits ont présentés des teneurs en flavonoïdes (2.08 mg EQ/g et 2.78 mg EQ/g, respectivement) qui restent inférieures à ceux des extraits d'ortie (6.4 mg EQ/g) et d'origan floribundum (5.17 mg EQ/g). L'extrait du laurier noble présenté des teneurs en polyphénols et flavonoïdes totaux inférieurs par rapport à ceux des autres extraits étudiés.

Sur la base de ces résultats, nous considérons que l'extraction réalisée en combinant l'eau avec les deux solvants organiques, le méthanol et l'acétate d'éthyle, dans des proportions de 10:45:45 (V/V), a été appropriée pour l'extraction des composés phénoliques à partir des feuilles des plantes étudiées. Car la nature des solvants est l'un des principaux facteurs influençant l'efficacité de l'extraction des composés phénoliques des plantes (Liyana-Pathirana et Shahidi, 2005).

Effectivement, l'addition d'eau aux solvants contribue à la création d'un milieu polaire qui assure l'extraction des composés phénoliques (**Lapornic et al., 2005; Liyana-Pathirana et shahid, 2006; Santos-Buelga et Wiliamson, 2003**), en particulier des glycosides phénoliques et de nombreux flavonoïdes (**Khoddami et al., 2013**). Cependant, l'utilisation d'eau de plus de 10% peut donner un extrait avec des teneurs élevées en impuretés telles que les acides organiques, les sucres et les protéines solubles qui peuvent interférer dans l'identification et la quantification des polyphénols (**Arnnok et al., 2012 ; Tsao et Deng, 2004**).

De plus, un minimum de 70% de méthanol a été signalé comme nécessaire pour inactiver la PPO (polyphénoloxydase), qui est largement distribuée dans les plantes, et pour permettre de récupérer le maximum de composés phénoliques (**Robards et al., 1999 ; Tura et Robards, 2002**).

III.2.Détermination de l'activité antifongique

L'effet antifongique de six extraits phénoliques obtenu à partir des feuilles fraîches des plantes étudiées, a été mis en évidence en utilisant 5 champignons pathogènes de culture de grande importance économique :

- *Fusarium sp.* et *Drechslera*, se sont deux pathogènes du blé.
- *Botrytis* et *Alternaria*, c'est des pathogènes de la tomate
- *Alternaria alterna* qui est un pathogène du pois chiche.

L'évaluation de l'activité antifongique a été réalisée par la méthode de dilution afin d'évaluer le taux d'inhibition de la croissance mycélienne.

III.2.1. Activité antifongique de l'extrait phénolique de l'origan commun

Les résultats de l'effet antifongique de l'extrait phénolique de l'origan commun, exprimés en pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne des cinq pathogènes utilisés, sont présentés dans la figure 16.

L'extrait phénolique de l'origan commun a présenté un effet inhibiteur sur la croissance mycélienne des cinq champignons pathogènes aux trois concentrations testées (100mg/ml, 50mg/ml et 25mg/ml). Cette inhibition débute après les premières 24h d'incubation.

Pour le pathogène *Drechslera*, l'extrait a présenté une différence hautement significative ($P < 0.01$) entre les trois concentrations testées vis-à-vis de la croissance mycélienne. Les pourcentages d'inhibitions étaient élevés le premier jour, mais ils ont diminués le second jour, cela est probablement dû à l'adaptation du pathogène. A partir du troisième jour l'inhibition

de la croissance mycélienne radiale a repris avec des valeurs de 53.07% et 39.69% pour les deux concentrations de 100 et 50 mg/100ml d'extrait, respectivement. Ces pourcentages d'inhibition sont restés quasiment stables jusqu'au septième jour où elles se sont élevés pour atteindre au huitième jour 62.74% pour la concentration de 100mg/100ml, 47.84% pour 50mg/100ml et 7.76% pour 25mg/100ml (Tableau n°4).

On remarque que l'extrait à la concentration de 25 mg a enregistré une inhibition qui reste inférieure par rapport aux autres concentrations.

Pour le pathogène *Fusarium sp.*, les pourcentages d'inhibition des trois concentrations testées présentés des différence significative ($P < 0.05$). Après les premières 2' heures les taux d'inhibitions été élevés pour les trois concentrations avec 54.38% pour 100mg d'extrait, 52.63% pour 50mg d'extrait et 45.61% pour la concentration de 25 mg d'extrait.

Au 2^{ème} jour l'inhibition de la croissance mycélienne à diminuer de plus ou moins 20% pour les trois concentrations. Les pourcentages d'inhibition ont augmentés à partir du troisième jour.

A la concentration de 100mg d'extrait d'origan commun, l'inhibition de la croissance mycélienne a été croissante du troisième au sixième jour où elle a atteint 51.39%. Pour la concentration de 50mg d'extrait le pourcentage d'inhibition a commencé à diminuer après le quatrième jour pour arriver à 32.94% au sixième jour. Par contre, à la concentration de 25 mg d'extrait, l'inhibition a régressé après le troisième jour pour arriver à 21.17% au 6^{ème} jour.

Pour le pathogène *Botrytis*, les pourcentages d'inhibition présentés des différences hautement significatives ($P < 0.01$) entre les trois concentrations testées. L'inhibition de la croissance mycélienne de l'extrait d'origan était la plus élevé au deuxième jour, mais une diminution au troisième jour est observé et les pourcentages d'inhibition finaux sont de 40% pour 100mg d'extrait, 25.49 pour 50 mg et 2.35% pour 25mg d'extrait.

Pour le pathogène *Alternaria* de la tomate, les pourcentages d'inhibition enregistrés étaient significatifs ($P < 0.05$). Les deux concentrations 50 mg et 25 mg d'extrait ont présentés des taux d'inhibition décroissantes et jusqu'à atteindre des pourcentages à 7 jours de 5.47% et 10.26%, respectivement. Pour la concentration de 100mg d'extrait, l'inhibition de la croissance mycélienne d'*Alternaria* était plus importante avec une valeur de 57.71% au septième jour.

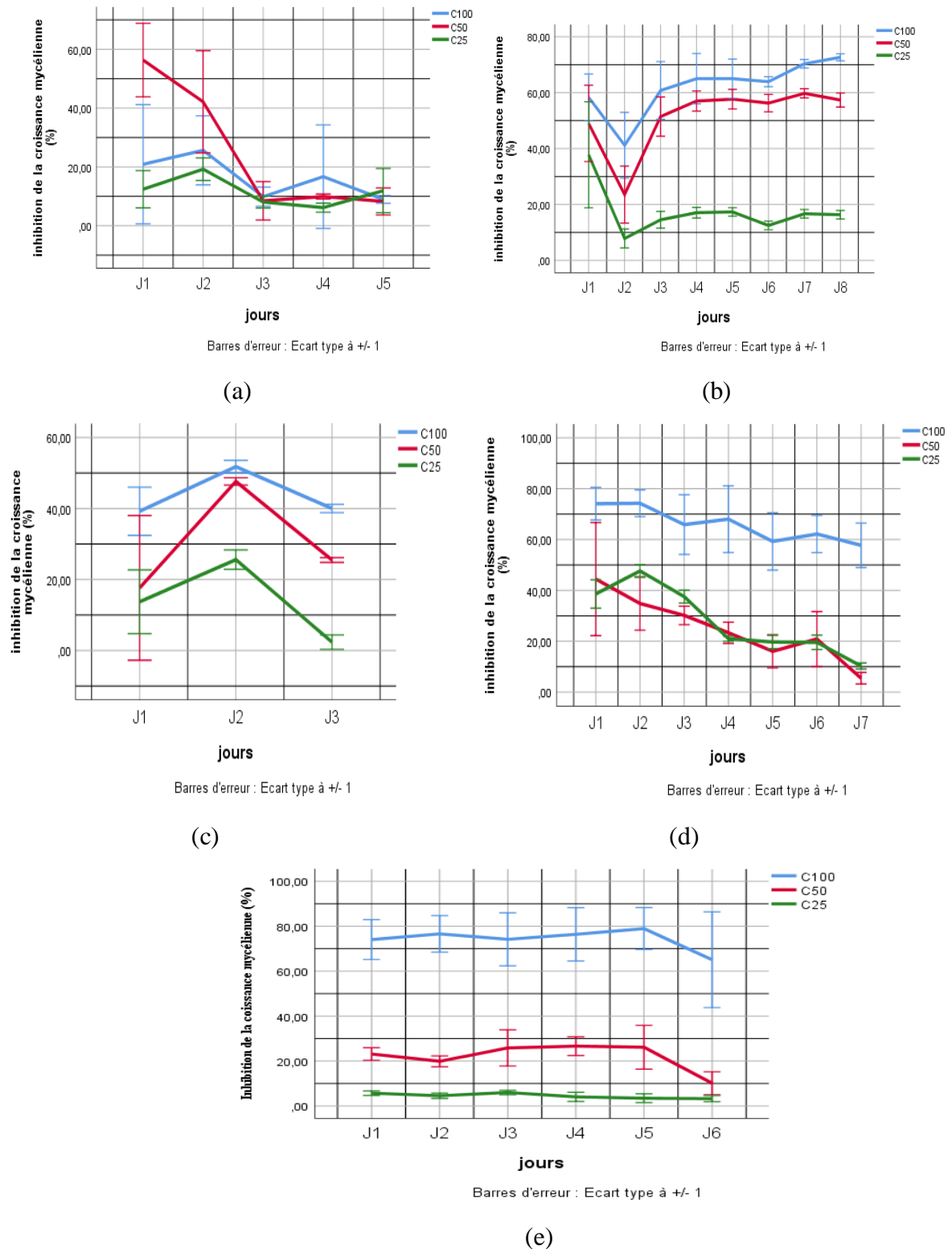


Figure16 : inhibition de la croissance mycélienne des différents champignons étudiés par l’extrait phénolique de l’origan commun. (a) *Fusarium sp* ; (b) *Drechslera* ; (c) *Botrytis* ; (d) *Alternaria*; (e) *Alternaria alterna*.

Pour le pathogène *Alternaria alternata*, la différence était hautement significative entre les différentes concentrations de l'extrait d'origan commun vis-à-vis de l'inhibition de la croissance mycélienne. Les pourcentages d'inhibitions étaient presque stables tout le long de la culture (du premier au septième jour) pour les trois concentrations. L'inhibition de la croissance enregistrée avec 100 mg d'extrait à 7 jour de culture (65.08%) est 6 fois supérieure à celle obtenue avec 50 mg d'extrait qui est de 10,11% et 20 fois supérieure à celle enregistrée à 25mg d'extrait qui est de 3.25%.

III.2.2. Activité antifongique de l'extrait phénolique de l'ortie

Les résultats de l'effet antifongique de l'extrait phénolique d'ortie exprimés en pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne des cinq pathogènes utilisés, sont présentés dans la figure 17.

L'extrait phénolique d'ortie a présenté une inhibition de la croissance mycélienne du pathogène de blé *Fusarium sp.*, mais il n'existe pas de différence significative ($P= 0.841$, $P>0.05$) entre les trois concentrations testées.

L'inhibition de croissance était élevée aux deux concentrations 100 mg et 50 mg d'extrait d'ortie vis-à-vis du pathogène de blé *Drechslera*. ; Avec des valeurs de 72.65% et 57.35%, respectivement.

Pour les deux pathogènes *Botrytis* et *Alternaria*, la différence entre les concentrations testées était hautement significative ($P<0.01$). Dès le premier jour de culture la concentration de 100 mg d'extrait d'ortie a enregistré des valeurs d'inhibition élevées par rapport aux deux autres concentrations pour les deux pathogènes *Botrytis* et *Alternaria*. Après 3 jours de culture, l'extrait phénolique d'ortie a inhibé la croissance du *Botrytis* avec un pourcentage de 47.13% à 100mg ; par contre, l'inhibition à la concentration de 50mg était plus de 8 fois inférieure que la précédente avec un pourcentage de seulement 5.8%. Pour *Alternaria*, après 7 jours de culture, l'inhibition de la croissance mycélienne radiale était de 47.4% à la concentration de 100mg d'extrait. Cette valeur est plus de 3 fois supérieure que celle enregistrée à 50 mg (13.43%) et plus de 4 fois supérieure que celle présentée à 25 mg avec 11.96%.

L'effet antifongique de l'extrait phénolique d'ortie aux trois concentrations testées vis-à-vis de *Alternaria alternata* n'était pas très important et n'a pas dépassé 9.08% à 100mg d'extrait. La différence entre les trois concentrations n'était pas significative ($P>0.05$).

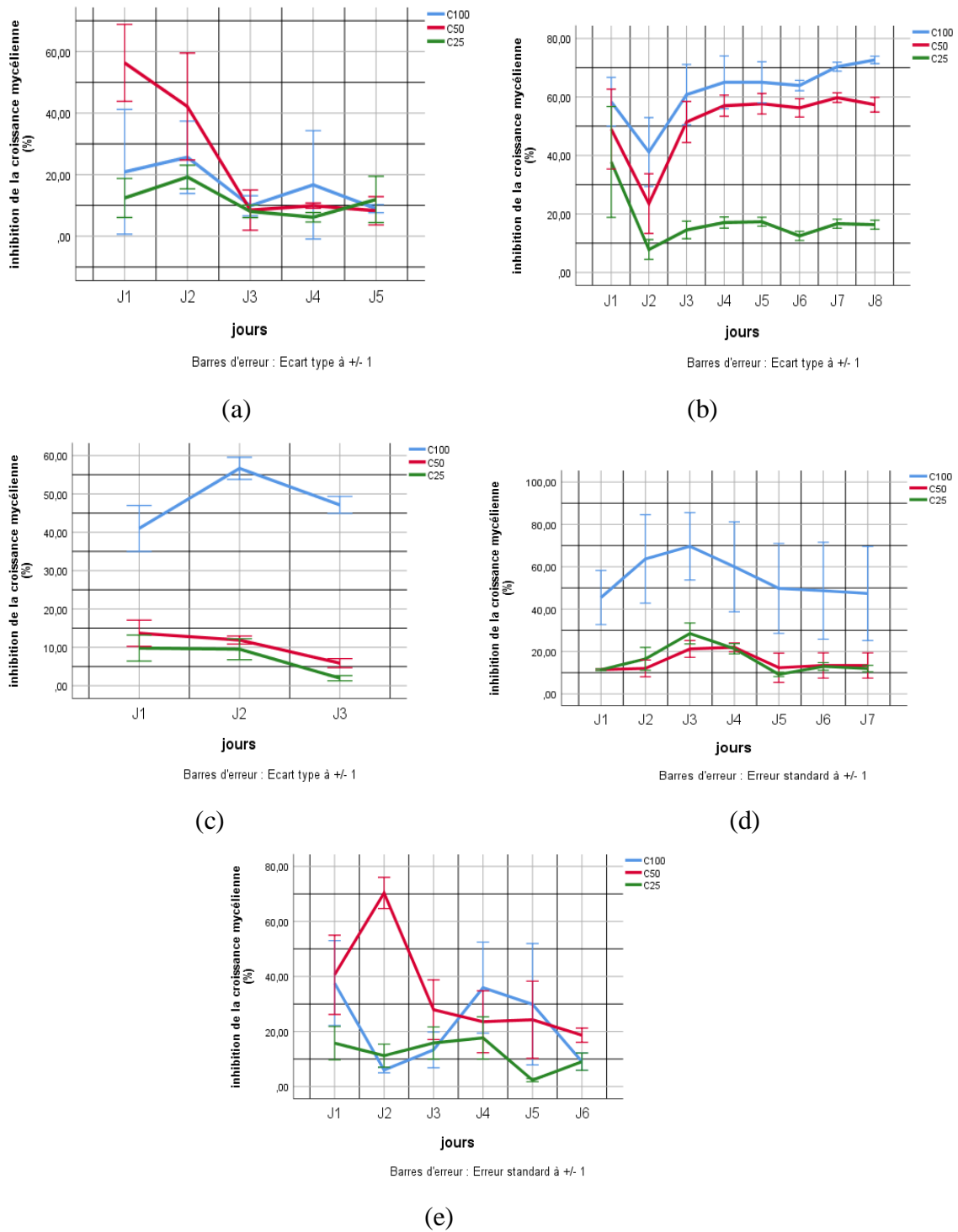


Figure 17: inhibition de la croissance mycélienne des différents champignons étudiés par l'extrait phénolique de l'ortie. (a) *Fusarium sp.*; (b) *Drechslera* ; (c) *Botrytis* ; (d) *Alternaria*; (e) *Alternaria alternata*

III.2.3. Activité antifongique de l'extrait phénolique de l'olivier

Les résultats de l'effet antifongique de l'extrait phénolique d'olivier exprimés en pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne des cinq pathogènes utilisés, sont présentés dans la figure 18.

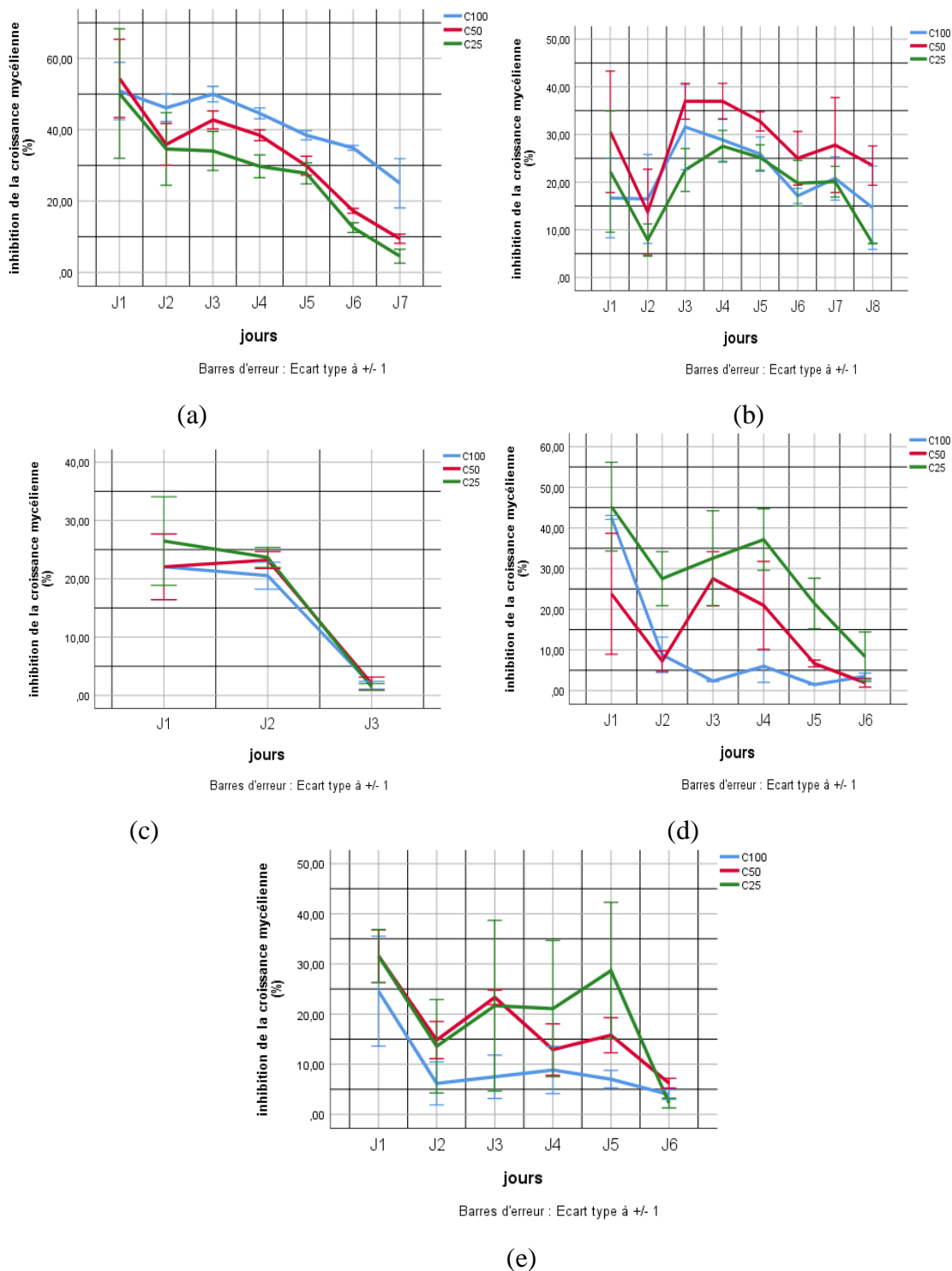


Figure18 : inhibition de la croissance mycélienne des différents champignons étudiés par l'extrait phénolique de l'olivier. (a) *Fusarium sp.*; (b) *Drechslera* ; (c) *Botrytis* ; (d) *Alternaria*; (e) *Alternaria alternata*.

L'effet de l'extrait phénolique d'olivier n'a pas été très élevé vis-à-vis des cinq pathogènes utilisés.

Pour le pathogène *Fusarium*, l'inhibition de la croissance mycélienne était de 25% à 100mg.

Pour le pathogène *Drechslera*, l'inhibition de la croissance était de 14,62% avec la concentration de 100mg d'extrait.

Pour les champignons *Botrytis*, *Alternaria* et *Alternaria alterna* l'extrait a seulement ralenti la croissance et les pourcentages d'inhibition n'ont pas dépassés les 8% (tableau 4).

III.2.4. Activité antifongique de l'extrait phénolique du pistachier lentisque

Les résultats de l'effet antifongique de l'extrait phénolique du pistachier lentisque exprimés en pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne des cinq pathogènes utilisés, sont présentés dans la figure 19.

Pour le champignon *Drechslera*, il n'existe pas de différence significative entre les trois concentrations d'extraits testées pour l'inhibition de sa croissance mycélienne. L'évolution des pourcentages d'inhibition au cours de la culture était décroissante, pour arriver au pourcentage le plus élevé de 11.7% d'inhibition pour la concentration de 100mg.

Pour le *Fusarium* de blé, la différence était significative entre les trois concentrations ($P < 0.05$). Pour la concentration de 100mg d'extrait, l'inhibition était la plus élevée au premier jour ; une régression continue est observée à partir du troisième jour pour finir avec un pourcentage d'inhibition de 33% au sixième jour de culture. Cette dernière valeur est deux fois plus élevée que celle enregistrée avec la concentration de 50 mg de l'extrait qui est de 14.36%.

Vis-à-vis du champignon *Botrytis*, l'extrait a eu un effet non significatif sur l'inhibition de sa croissance mycélienne avec des pourcentages d'inhibition à 3 jours de culture inférieure à 5%.

Pour les deux espèces d'*Alternaria*, les différences entre les différentes concentrations testées étaient significatives. L'inhibition de la croissance mycélienne d'*Alternaria* pathogène de la tomate après 7 jours de culture à 100mg d'extrait de pistachier lentisque était de 22.68%. Cette valeur est plus de deux fois supérieure à celle enregistrée à 50 mg qui est de 10.41% et 20fois à celle de la concentration 25mg qui est de 1.53%.

L'inhibition de la croissance mycélienne d'*Alternaria alterna* par l'extrait de pistachier lentisque à 100mg est de 29.8% ; cette valeur est plus de trois fois supérieure à celle enregistrée avec la concentration de 50mg (9.66%) et presque 6 fois supérieure à celle enregistrée par la concentration de 25mg d'extrait (5.43%) (Tableau 4).

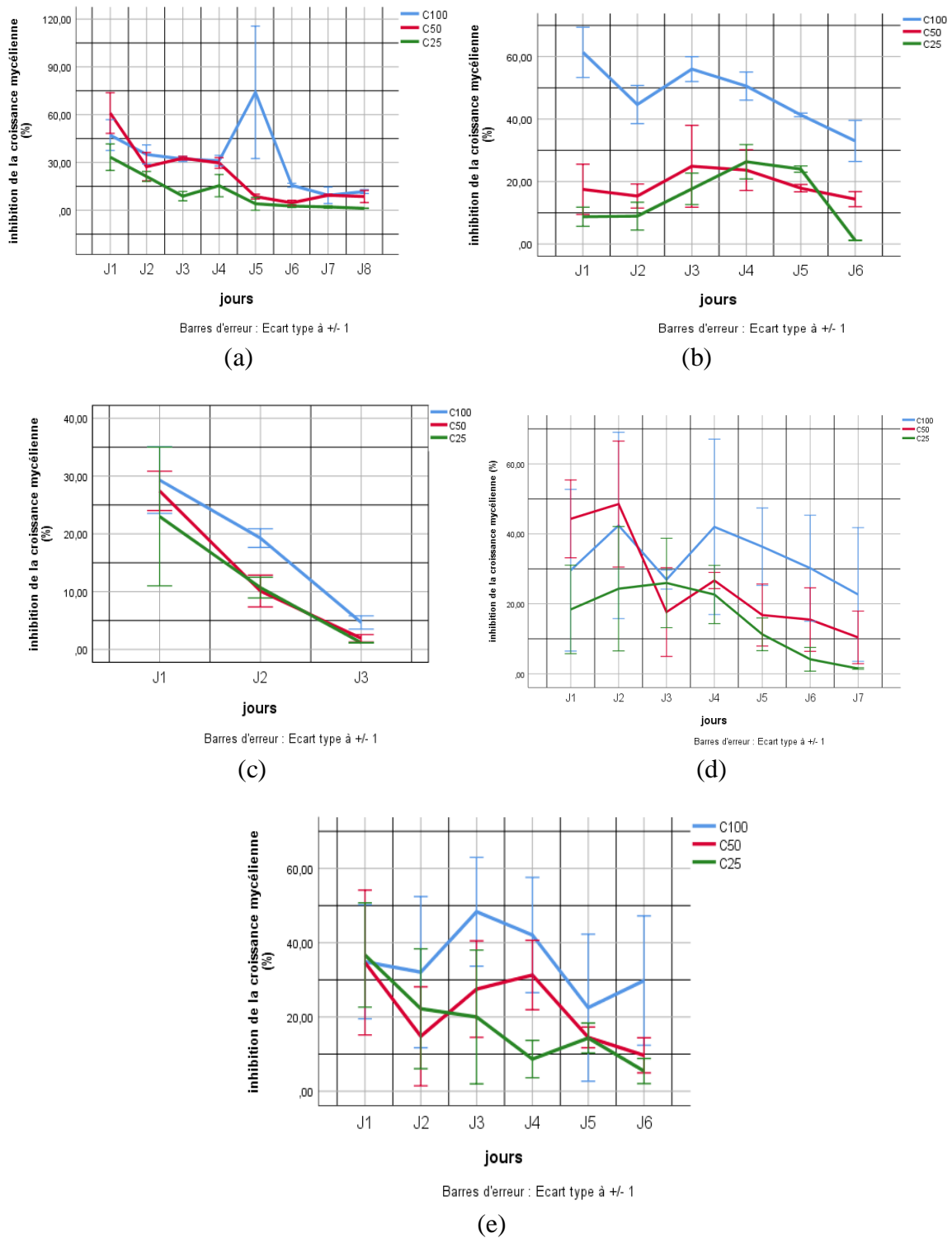


Figure19 : inhibition de la croissance mycélienne des différents champignons étudiés par l’extract phénolique du Pistachier lentisque. (a) *Drechslera*; (b) *Fusarium sp.*; (c) *Botrytis* ; (d) *Alternaria*; (e) *Alternaria alternata*.

III.2.5. Activité antifongique de l'extrait phénolique du laurier noble

Les résultats de l'effet antifongique de l'extrait phénolique du laurier noble exprimés en pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne des cinq pathogènes utilisés, sont présentés dans la figure 20.

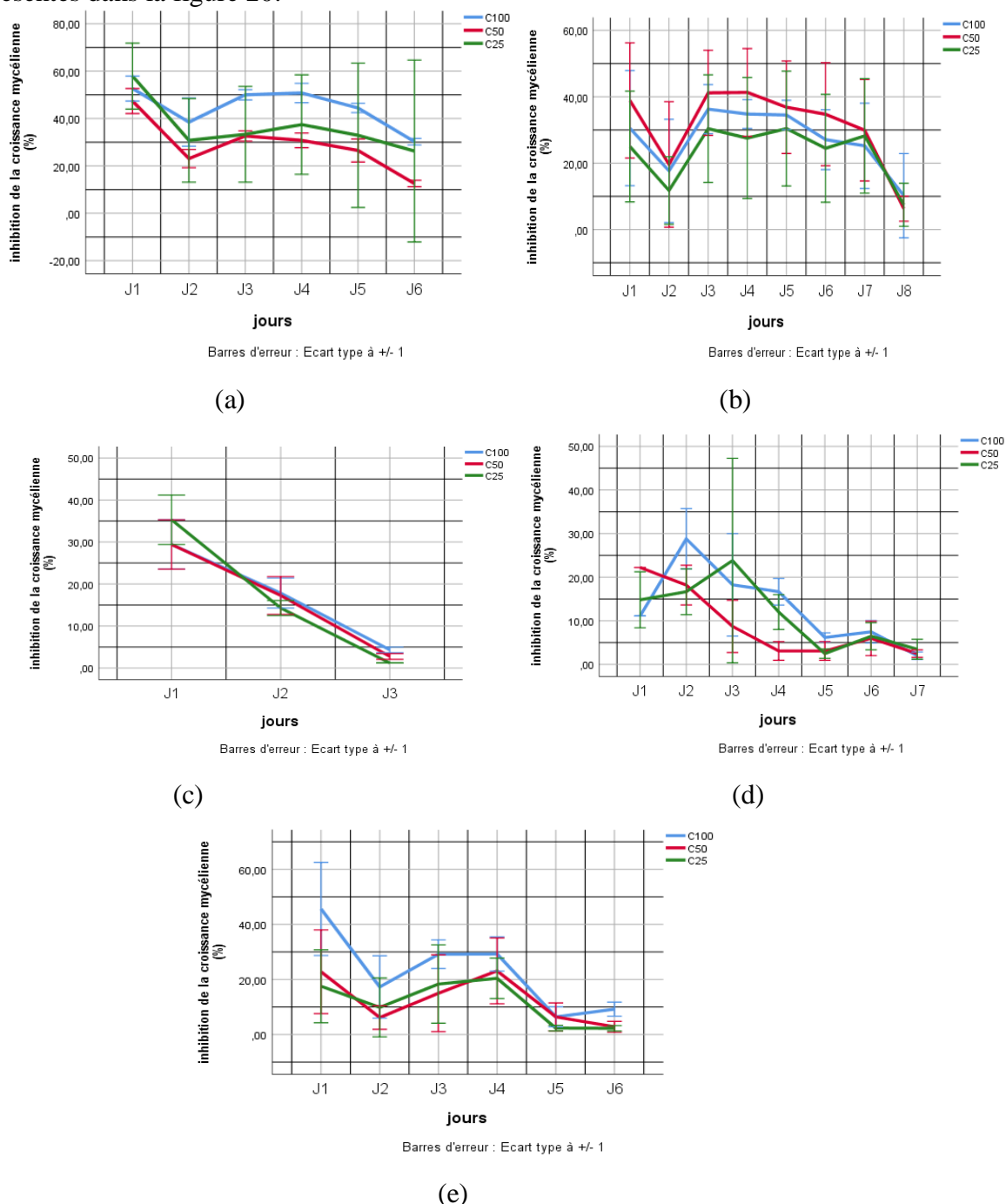


Figure 19: Inhibition de la croissance mycélienne des différents champignons étudiés par l'extrait phénolique de laurier noble. (a) *Fusarium sp.*; (b) *Drechslera*; (c) *Botrytis*; (d) *Alternaria*; (e) *Alternaria alternata*.

L'effet des différentes concentrations testées de l'extrait phénolique du laurier noble n'a pas présenté de différence significative pour l'inhibition de la croissance mycélienne.

L'inhibition de la croissance du *Fusarium* était de 30.19% à la concentration de 100mg d'extrait après 6 jours de culture suivi du pourcentage d'inhibition de la croissance de l'espèce *Drechslera* à la même concentration qui est de 10.19% à 8 jours de culture.

Pour les trois champignons *Botrytis*, *Alternaria* et *Alternaria alterna* étaient inférieures avec des pourcentages de 4.31%, 1.99% et 9.21% respectivement à la concentration de 100mg d'extrait.

III.2.5. Activité antifongique de l'extrait phénolique de l'origan floribundum

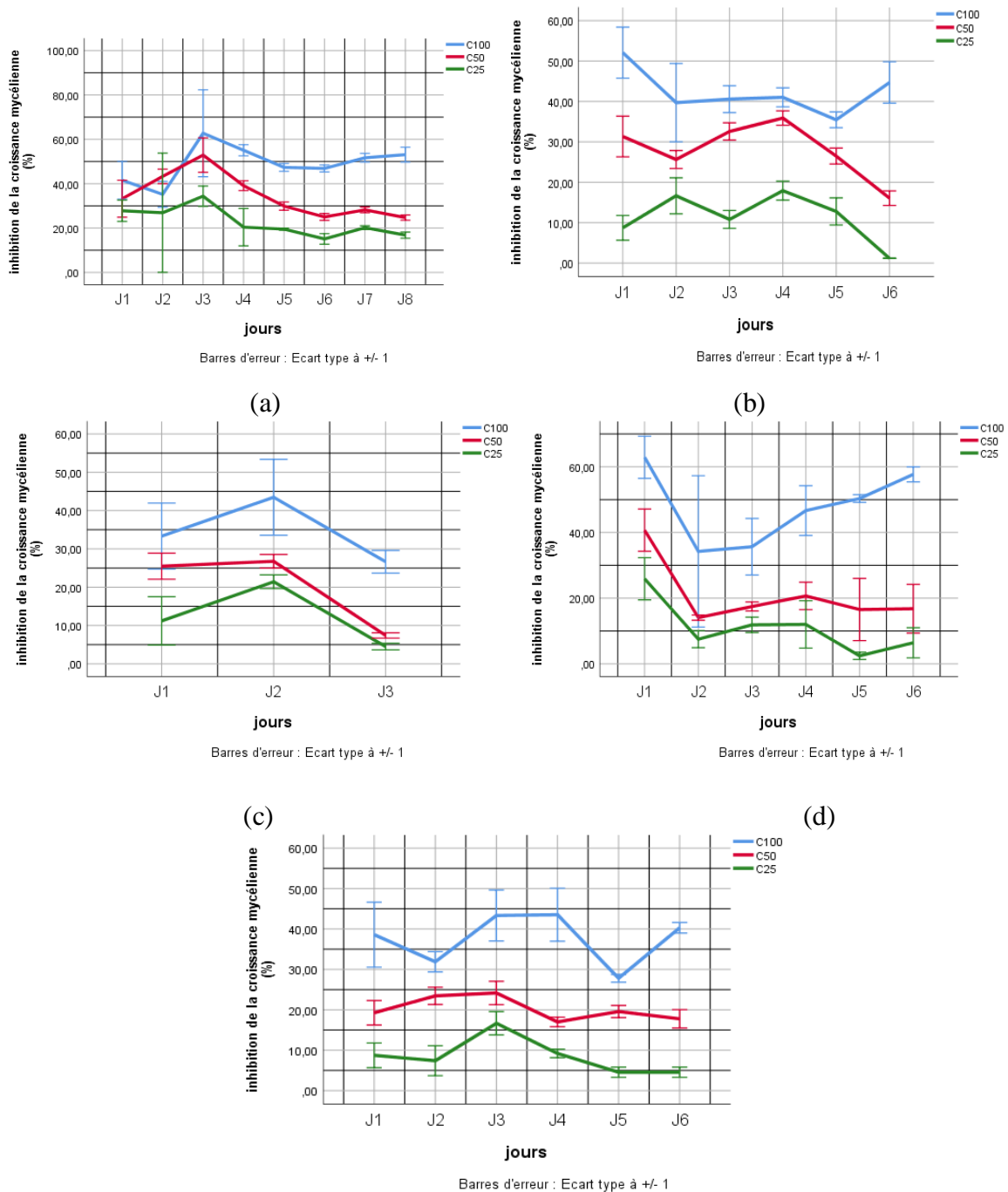
Les résultats de l'effet antifongique de l'extrait phénolique de l'origan floribundum exprimés en pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne des cinq pathogènes utilisés, sont présentés dans la figure 21.

La différence entre les trois concentrations testées de l'extrait de l'origan floribundum est hautement significative ($P < 0.01$) pour l'inhibition de la croissance mycélienne des cinq pathogènes utilisés.

Pour le champignon *Drechslera*, l'inhibition de la croissance n'était pas élevée les deux premiers jours de culture mais s'est élevée le troisième jour pour les trois concentrations testées. A la fin de la culture (après 8 jours), le pourcentage d'inhibition de la croissance était de 44.7% à 100mg d'extrait. Cette valeur reste inférieure aux pourcentages d'inhibition de croissance enregistrés par l'extrait à la même concentration vis-à-vis du *Fusarium* (53.08%) et d'*Alternaria* (57.7%) après 6 jours de culture.

Pour le champignon pathogène de pois chiche *Alternaria alterna*, l'inhibition de la croissance était de 40.3% à 100mg d'extrait ; cette valeur est plus de deux fois supérieure à celle enregistrée à la concentration de 50 mg d'extrait.

L'effet antifongique le plus faible de l'extrait de l'origan floribundum est enregistré contre le champignon *Botrytis* avec 26.64% à 100mg d'extrait (tableau 4).



(e)
Figure 21: Inhibition de la croissance mycélienne des différents champignons étudiés par l'extrait phénolique de l'origan floribundum . (a) *Drechslera* ; (b) *Fusarium sp*; (c) *Botrytis* ; (d) *Alternaria*; (d) *Alternaria alternata*.

Tableau 4: Inhibition de la croissance mycélienne des champignons pathogènes par les différents extraits phénoliques à la fin des cultures.

Extrait phénolique	Concentration (mg/100ml)	Champignons phytopathogènes				
		Drechslera	Fusarium	Botrytis	Alternaria	Alternaria alternata
Origan commun	100	62.74±1.79	51.76±1.17	40±1.17	57.71±8.7	65.08±8.31
	50	47.84±1.79	32.94±4.24	25.49±0.67	5.4±2.27	10.11±5.08
	25	7.76±0.62	21.17±3.11	2.35±2.03	10.26±1.18	3.25±1.35
Origan floribundum	100	53.08±3.36	44.70±5.12	26.64±2.95	57.7±2.29	40.3±1.30
	50	24.70±1.18	16.07±1.79	7.4±0.69	16.76±7.41	17.76±2.26
	25	16.8±1.38	1.17±00	4.5±0.86	6.4±4.58	4.56±1.26
Ortie	100	72.65±1.27	8.9±1.32	47.13±2.20	47.4±3.46	9.03±5.44
	50	57.35±2.51	8.26±4.6	5.8±1.17	13.43±10.34	18.65±4.47
	25	16.33±1.51	11.9±7.51	1.95±0.68	11.96±2.63	9.03±5.44
Pistachier lentisque	100	11.7±1.2	33±6.55	4.66±1.15	22.68±19.1	29.8±6.42
	50	8.58±3.7	14.36±2.41	1.93±0.64	10.41±7.5	9.66±4.72
	25	1.17±00	1.17±00	1.17±00	1.53±0.22	5.43±3.38
Olivier	100	14.62±8.7	25±6.91	1.74±0.67	3.52±0.77	3.95±0.97
	50	23.47±4.12	9.43±1.28	2.03±1.11	1.92±1.06	6.21±0.97
	25	7.13±0.06	4.54±1.96	1.45±0.58	8.33±6.07	2.25±0.97
Laurier noble	100	10.19±12.68	30.19±1.35	4.31±0.67	1.99±0.86	9.21±2.54
	50	6.27±3.78	12.54±1.35	2.74±0.67	2.48±0.86	2.82±2.25
	25	7.45±6.47	26.27±38.38	1.17±00	3.48±2.27	2.25±0.97

Selon les résultats exprimés dans le tableau 4 nous constatons que l'activité antifongique des extraits d'origan commun, l'origan floribundum, l'ortie, l'olivier, le laurier noble et le pistachier lentisque sur les champignons pathogènes des cultures céréales (*Fusarium sp*, *Drechslera*), maraîchère (*Botrytis*, *Alternaria*) et légumineuse (*Alternaria alternata*) révèle la richesse des plantes en composés phénoliques qui ont une activités comme les flavonoïdes et les acides hydroxycinnamique.

MOLEYAR et NARASIMHAM (1986) notent que la stimulation ou l'inhibition de la croissance mycélienne dépendent de la concentration en composés bioactives utilisés dans le milieu.

La sensibilité des espèces fongiques aux molécules dépend parfois à la composition de la paroi (**CHAMI, 2005**). En générale, la variabilité des résultats est probablement due à l'influence de plusieurs facteurs tels que la méthodologie, les microorganismes testés et les substances naturelles utilisées (**PATTNAIK et al., 1996**).

Les nouvelles recherches ont soulevé la possibilité d'employer de nouveaux composés naturels qui peuvent agir en tant que biofongicides (**FIELD et al., 2006; LEE, 2007;**

REGNAULTROGER, 2012; KASSI *et al.*, 2014; XUE *et al.*, 2014). La lutte contre les champignons par l'application de fongicides naturels a pris une place très importante dans les stratégies alternatives aux fongicides de synthèse. Ces derniers sont à l'origine de beaucoup de maladies de plantes. Ils causent de grandes pertes de rendement dans les champs et affectent la qualité des aliments en conservation (**LAPLACE, 2006**).

Conclusion

La lutte contre les champignons par l'application de fongicides naturels a pris une place très importante dans les stratégies alternatives aux fongicides de synthèse. Ces derniers sont à l'origine de beaucoup de maladies de plantes. Ils causent de grandes pertes de rendement dans les champs et affectent la qualité des aliments en conservation.

L'utilisation des pesticides conventionnels sont fréquent et provoquent des dégâts sur la santé humaine et sur l'environnement. C'est dans le but de la recherche d'une solution alternative et de proposer des produits de substitution moins toxiques et moins onéreux que nous avons effectué ce travail pour tester le potentiel de six plantes (l'olivier , l'ortie , deux espèces d'origan : commun et floribundum ,le laurier noble et le pistachier lentisque) à fournir des substances pouvant remplacer les fongicides conventionnels utilisés dans la lutte contre cinq champignons phytopathogènes, à savoir, *Fusarium sp*, *Drechslera*, *Botrytis*, *Alternaria* et *Alternaria alternata*.

En effet, les testés réalisés *in vitro* ont montré que les six plantes médicinales étudiés ont un effet inhibiteur sauf l'olivier, le pistachier lentisque et le laurier noble n'ont pas une activité antifongique sur champignon pathogène *Botrytis*.

A l'essor de cette étude, il serait intéressant de compléter les résultats obtenus en testant de nouvelles concentrations des extraits phénoliques et d'autres souches pathogènes et phytopathogènes.

Afin de comprendre les mécanismes d'action des composés phénoliques des extraits phénoliques des plantes contre champignons pathogènes, il serait nécessaire, tout d'abord, d'extraire et d'identifier les composés d'intérêt et des isolés avec un degré de pureté suffisant les constituants de chaque famille.

Ces études peuvent être compléter par des études *in vitro* sur les activités des constituants de chaque famille identifiés et isolés du métabolisme secondaire de ces plantes ;et cela pour la possibilité d'employer de nouveaux composés naturels qui peuvent agir en tant que biofongicides.

Références bibliographiques**(A)**

- **AAlibert, G., Ranjeva, R., Boudet, M.A. (1977).** Organisation subcellulaire des voies desynthèse des composés phénoliques. *Physiol. Veg*, 15 : 279-301
- **it youssef M., 2006.** Plantes médicinales de la Kabylie. Edition Ibis Press, Paris, 349 p.
- **AbdelkaderMM. El-mougy N.S., EL-Gamal N.G., EL-Mohamdy R.S & Fatouh Y.O.(2012).**In vitro assay of some plant résistance inducers ,essential oils and plant extracts on antagonistic of fungal bio-agents .*Journal of applied sciences research* ,8 :1383 -1391 .
- **Abi Azar, R. (2007)** Complexation des Protéines Laitières par les Extraits de Gousses Vertes de Caroubier: Propriétés technologiques des coagulums obtenus. PhD Dissertation, AgroParisTech, Paris, 195 p.
- **Aît Youssef, M. (2006).** Plantes médicinales de Kabylie. Ibis Press, Paris.
- **Arab,K.,Bouchenak,O., Yahiaoui,K.(2014).**Etude phytochimique et évaluation de l'activité antimicrobienne et antioxydante de l'huile essentielle et des composés phénoliques du pistachier lentisque (*Pistacia lentiscus L.*).*J Fundmentals Applied Sciences*, 6(1), PP. 79-93.
- **Arnnok P. Ruangviriyachai, C., Mahachai, R., Techawongstien, S., Chanthai, S., (2012).***Int. Food Res. J.*, 19 :235–243.
- **Arvouet-grand A., Vennat B., Pourrat A. and Legret P. (1994).** Standardization d'un extrait de propolis et identification des principaux constituents. *Journal de Pharmacie de Belgique*, 49, 462-468.

(B)

- **Baba Aissa F., 1991.** Les plantes médicinales d'Algérie: identification, description, principes actifs, propriétés et usage traditionnel des plantes communes en Algérie. Ed. Bouchène et Ad. Diwan, Alger. p: 121.
- **Bahorun, T. (1997).** Substances naturelles actives : La flore mauricienne, une source d'approvisionnement potentielle. *Food. Agric. Res. Council, Réduit, Mauritius*, 83-94.
- **BajwaR,shafiqueS,anjum&Shafique S.(2004)** .antifungal activity of allelopathic plant extracts IV /growth response dreshlera hawaiiensis ,*Alternaria alternata* and *Fusarium moniliforme* to aqueousextract of *Partheniumhysterophorus* .*international Journal of agriculture .and Biology* ,6 :511-516.

- **Bautista-Banños S, Barrera-Necha LL, Bravo-Luna I, Bermudes-Torres L. (2002).** Antifungal activity of leaf and stem extracts from various plant species on the incidence of *Colletotrichum gloeosporoides* of papaya and mango fruit after storage. *Rev Mex Fitopatol* 20:8–12.16.
- **Bekhechi C., Atik-Bekkara F. & Abdelouahid D.E., 2008.** Composition et activité antibactérienne des huiles essentielles d'*Origanum glandulosum* d'Algérie. *Phytothérapie*. 6:153–159.
- **Benayad N., 2008.** Les huiles essentielles extraites des plantes médicinales marocaines : moyen efficace de lutte contre les ravageurs des denrées alimentaires stockées. Projet de recherche. Faculté des Sciences Rabat, Maroc.
- **Benavente-Garcia, O., Castillo, J., Marin, F.R., Ortuno, A., Del Rio, J.A. (1997).** Uses and properties of *Citrus* flavonoids. *J. Agric. Food Chem.* 45 : 4505–4515.
- **Belabbas M., Mokhtar M., Bouamar S., et Riazi A., 2020.** Antioxidant and microbial activities, and HPLC-PDA-ESI-MS profile of phenolic extract of *Urtica dioica* L.
- **Beloued A. 2003** .plantes médicinales d'Algérie .Alger :office des publications universitaires .
- **Bhuiyan Nazmul H. ,SelvarajGopalan , Wei Yangdou and King John, 2009.** Gene Expression profiling and silencing reveal that monolignol biosynthesis plays a critical role in penetration defence in wheat against powdery mildew invasion. *Journal of Experimental Botany*, vol. 60, pp 509-521.
- **Bruneton, J. (1993).** Pharmacognosie : Phytochimie, Plantes médicinales. 2ème édition, Lavoisier Techniques & Documentation, Paris.
- **Broydé H & Doré T. (2013).** Effet des pratiques agricoles sur la contamination des denrées par les mycotoxines issues de *Fusarium* et *Aspergillus* spp. *cahier agriculture* .22 :182-94.
- **Brzozowska, J., Hanower, P., Tanguy, J. (1973).** Polyphenols des feuilles de cotonniers et influence sur leur composition d'un choc hydrique ou nutritionnel. *Phytochemistry*, 12:2353-2357.
- **Bossokpi, I.P.L. (2002).** Etude des activités biologiques de *Fagaraxanthoxyloides* LAM (Rutaceae). *Thèse de pharmacie, Bamako*, p 133. Lee, K.W., Hur, H.J.

- **Bouhadouda N(2016)**-Activités antioxydantes et antimicrobienne de deux plantes du sol local *Origanum vulgare* et *Menthapulegium* .thèse doctorat-université BadjiMokhtar_annaba.
- **Boyras N.&Ozcan M.(2006)** .Inhibition of phytopathogenicfungi by essential oil ,hydrosol,groundmaterial and extract of summer savory (*Saturejahortensis* L.)growingwild in Turkey .international journal of Food Microbiology,107 :238-242.

(C)

- **Calmes B ,(2011)** .Reponses adaptatives d'alternaria brassicicola au stress oxydatif lors de l'interaction avec les brassicaceesrole du metabolisme du mannitol et des glutathion –s-transférases.t hèse de doctorat .Univ d'Angers.
- **Chung, K., Wong, T.Y., Wei, C., Huang, Y., Lin, Y. (1998)**. Tannins and humanhealth. *Crit.Rev. Food Sci. Nutr*, 38: 421-464.
- **Cowan, M.M. (1999)**. Plant Products as Antimicrobial Agents. *Clin. MicrobiolRe*, 12(4): 564- 582.
- **21 Crozier, A., Clifford, M.N., Ashihara, H. (2006)**. Plant Secondary Metabolites: Occurrence,Structure and Role in the Human Diet. Ed Blackwell Publishing Ltd.

(D)

- **Desjardins A.E.(2006)**.Fusarium Mycotoxines .chemistry, Genetics and Biology.Ed.APS.
- **Desjardis A.E.&Protocor R.H.(2007)**.Molecular biology of fusarium mycotoxines .Int.Journal of foodMicrobiology ,119,47-50.
- **Dubois, G.E., Grosbay, G.A., Saffron, P. (1977)**. Non nutritive Sweeteners: Taste structure Relationship swith for some new simple dihy drochalcones. *Science*, 195: 397-399.
- **Dutertre J., 2011**. Enquête prospective au sein de la population consultant dans les cabinets de médecine générale sur l'île de la Réunion : à propos des plantes médicinales, utilisation,effets, innocuité et lien avec le médecin généraliste. Thèse. Doc. Univ. Bordeaux 2 - Victor Segalen. U.F.R des sciences médicales.120p 0.
- **Demarley A., Sibi M., 1999**.Amélioration de plantes et biotechnologies. Ed John Libbey. Paris, 152.
- **Douat R., 1998**. « Guide complet de la culture de l'olivier », Editions de Vecchi, Paris.

(E)

- **Edenharder, R., Grünhage, D. (2003).** Free radical scavenging abilities of flavonoids as mechanism of protection against mutagenicity induced by tert-butylhydroperoxide or cumene hydroperoxide in *Salmonella typhimurium* TA102. *Mutat. Res*, 540: 1–18.

(F)

- **Fletcher J., Bender C., Budowle B., Cobb W.T., Gold S.E., Ishimaru C.A., Luster D., et al (2006).** Plant pathogen forensics: capabilities, needs, and recommendations. *Microbiology. Molecule. Biology. Revue.* 70 :450-471.

(G)

- **Guiraud J.P. (2003).** Microbiologie alimentaires. (edn) Dunod. Paris.p : 651.

(H)

- **Hamdani fatima zohra ,2015** « Déterminisme moléculaire de l'activité antifongique des huiles essentielles extraites à partir des feuilles d'agrumes » Doctorat en sciences ,université Chlef 143p.
- **Hättenschwiler S. and Vitousek Peter M., 2000.** The role of polyphenols in terrestrial Ecosystem nutrient cycling. *Elsevier Science*, vol. 15, pp 238-244.
- **Harbone, J.B. (1993).** Introduction to Ecological Biochemistry, 4th Ed; Academic Press. London.
- **Havsteen, B.H. (2002).** The biochemistry and medical significance of the flavonoids. *Pharmacol. Therapeut*, 96: 67– 202.
- **Hennebelle, T., Sahpaz, S., Bailleul, F. (2004).** Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie*, 1: 3-6.
- **Hodek, P., Trefil, P., Stiborova, M. (2002).** Flavonoids-potent and versatile biologically active compounds interacting with cytochromes P450. *Chem. Biol. Interact*, 139: 1–21.

(I)

- **Ietswaart J.H., 1980.** A taxonomic revision of the genus *Origanum* (Labiatae). PhD Thesis.

(J)

- **Jones J.D.G. & Dangl J.L., 2006.** The plant immune system. *Nature*. **444**: 323-329 Leiden Botanical Series, vol. 4. Leiden University Press, The Hague, Netherlands.

(K)

- **Kadik-Achoubi(2005)**. Etude phytosociologique et phytoécologique des formation à pin d'Alep de l'étage bioclimatique semi-aride algérien .these de doctorat Es-Sciences de la nature U.S.T.H.B. ,Alger ,301p+ann.Institut Européen des substances végétales.
- **Khoddami A.**, wilkes ma, Roberts th, (2013). Techniques for analysis of plant phenolic compounds. *Molecules*, 18: 2328-2375.
- **KosiakB.,Trop M.,SKjervr E.& Andersen B.(2004)**.Alternaria and Fusarium in Norwegian grains of reduced quality _a matche dpair sample study .International Journal of food Microbiology ,93 :51-62.
- **Ksouri, R., Megdiche, W., Falleh, H., Trabelsi, N., Boulaaba, M., Smaoui, A., Abdelly, C.(2008)**. Influence of biological, environmental and technicalfactors on phenolic contentand antioxidant activities of Tunisian halophytes. *C. R. Biol*,331: 865-873.

(L)

- **Laplace J.P. (2006)** . Agriculture et alimentation Réflexions croisées, *Cahiers Agricultures*. 15, 4: 375 -78.
- **Lapornic B., Prošek M., Wonder A.G. (2005)**. Comparison of extract prepared from plant byproducts using different solvents and extraction time. *Journal of Food Engineering* 71: 214-222.
- **Lattanzio V., Lattanzio Veronica M. T. and Cardinali A., 2006**. Role of phenolics in The resistance mechanisms of plants againt fungal pathogens and insects. *Editor: Filippo Imperato. Phytochemistry: Advances in Research*, pp 23-67.
- **Lee, C.Y. (2005)**.Antiproliferative effects of diet aryphenolic substances and hydrogenperoxide. *J. Agric. Food Chem*, 53 : 1990-1995.
- **Lepoivre P.(2003)**.Phytopathologie :Bases moléculaire et biologiques des pathosystèmes et fonements des stratégies de lutte .Ed .De Boeck Supérieur .432p .
- **Leong, LP., Shui, G. (2002)**. An investigation of antioxidant capacity of fruits in Singapore markets. *Food Chem*, 76: 69-75.
- **Lesley Bremnes 1994** plantes aromatiques et médicinales.Edition eye witness handbook-herbs p69 .
- 1994 Dorling kinder sleylimited ,londres .1994 lesley bermness pour le texte .

- **Li S.,Hartman G.L.,Domier L.L1 Boykin,D.(2008).**quantification of *Fusarium solanif.sp* .glycines isolates in soybeanroots by colony –forming unit assays and real – times quantitative PCR. *Theoretical and Applied Genetics* .117,3.
- **Loche, J. (1966).** Contribution à l'étude des polyphénols de la plante de tabac (Seita, ed). *Ann de la direction des études et de l'équipement, France*, 3 : 15 18 Nitsch, J.P., Nitsch, C. (1961). Synergistes naturels des auxinex et des giberellines. *Bull. Soc.Fr*, 26: 2237-2240.
- **Loussert et Brousse,1978).**L'olivier ,Coll des Techniques agricoles et Productions méditerranéens.G.P.Maisonneuve et Larose,Paris,1978,447p.=XI.173cl.
- **LogriecoA.,Moretti A.&Solefrizzo M.(2009).**Alternaria toxins and plant diseases :an overview of origin ,occurrence and risks .*world Mycotoxines Journal* ,2 ;129-140.

(M)

- **Mahboubi Moussaoui** 2014 plantes médicinales de méditerranée et d'orient .Edition sabilvilleiranche sur Saoun 69400,France p83 .
- **Mahboubi Moussaoui 2014** plantes médicinales de méditerranée et d'orient .Edition sabilvilleiranche sur Saoun 69400,France p 111 .
- **Mahboubi Moussaoui 2014** plantes médicinales de méditerranée et d'orient .Edition sabilvilleiranche sur Saoun 69400,France p 112 .
- **Mahboubi Moussaoui** 2014 plantes médicinales de méditerranée et d'orient .Edition sabilvilleiranche sur Saoun 69400,France p 106 .
- **Meyer A. ,Deina J.&Benard A .(2004).**Cours de microbiologie générale .*Journal applied of Microbiology* .66,4 :1523-1526.
- **Middleton, E., Kandaswami, C., Theoharides, T.C. (2000).** The effects of plant flavonoids on mammalian cells: implications for inflammation, heart disease and cancer. *Pharmacol Rev*, 52: 673-839.
- **Middleton, E., Kandaswami, C., Theoharides, T.C. (2000).** The effects of plant flavonoids on mammalian cells: implications for inflammation, heart disease and cancer. *Pharmacol*.
- **Mompon, B., Lemaire, B., Mengal, P., Surbled, M. (1998).** Extraction des polyphénols : du laboratoire à la production industrielle. Ed. INRA, Paris (les Colloques, N° 87).
- **Moleyar and Narasimham, 1986. V. Moleyar, P. Narasimham.** Antifungal activity of some essential oil components. *Food Microbiol.*, 3 (1986), pp. 331-336.

- **Moretti A.N.(2009)**Taxonomy of Fusarium genus ,a continous fight between lumpres and splitters .Zbornik Matice srpskezaprirod nenauke /proc .Nat .Sci ,Matica Srpskanovi Sad,117 :7-13.

- **Mukohata, Y., Nakabayashi, S., & Higashida, M. (1978).** Quercetin, an energytransfer inhibitor in photophosphorylation. *FEBS Lett*,85 :215-218

(N)

- **Nijveldt, R. J., Nood, E., Hoorn, D. E., Boelens, P. G., Norren, K., Leeuwen, P. (2001).**Flavonoids: A review of probable mechanisms of action and potential applications. *Am. J. Clin Nutr*, 74 : 418–425.

(O)

- **O'Donnell k ., RooneyAP.,ProctorR.H.,BrownD.W.,McCormick S.P .,Ward T.J.,et al.(2013).**Phylogenitic analyses of RPB1 and RPB2strongly support a middle cret a ceousorigin for a clade comprising all agriculturally and medically important fusaria .*fungalGenetics and biology* ,52 :20_31.

- **O'Kennedy, R., and Thornes, R.D. (ed) (1997).**Coumarins: Biology, Applications and Modeof Action. John Wiley& Sons Inc. New York. N.Y. 3 Havsteen, B.H. (2002). The biochemistry and medicalsignificance of the flavonoids. *Pharmacol. Therapeut*96: 67– 202.

- **Ostry V.(2008)** :Alternaria mycotoxines :an overview of chemical characterization ,producers, toxicity, analysis,and occurrence in foodstuffs ,world Mycotoxines Journal ,1,2 :175-188.

(P)

- **PACIN A.M., GONZALEZ H.H.L., ETCHEVERRY M., RESNIK S.L., VIVAS L., ESPIN S.(2002).** Fungi associated with food and feed commodities from Ecuador. *Mycopathologia* 156: 87–92.

- **Prabhu A.V.,Khelfane .&Bekal S .(1992).**Compilation des maladies fongiques des plantes en Algérie .Ed office des publication Universitaire (OPU),Algérie .85p Press,St.Pau .260p Simon H(1994) .la protection des cultures .Ed Lavoisier Tec et Doc .france .351p .

(R)

- **Rahman, I., Biswas, S.K., Kirkham, P.A. (2006).**Regulation of inflammation and redox signaling by diet arypolyphenols. *Biochem Pharmacol*, 72: 1439-1452 .

- **Robards K., Prenzler P.D., Tucker G., Swatsitang P., Glover W. (1999).** Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits. *Food Chemistry*, 66(4): 401-436.
- **Robards, K., 2003.** Strategies for the determination of bioactive phenols in plants, fruit and vegetables. *J. Chromatogr. A* 1000, 657–691

(S)

- **Salvatore M.J, King A.B, Graham A.C et al., (1998).** Antibacterial activity of lonchocarpol A. *J Nat Prod*, 61: 640–642.
- **Sanago R., 2006** Le rôle des plantes médicinales en médecine traditionnelle. Université Bamako(Mali): 53.

(T)

- **Thomma B.P.H.J. (2003).** Alternaria spp. :from general saprophyte to specific parasite molecular plant pathology .4,4 :225-236.
- **Tsimogiannins, D.I., Oreopoulou, V. (2006).** The contribution of flavonoid C-ring on DPPH free radical scavenging efficiency. A kinetic approach for the 3', 4'-hydroxy substituted .members. *Innovat Food SciEmerg Tech*, 7: 140-146.

(W)

- **Weiland J.J.,Sundsback J.L .(2000).** differentiation and detection of sugarbeet fungal pathogenesis using PCR amplification of actin coding sequences and the ITS region of the *Rrnagene* .Plant disease .84,4 :475-482.

(Y)

- **Yao, L.H., Jiang, Y.M., SHI, J., Tomas-Barberan, F.A., Datta, N., Singanusong, R., Chen,S.S. (2004).** Flavonoids in Food and their health benefits. *Plant. Food Hum. Nutr*, 59 :113-122.
- **Yoshida, H., Ishikawa, T., Hosoai, H., Suzukawa, M., Ayaori, M., Hisada, T., et al. (1999).** Inhibitory effect of tea flavonoids on the ability of cells to oxidize low density lipoprotein. *Biochem Pharmacol*, 58 : 1695–703.



1. La pesée de matériel végétale.



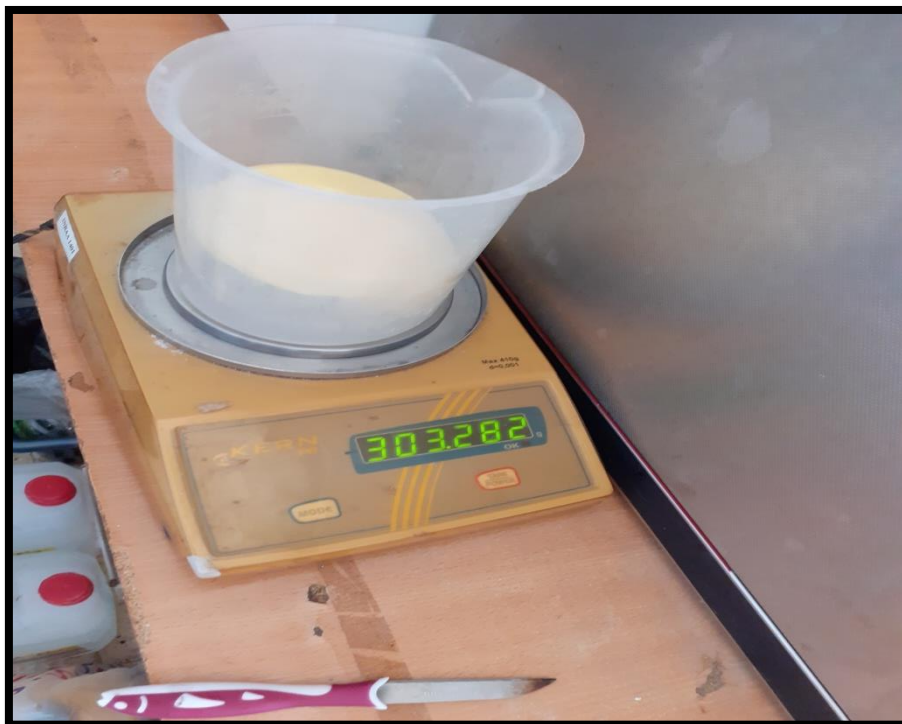
2. Filtration



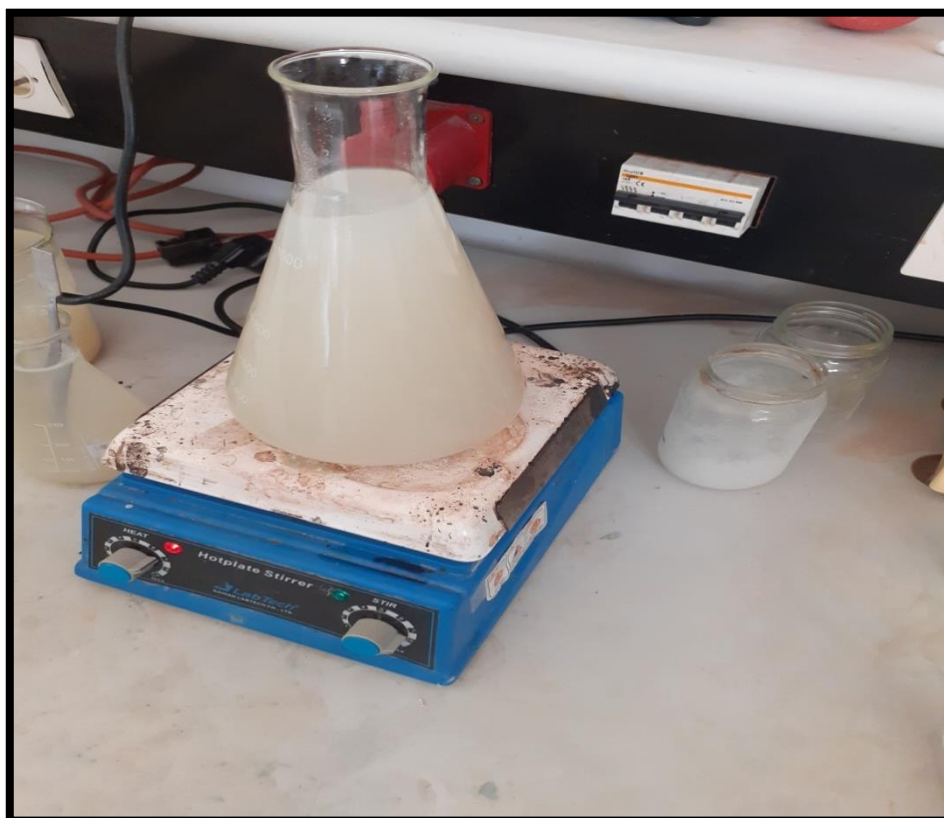
3. Agitation d'un mélange pendant 30min



4. Agitation



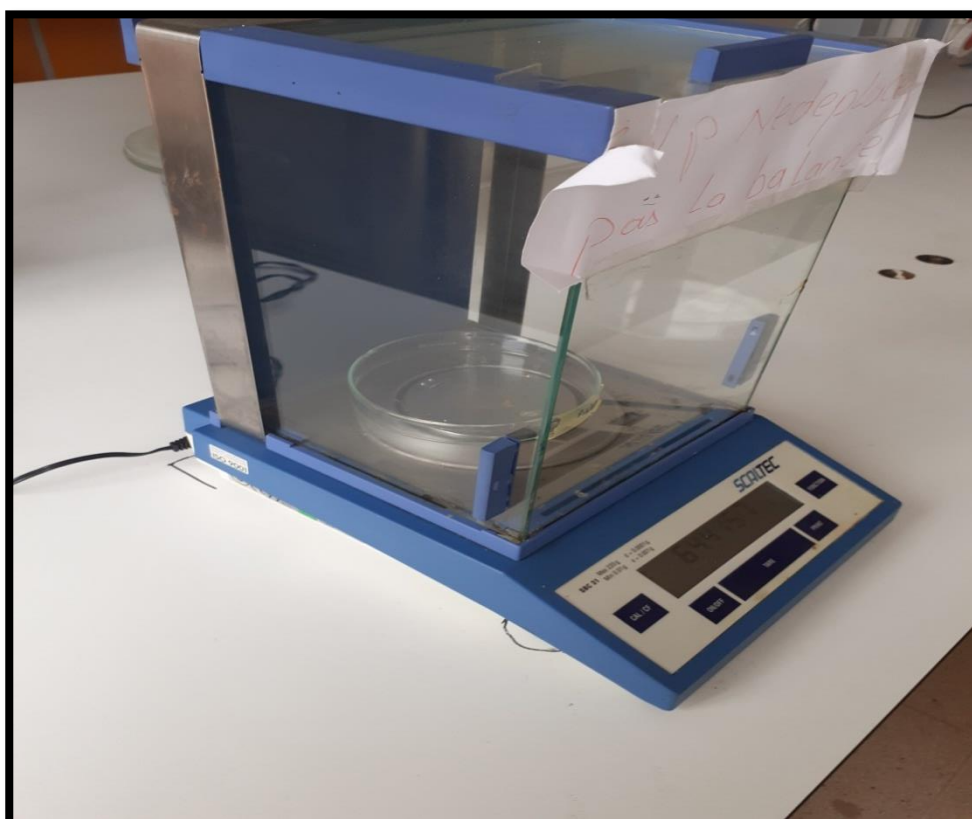
5. la pesée de pomme de terre pour préparer le milieu de culture PDA



6. agitation et chauffage de milieu de culture PDA



7. Les solutions préparées après la filtration .



8. la pesée



9. Ajouter le méthanol dans les extrait végétales après grattage .



10.le spectrophotomètre.



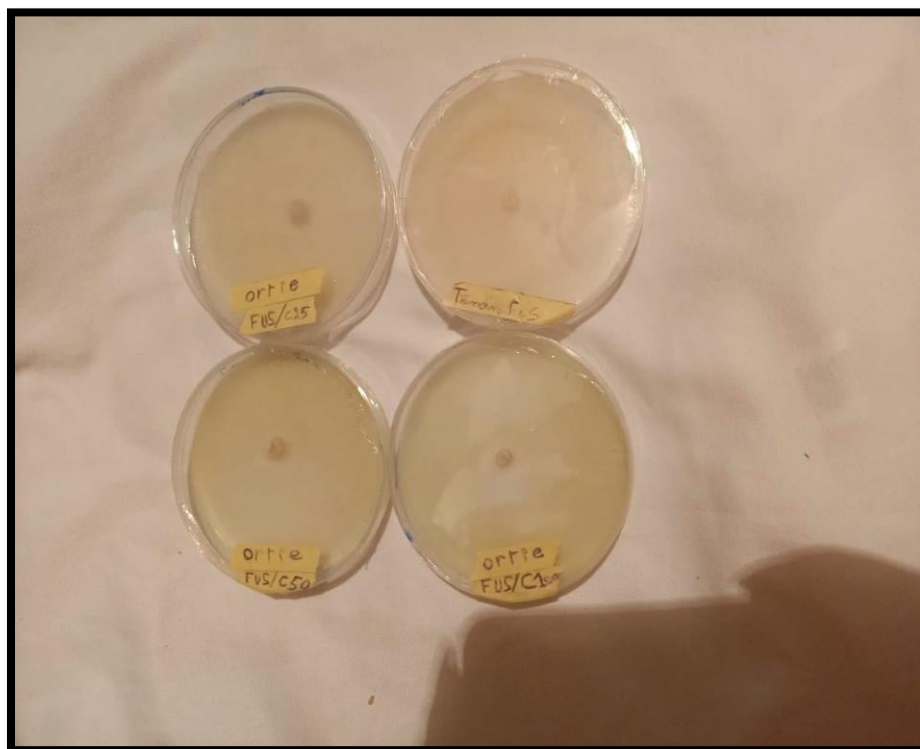
11.Rotavapeure : pour evaporer les solvant de l'extrait .



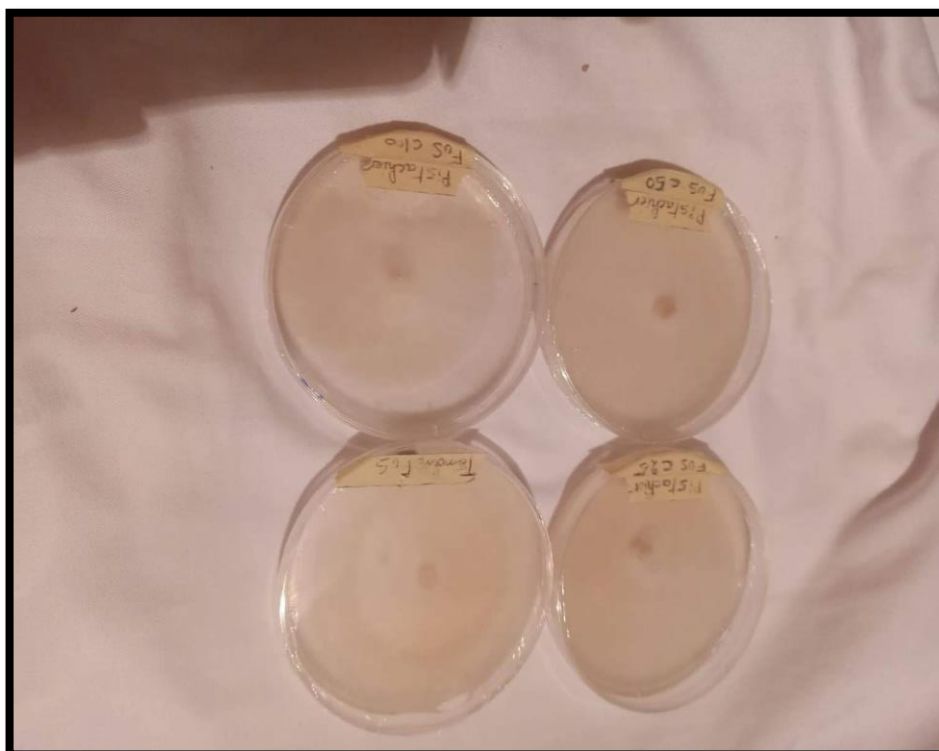
12. Remplir les boites pétries avec le milieu PDA+l'extrait+tween.



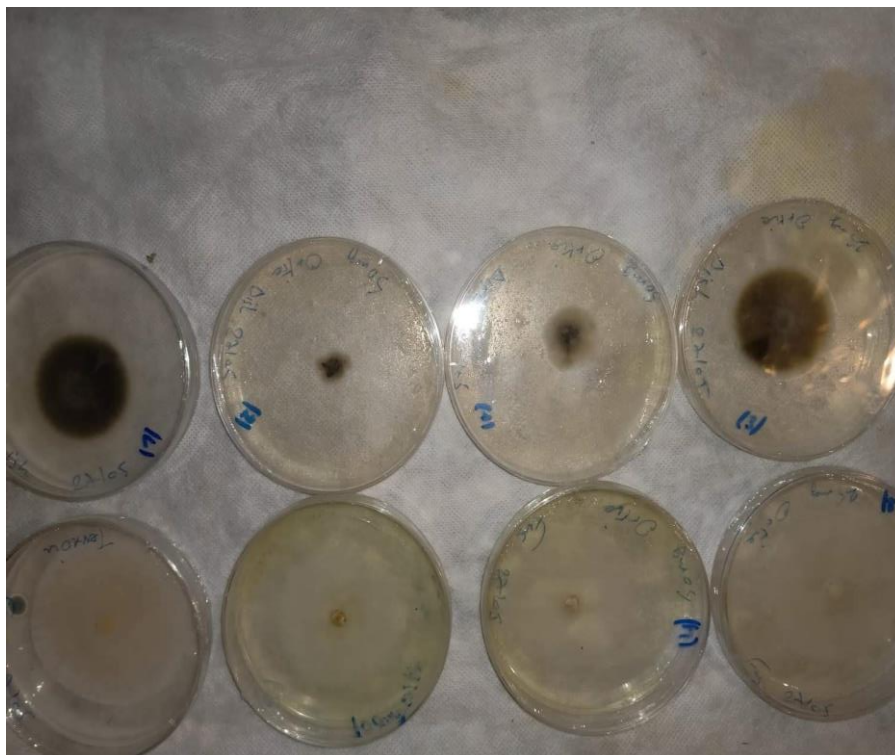
13. L'inoculation du champignons



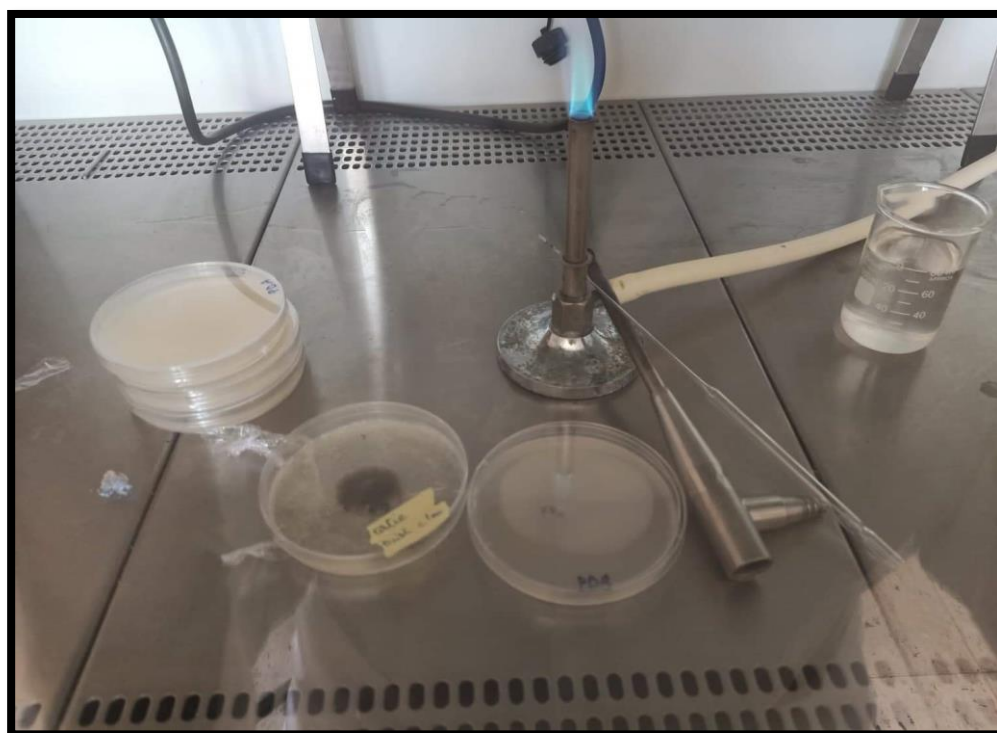
14. champignon Fusarium dans le premier jour sur l'extrait d'ortie



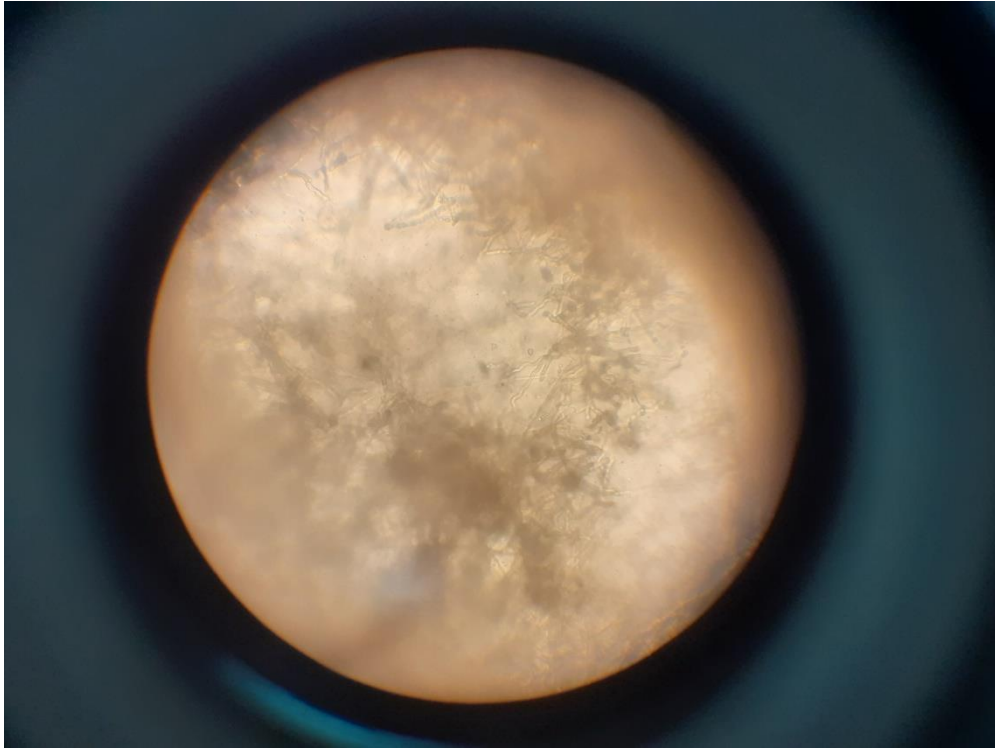
15. .champignon Fusarium dans le premier jour sur l'extrait pistachier



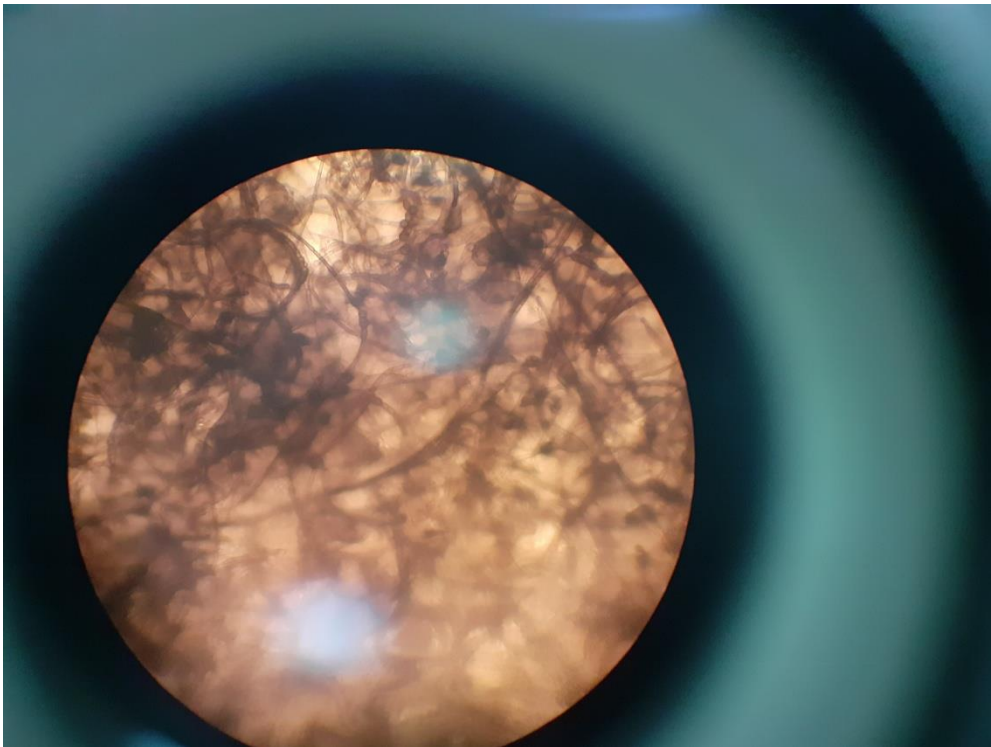
16. observation macroscopique



17. Collage de boîte de pétrole.



18. observation microscopiques de champignon Fusarium X*40



20. Observation microscopique de champignon drecheslera X*40