



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire



وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة غرداية

Université de Ghardaïa

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre

قسم العلوم الفلاحية

Département des sciences agronomiques

N°d'enregistrement

/...../...../...../.....

THÈSE

Pour l'obtention du diplôme de Doctorat 3^{ème} cycle L.M.D.

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Agronomiques

Spécialité : Protection des Végétaux et Ecotoxicologie

Contribution à l'étude des effets biocides des extraits végétaux d'espèces spontanées sur des bioagresseurs des cultures en milieu saharien

Soutenue publiquement le : .. / .. / 2025

Par
ARABA Fatna

Devant le jury composé de :

| | | | |
|------------------|------------|---------------------|--------------------|
| BENRIMA Atika | Professeur | Univ. Ghardaïa | Présidente |
| KHENE Bachir | MCA | Univ. Ghardaïa | Directeur de thèse |
| MALLAM Hamida | Professeur | Univ. A.T. Laghouat | Examinatrice |
| GUEZOUL Omar | Professeur | Univ. K.M. Ouargla | Examineur |
| BELGHIT Said | MCA | Univ. Ghardaïa | Examineur |
| KRAIMAT Mohamed | MCA | Univ. Ghardaïa | Invité |
| KEMASSI Abdallah | Professeur | Univ. K.M. Ouargla | Invité |

Année universitaire : 2024 /2025

Table des matières

| | |
|-------------------------|--|
| Dédicace | |
| Remerciements | |
| Liste des tableaux | |
| Liste des figures | |
| Liste des photographies | |
| Liste des abréviations | |
| Résumé | |

| | |
|---------------------|-----------|
| Introduction | 01 |
|---------------------|-----------|

Chapitre I : Matériels et méthodes

| | | |
|----------------|--|-----------|
| I.1 | Description | 05 |
| I.2 | Matériel végétal | 06 |
| I.2.1 | <i>Cotula cinerea</i> Del | 06 |
| I.2.2 | <i>Peganum harmala</i> L | 07 |
| I.2.3 | <i>Pergularia tomentosa</i> L | 08 |
| I.2.4 | Récolte | 09 |
| I.2.5 | Séchage et broyage | 10 |
| I.2.6 | Préparation des extraits méthanoliques | 10 |
| I.2.7 | Tests phytochimiques | 12 |
| I.2.7.1 | Détection des tanins | 12 |
| I.2.7.2 | Détection des flavonoïdes | 13 |
| I.2.7.3 | Détection des coumarines | 13 |
| I.2.7.4 | Détection des Quinones libres | 13 |
| I.2.7.5 | Détection Alcaloïdes | 14 |
| I.2.7.6 | Détection Terpénoïdes | 13 |
| I.2.7.7 | Détection Saponosides | 13 |
| I.2.7.8 | Détection Stéroïdes | 14 |
| I.2.7.9 | Détection Composés réducteurs | 14 |
| I.3 | Matériel fongique | 15 |
| I.3.1 | Choix des bioagresseurs pour les bio-tests | 15 |
| I.3.2 | Agent de la pourriture de l'inflorescence (<i>Mauginiella scaettae</i> Cav) : | 16 |
| I.3.2.1 | Agent causal | 17 |
| I.3.2.2 | Biologie et épidémiologie | 18 |
| I.3.2.3 | Isolement sur le milieu PDA (Potato Dextrose Agar) | 19 |
| I.3.2.4 | Purification et repiquage des isolats fongiques | 20 |
| I.3.2.5 | Identification | 20 |
| I.3.3 | Fusariose du palmier dattier « bayoud » | 20 |
| I.3.3.1 | Agent causal (<i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>albedinis</i>) | 20 |
| I.3.3.2 | Biologie et épidémiologie | 21 |

| | | |
|----------------|--|-----------|
| I.3.3.3 | Symptômes | 21 |
| I.3.3.4 | Obtention des isolats fongiques | 23 |
| I.4 | Paramètres étudiés | 23 |
| I.4.1 | Rendement d'extraction | 23 |
| I.4.2 | Evaluation de la croissance mycélienne | 24 |
| I.3.3 | Taux d'inhibition | 25 |
| I.3.4 | Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI) | 25 |
| I.3.5 | Vitesse de croissances mycélienne | 25 |
| I.3.6 | Analyses statistiques | 26 |

Chapitre II : Résultats et discussions

| | | |
|-----------------|--|-----------|
| II.1 | Caractéristiques physico-chimiques des extraits. | 27 |
| II.1.1 | Rendement d'extraction | 27 |
| II.1.2 | Tests phytochimiques | 29 |
| II.2 | Pouvoir antifongique | 31 |
| II.2.1 | Effet antifongique des extraits sur <i>Mauginiella scaettae</i> Cav | 32 |
| II.2.1.1 | Evaluation de la croissance mycélienne | 32 |
| II.2.1.2 | Taux d'inhibition | 39 |
| II.2.1.3 | Détermination des concentrations inhibitrices (CMI) | 43 |
| II.2.1.4 | Détermination de la vitesse de croissance mycélienne (VC) | 43 |
| II.2.2 | Effet antifongique des extraits sur <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>albedinis</i> | 46 |
| II.2.2.1 | Evaluation de la croissance mycélienne | 46 |
| II.2.2.2 | Taux d'inhibition | 53 |
| II.2.2.3 | Détermination des concentrations inhibitrices (CMI) | 57 |
| II.2.2.4 | Détermination de la vitesse de croissance mycélienne (VC) | 57 |
| II.3 | Analyse statistiques | 60 |

| | |
|-------------------|-----------|
| Conclusion | 69 |
|-------------------|-----------|

| | |
|------------------------------------|-----------|
| Références bibliographiques | 73 |
|------------------------------------|-----------|

Annexe

Productions scientifiques

Publication internationale
Publication nationale
Communication nationale

Dédicace

A mon très cher père (Ahmed ARABA): J'ai vécu dans l'admiration de ta grande personnalité et de ta bonté. Tu es pour moi l'exemple de la réussite et du grand cœur. Puisse cette thèse symboliser le fruit de tes longues années de sacrifices consentis pour mes études et mon éducation. Puisse Dieu, le tout puissant, te protéger et t'accorder meilleure santé et longue vie afin que je puisse te rendre un minimum de ce que je te dois.

A ma très chère mère (Khadidja HAIMOUD) : Je ne trouve pas les mots pour traduire tout ce que je ressens envers une mère exceptionnelle dont j'ai la fierté d'être le fils. Ta noblesse et ta bonté sont sans limites. Que ce travail soit un hommage aux énormes sacrifices que tu t'es imposées afin d'assurer mon bien être, et que Dieu tout puissant, préserve ton sourire et t'assure une bonne santé et une longue vie afin que je puisse te combler à mon amour.

A Mon mari (Bachir LAIOURETTE) je tiens à exprimer mon infinie reconnaissance à celui qui partage ma vie et qui m'a soutenu tout au long de ses années de thèse dans les moments de doutes, de stress et d'angoisse. Je te remercie de m'avoir toujours encouragé, cru en moi et de, surtout, supporté mes sauts d'humeur dans les moments difficiles. Un grand merci à toi mon chéri d'avoir été là et de m'avoir couvert de ton affection.

A mon fils (Ghayth) qui me comble le cœur de joie

A mes très chères sœurs (Nadjet, Saadia et Imane), je ne les remercierai jamais assez, pour tout ce qu'ils m'ont fait.

Mes vifs remerciements vont à toute ma famille proche, et lointaine. Pour leur soutien en particulier mes grand pères et mes grandes mères, ma belle-mère mon beau-père, mes chères sœurs et frères, **Zadjia, Rayan, Djalil, Abderazak, Ismail, Oussama, Mohamed et Meriem.**

Remerciement

En Premier lieu, je tiens à remercier mon DIEU, mon créateur pour m'avoir donné la force pour accomplir ce travail

Alors que je conclue la rédaction des dernières pages de ce manuscrit, je me remémore toutes les personnes qui m'ont soutenue durant ce projet de thèse. Nombreuses ont été les rencontres qui m'ont permis d'accroître mes connaissances et nombreuses seraient les personnes à remercier. Je tiens donc à m'excuser d'avance auprès des personnes que je n'aurais pas eu la délicatesse de citer.

En premier lieu, je tiens à remercier fortement mon encadrant et directeur de thèse, Mr KHENE Bachir, pour leur soutien indéfectible, leur disponibilité et la pertinence de leurs remarques et de leurs conseils. Je tiens particulièrement à vous exprimer ma gratitude pour votre bienveillance et votre écoute dans les moments les plus difficiles, notamment quand rien ne s'est déroulé comme prévu. Vous avez su me rassurer et m'encourager à donner le meilleur de moi-même.

Ainsi, je souhaite remercier Mr KEMASSI Abdellah pour m'avoir aiguillée avec ses conseils techniques et son expertise qui m'ont permis de canaliser mes travaux de thèse.

Tout au long de travail pratique de cette thèse, j'ai eu la chance de travailler au niveau de laboratoire de la station régionale de protection des végétaux. Je remercie les membres de la station de m'avoir accueillie parmi eux. Nous adressons nos sincères remerciements au Directeur de l'Institut régionale de protection des végétaux Mr BAHRIZ, qui nous a permette, et mis à notre disposition les moyens humains et les moyens techniques et des appareils avec confiance total ainsi les techniciens qui travaille au niveau de la station au premier lieu Mr DEJAL Abdellah et Mm ATTOUT Fatiha et son accompagnement dans la réalisation des tests.

J'adresse également mes sincères remerciements à tous les personnels et les techniciens de centre de recherche scientifique et technique et analyses physico-chimique CRAPC Ouargla particulièrement Mr RAHMANI Youcef

Je tiens à présenter mes remerciements les plus sincères aux membres du jury pour leur implication dans l'évaluation de mes travaux.

Je suis particulièrement honorée de la présidence du Jury Dr KRAIMAT Mohamed, professeur à la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la terre université de Ghardaïa qui me fait le grand honneur de présider le jury et d'évaluer ce travail. Permettez moi ainsi de vous exprimer ma profonde gratitude, mes sincères remerciements et mon profond respect.

Je suis très sensible à l'honneur que me fait monsieur Pr KEMASSI Abdallah professeur à la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la terre université de Ouargla qui a bien voulu accepter de juger ce travail et de faire partie du jury. Je désire vous remercier de l'amabilité et la gentillesse avec laquelle vous m'avez reçu.

Remerciement

J'adresse mes vifs remerciements à Mme Dr MALLEM Hamida, Professeur à faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la terre université de Laghouat. Permettez moi de vous exprimer l'expression de mon profond respect et mes remerciements les plus sincères pour l'intérêt qu'ils portent pour juger ce modeste travail, et pour avoir accepté de faire partie de mon jury.

J'adresse mes vifs remerciements à Dr BELGHIT Said, Enseignant à faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la terre université de Ghardaïa. Permettez moi de vous exprimer l'expression de mon profond respect et mes remerciements les plus sincères pour l'intérêt qu'ils portent pour juger ce modeste travail, et pour avoir accepté de faire partie de mon jury.

A tous les enseignants du département de Biologie et d'Agronomie de l'Université de Ghardaïa, qui n'ont cessé de m'encourager en particulier : Dr. SAADINE, Dr. ALIOUA, Mme. CHEHMA, DR ZERGOUN, Dr. SEBIH, Dr. KRAIMAT, Mme MEHANI, Dr. BENSAMOUNE, Dr. BENKHRARA. Dr MEBARKI,

Mes vifs remerciements aux techniciennes des laboratoires de la faculté SNVST pour leurs aides et leurs patiences, un grand merci en particulier au personnel de laboratoire du département de biologie université de Ghardaïa: Hicham BENHAMOUDA, Ali MOULAY, Nourrdine MSITFA, Bachir LAOUER, Imène DJEBRIT, Yamina HADJKOUIDER, Souhila GUEZAIL, Nadaj et HADJ OMAR et Ahlem ZAHOUANI.

J'adresse mes remerciements les plus profonds plein d'amour également à mes chères collègues et amies, la liste est très longue et les sentiments sont très forts mais l'exhaustivité est impossible dans la mesure où le temps et l'espace sont limités. Je remercie tout d'abord mes fidèles sœurs Amel HEROUINI, Habiba BEN ABDERRAHMANE, Reguia OTHMANI, Imène HAMEL, Hafssa GUESSOUM Wafa DJEBRIT, Amina AMARA, qui ont été présent dans des moments de bonheur et de malheur. Avec qui j'ai toujours su entretenir une ambiance chaleureuse et amicale. Je mentionne en particulier Linda ROUARI, Ahmed AITOUZIA, Zakaria TAIBAOUI, Ishak ROUIDJI, Faredj CHIKHI, Walid MOULAY AMAR.

A ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce document, A tous ceux qui m'ont aidé à accomplir ce travail trouvent ici mes profondes reconnaissances et l'expression de ma profonde gratitude.

LISTE DES TABLEAUX

| N° | Titre | Page |
|-----------|--|-----------|
| 1 | Récolte du matériel végétal | 09 |
| 2 | Rendement d'extraction | 28 |
| 3 | Résultats de criblage phytochimique des extraits des 3 plantes utilisées | 30 |
| 4 | Taux d'inhibition de <i>Cotula cinerea</i> Del (inflorescences) | 40 |
| 5 | Taux d'inhibition de <i>Cotula cinerea</i> Del (feuilles) | 40 |
| 6 | Taux d'inhibition de <i>Peganum harmala</i> L (graines) | 41 |
| 7 | Taux d'inhibition de <i>Peganum harmala</i> L (feuilles) | 41 |
| 8 | Taux d'inhibition de <i>Pergularia tomentosa</i> L (graines) | 42 |
| 9 | Taux d'inhibition de <i>Pergularia tomentosa</i> L (feuilles) | 42 |
| 10 | Taux d'inhibition de <i>Cotula cinerea</i> Del (inflorescences) | 53 |
| 11 | Taux d'inhibition de <i>Cotula cinerea</i> Del (feuilles) | 54 |
| 12 | Taux d'inhibition de <i>Peganum harmala</i> L (graines) | 55 |
| 13 | Taux d'inhibition de <i>Peganum harmala</i> L (feuilles) | 55 |
| 14 | Taux d'inhibition de <i>Pergularia tomentosa</i> L (graines) : | 56 |
| 15 | Taux d'inhibition de <i>Pergularia tomentosa</i> L (feuilles) : | 56 |
| 16 | Analyse ANOVA <i>Mauginiella scaetiae</i> Cav | 61 |
| 17 | Analyse ANOVA <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>albedinis</i> | 62 |

LISTE DES FIGURES

| N° | Titre | Page |
|----|---|------|
| 1 | Schéma récapitulatif a du protocole expérimental du traitement par contact direct des extraits des trois plantes étudiées sur <i>Mauginiella scaetiae</i> Cav et <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>albedinis</i> | 26 |
| 2 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Mauginiella scattae</i> Cav en incubation en présence de l'extrait de fructification de <i>Cotula cinerea</i> Del | 34 |
| 3 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Mauginiella scattae</i> Cav en incubation en présence de l'extrait des feuilles de <i>Cotula cinerea</i> Del | 34 |
| 4 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Mauginiella scattae</i> Cav en incubation en présence de l'extrait de fructification de <i>Peganum harmala</i> L. | 35 |
| 5 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Mauginiella scattae</i> Cav en incubation en présence de l'extrait des feuilles de <i>Peganum harmala</i> L. | 36 |
| 6 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Mauginiella scattae</i> Cav en incubation en présence de l'extrait de fructification de <i>Pergularia tomentosa</i> L | 38 |
| 7 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Mauginiella scattae</i> Cav en incubation en présence de l'extrait des feuilles de <i>P. tomentosa</i> | 38 |
| 8 | Vitesse de croissance de disque mycélienne du <i>Mauginiella scattae</i> Cav en présence d'extrait méthanolique des feuilles et fructification de <i>Cotula cinerea</i> Del | 44 |
| 9 | Vitesse de croissance de disque mycélienne du <i>Mauginiella scattae</i> Cav en présence d'extrait méthanolique des feuilles et fructification de <i>Peganum harmala</i> L | 45 |
| 10 | Vitesse de croissance de disque mycélienne du <i>Mauginiella scattae</i> Cav en présence d'extrait méthanolique des feuilles et fructification de <i>Pergularia tomentosa</i> L | 46 |
| 11 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>albedinis</i> en incubation en présence de l'extrait de fructification de <i>Cotula cinerea</i> Del | 48 |
| 12 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>albedinis</i> en incubation en présence de l'extrait des feuilles de <i>Cotula cinerea</i> cav | 48 |
| 13 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>Albedinis</i> en incubation en présence de l'extrait de fructification de <i>Peganum harmala</i> L | 50 |
| 14 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>albedinis</i> en incubation en présence de l'extrait des feuilles de <i>Peganum harmala</i> L | 50 |
| 15 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>albedinis</i> en incubation en présence de l'extrait de fructification de <i>Pergularia tomentosa</i> L | 52 |
| 16 | Evolution du diamètre du disque mycélien de <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>albedinis</i> en incubation en présence de l'extrait des feuilles de <i>Pergularia tomentosa</i> L | 52 |
| 17 | Vitesse de croissance de disque mycélienne du <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>albedinis</i> en présence d'extrait méthanolique des feuilles et fructification de <i>Cotula cinerea</i> Del | 58 |

| | | |
|-----------|---|-----------|
| 18 | Vitesse de croissance de disque mycélienne du <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>albedinis</i> en présence d'extrait méthanolique des feuilles et fructification de <i>Peganum harmala</i> L | 59 |
| 19 | Vitesse de croissance de disque mycélienne du <i>Fusarium oxysporum</i> f.sp. <i>albedinis</i> en présence d'extrait méthanolique des feuilles et fructification de <i>Pergularia tomentosa</i> L | 60 |

LISTE DES PHOTOS

| N° | Titre | Page |
|-----------|---|-----------|
| 1 | <i>Cotula cinerea</i> Del. (Oued Metlili-région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien) (Originale, Février 2017) | 06 |
| 2 | <i>Peganum harmala</i> L. (Oued Metlili-région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien) (Originale, Février 2017) (A) : Plant entier, (B) Graines. | 08 |
| 3 | <i>Pergularia tomentosa</i> L. (Oued Metlili-région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien) (Originale, Novembre 2017) (A) : <i>Plant entier</i> , (B) <i>Graines</i> . | 09 |
| 4 | Bocaux de conservation des poudres des différentes parties végétales | 10 |
| 5 | Dispositif d'extraction par reflux (Originale 2018). | 11 |
| 6 | Filtration de mélange obtenu par l'extraction à l'aide de filtre avec pompe à vide (Original 2018) | 11 |
| 7 | Evaporation de méthanol de l'extrait obtenu à l'aide d'évaporateur rotatif de la marque (<i>Heildolph</i>) (Original 2018) | 12 |
| 8 | Conidies de <i>M. scaetiae</i> observées sous microscope optique (Originale 2017). (a) Hyphes, (b) conidies | 18 |
| 9 | Spathe (à gauche) et pédicelles (à droite) infectés du palmier dattier (Original, 2017) | 19 |
| 10 | Premiers symptômes du Bayoud sur palmier dattier (Originale, 2019 - El Atteuf - Ghardaïa) | 22 |
| 11 | Dégât du stade final de la maladie (Originale 2019 - El Atteuf- Ghardaïa) | 23 |
| 12 | Dilutions du l'extrait végétal pur du plante testé (Originale, 2019) | 24 |

LISTE DES ABREVIATIONS

| | |
|------------|--|
| mm | Millimètre |
| cm | Centimètre |
| j | Jour |
| C° | Degré Celsius |
| ml | Millilitre |
| g | gramme |
| % | Pourcentage |
| µm | Micromètre |
| PDA | Pomme Dextrose Agar |
| RH | Humidité Relative |
| h | Heure |
| CMI | Concentration Minimale Inhibiteur |
| P | Probabilité |
| F | Statistique de Fisher |
| MS | Sum of Squares (Somme des carrés) |
| SS | Sample Mean (Moyenne de l'échantillon) |
| R | Rendement d'extraction |
| TI | Taux d'Inhibition |
| VC | Vitesse de Croissance mycélienne |

Contribution à l'étude des effets biocides d'extraits végétaux d'espèces spontanées sur des bio-agresseurs des cultures en milieu saharien.

Résumé

Dans le cadre d'une valorisation des ressources naturelles, des extraits méthanoliques des deux parties de 03 plantes spontanées récoltée au Sahara algérien *Cotula cinerea* Del (inflorescences et feuilles), *Peganum harmala* L (graines et feuilles) et *Pergularia tomentosa* L (graines et feuilles) ont été testé pour leur activité antifongique.

Le rendement d'extraction rapporté étant de l'ordre de 24 % pour l'extrait des feuilles de *C. cinerea* suivi par l'extrait des feuilles de *P. harmala* avec un rendement d'extraction 22 %, suivi par l'extrait des feuilles de *P. tomentosa* avec un rendement d'extraction 21%, suivi par l'extrait des graines de *P. harmala* avec un rendement d'extraction 20.1%, suivi par l'extrait des inflorescences de *C. cinerea* avec un rendement d'extraction 18%. Alors que l'extrait des graines de *P. tomentosa* possède le plus faible rendement avec 11%.

Sur le plan phytochimique des extraits hydro-méthanolique obtenues par extraction par reflux, les résultats montrent une composition riche et variée en métabolites secondaires, où les tannins ont caractérisé tous les extraits bruts sauf les feuilles de l'espèce *P. harmala*, alors que les alcaloïdes particularisent les espèces de *C. cinerea* et *P. harmala* et totalement absent chez l'espèce *P. tomentosa*, les flavonoïdes ont caractérisé tous les extraits bruts sauf les extraits de l'espèce *P. harmala*, On note une absence totale des composés réducteurs les quinones libres, saponosides et stéroïdes chez *C. cinerea*, flavonoïdes et quinones libres chez *P. harmala* et coumarines et alcaloïdes chez *P. tomentosa*. Nous avons également détecté la présence des terpénoïdes chez tous les extraits bruts sauf les graines de l'espèce *P. harmala*.

La mise en évidence et l'évaluation de l'activité antifongique in vitro sur la croissance mycélienne de deux germes fongiques que sont *Maugineilla scaettae* Cav et *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* par le test de contact direct, ont révélé des pouvoirs antifongique variables pour les extraits testés.

L'extrait méthanolique de *C. cinerea* et *P. harmala*, à toutes les concentrations, a présenté un pouvoir antifongique contre *Mauginiella scaettae* Cav. et *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*. Ces extraits ont montré aussi une vitesse de croissance très faible par rapport au témoin. L'extrait de graines de *P. harmala* 20 % a totalement inhibé la croissance mycélienne de *Mauginiella scaettae* Cav. Toutefois il est enregistré respectivement un taux

d'inhibition de croissance de *Foa* de 61.29%, 72.89% et 83.94 dans les boites traitées par 40%, 50% de concentration et l'extrait pur. Tandis que l'extrait des graines de *P. tomentosa* a présenté une moyenne activité antifongique sur *Mauginiella scaettae* dans les boites traitées par les faibles concentrations. Les extraits des inflorescences et des feuilles de *C. cinerea* à 40% de plus a inhibé la croissance de *Foa* de plus d'une de 50%. Enfin il serait donc intéressant de vérifier l'effet synergique des extraits aqueux des plantes utilisées

Mots clés: *Mauginiella scaettae* Cav, *Fusarium oxysporum* f. sp *albedinis*, activité antifongiques, extrait végétale, palmier dattier, Sahara algérien.

Contribution to study of the biocidal effects of spontaneous plant extracts species on bio-aggressors of crops in a Sahara environmental.

Abstract

In the context of enhancing and valorizing natural resources, methanolic extracts from two parts of three spontaneous plant species collected in the Algerian Sahara *Cotula cinerea* Del. (inflorescences and leaves), *Peganum harmala* L. (seeds and leaves), and *Pergularia tomentosa* L. (seeds and leaves) were tested for their antifungal activity.

Extraction yields ranged from 11% to 24%. The highest yield was obtained from the leaf extract of *C. cinerea* (24%), followed by the leaf extract of *P. harmala* (22%) and *P. tomentosa* (21%). The seed extract of *P. harmala* showed a yield of 20.1%, while the inflorescence extract of *C. cinerea* yielded 18%. The lowest extraction yield (11%) was obtained from *P. tomentosa* seeds.

Phytochemical screening of the hydro-methanolic extracts obtained by reflux extraction revealed a rich and diverse composition of secondary metabolites. Tannins were present in all crude extracts except the leaf extract of *P. harmala*. Alkaloids were characteristic of *C. cinerea* and *P. harmala*, but absent in *P. tomentosa*. Flavonoids were detected in all extracts except those of *P. harmala*. Reducing compounds, free quinones, saponins, and steroids were completely absent in *C. cinerea*, while *P. harmala* lacked flavonoids and free quinones, and *P. tomentosa* was devoid of coumarins and alkaloids. Terpenoids were found in all crude extracts except the seed extract of *P. harmala*.

In vitro evaluation of antifungal activity against the mycelial growth of two pathogenic fungi *Mauginiella scaettae* Cav. and *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* using a direct contact test, revealed variable inhibitory effects among the tested extracts.

Methanolic extracts of *C. cinerea* and *P. harmala* exhibited significant antifungal activity at all tested concentrations against both fungal species, with markedly reduced mycelial growth compared to the control. Notably, the seed extract of *P. harmala* at 20% concentration completely inhibited the mycelial growth of *M. scaettae* Cav. For *F. oxysporum* f.sp. *albedinis*, inhibition rates of 61.29%, 72.89%, and 83.94% were observed at 40%, 50%, and pure extract concentrations, respectively.

The seed extract of *P. tomentosa* showed moderate antifungal activity against *M. scaetiae* at lower concentrations, while the inflorescence and leaf extracts of *C. cinerea* at 40% concentration inhibited *F. oxysporum* f.sp. *albedinis* growth by more than 50%.

These findings suggest that it would be of particular interest to further investigate the potential synergistic effects of aqueous extracts from the studied plants.

Key words: *Mauginiella scaetiae* Cav, *Fusarium oxysporum* f. sp *albedinis*, antifungal activity, végétal extract, Date palm, Algerian Sahara.

المساهمة في دراسة التأثيرات الحيوية للمستخلصات النباتية من الأنواع العفوية على آفات المحاصيل في البيئة الصحراوية.

ملخص

في إطار تبيين الموارد الطبيعية، مستخلصات ميثانولية من جزأين من 03 نباتات عفوية تم جمعها في الصحراء الجزائرية *Cotula cinerea* Del (الزهور والاوراق) *Peganum harmala* L (البذور والاوراق) *Pergularia tomentosa* L (البذور والاوراق) تم اختبار نشاطها المضاد للفطريات.

مردودية الاستخلاص كانت في حدود 24 % بالنسبة لمستخلص اوراق *C. cinerea* متبوعا بمستخلص اوراق *P. harmala* بنسبة مردودية مقدرة ب 22 متبوعا بمستخلص اوراق *P. tomentosa* بنسبة مردودية مقدرة ب 21 % 22 متبوعا بمستخلص بذور *P. harmala* بنسبة مردودية مقدرة ب 20.1 % متبوعا بمستخلص زهور *C. cinerea* بنسبة مردودية مقدرة ب 18 % في حين أن المستخلص من بذور *P. tomentosa* لديه أدنى إنتاجية بنسبة 11%.

على المستوى الكيميائي النباتي للمستخلصات الهيدروميثانولية التي تم الحصول عليها عن طريق الاستخلاص الارتجاعية. اظهرت النتائج تركيبة غنية ومتنوعة في المستقلبات الثانوية حيث تميزت التانا بالتواجد في جميع المستخلصات الخامة ما عدا مشتخلص اوراق *P. harmala* في حين ان الالكالويد تميز بالتواجد في مستخلصات كل من *C. cinerea* و *P. harmala* و غير موجود تماما في مستخلصات نبات *P. tomentosa* يتميز الفلافونويد بالتواجد في جميع المستخلصات الخام ما عدا مستخلص نبات *P. harmala* كما نلاحظ ان هناك غيابا تاما للمركبات المسترجعة الكينون الصابونوسيد و الستيرويد في مستخلصات نبات *C. cinerea* الفلافونويد و الامركبات المسترجعة في مستخلصات نبات *P. harmala* و الكومارين و الالكالويد في مستخلصات نبات *P. tomentosa*. اكتشفنا ايضا وجود التربينويد في جميع المستخلصات الخام ما عدا مستخلص نبات *P. harmala*.

توضيح وتقييم نشاط النباتات المضاد للفطريات في المختبر على النمو الفطري لنوعين من الجرثومة الفطرية هما *Maugineilla scaettae* Cav و *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* وبواسطة اختبار الاتصال المباشر اظهرت النتائج تباينا في قدرة المستخلصات المختبرة.

المستخلص الميثانولي لنبات *C. cinerea* و *P. harmala* و في كل التراكيز، اظهرت قدرة مضادة للفطريات ضد *Mauginiella scaettae* Cav و *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*. كما أظهرت هذه المستخلصات معدل نمو منخفض جداً مقارنة بالشاهد. مستخلص بذور *P. harmala* عند تركيز 20 منعت تماما النمو الفطري لل معدل نمو منخفض جداً مقارنة بالشاهد. ومع ذلك، فقد سجلت معدل تثبيط نمو *Foa* على التوالي 61.29%، 72.89% 83.94 % في اطباق بيتري المعالجة ب 40 %، 50 % من التراكيز و المستخلص الخام. بينما اظهر مستخلص بذور نبات *P. tomentosa* نشاطاً مضاداً للفطريات متوسطاً على نمو *Mauginiella scaettae* في اطباق بيتري المعالجة بتركيزات منخفضة.

مستخلص ازهار و اوراق نبات *C. cinerea* بتركيز 40 % فما اكثر ثبت نمو *Foa* الفطري باكثر من 50 %، سيكون من المثير للاهتمام التحقق من التأثير التآزري للمستخلصات المائية للنباتات المستخدمة.

الكلمات المفتاحية. *Fusarium oxysporum* f. sp *albedinis*, *Mauginiella scaettae* Cav. , النشاط المضاد للفطريات, مستخلص نباتي, نخيل التمر.

Introduction



بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

Introduction

En agriculture, l'objectif est de réunir les conditions favorables à la croissance des plantes et donc l'obtention des rendements des cultures, appréciables économiquement du point de vue quantitatif et qualitatif. Néanmoins l'ensemble des cultures (au champ) et leurs récoltes (au stockage) font face à de multiples invasions de bioagresseurs causant des dégâts dont l'acuité et l'étendue sont variables en fonction d'une multitude de facteurs. Ainsi, la protection des cultures fait appel à une panoplie de méthodes de lutte (culturale, biologique, génétique, chimique, physique,...) pour limiter les pertes de rendement et la prolifération des ennemis des végétaux. A cet égard, la lutte chimique à l'aide des pesticides de synthèse largement privilégiée depuis le siècle dernier, en dépit de son efficacité, a rapidement montré ses limites (résistance des bio agresseurs) d'une part et a engendré des effets de dégradation et de pollution des écosystèmes, parfois dangereux et irréversibles avec des conséquences non moins graves sur la santé humaine et animale.

Face à cette situation, des efforts se sont orientés, depuis quelques décennies, vers la recherche de substances alternatives respectueuses de l'environnement, lesquelles utilisées dans un cadre global de lutte intégrée, peuvent être efficaces pour le maintien des populations des bio agresseurs à des niveaux tolérables, tout en étant moins nocives en face de l'environnement et la santé humaine.

Sur ce plan, les métabolites secondaires (composés biochimiques naturels) produits en grand nombre par les plantes ont bénéficié d'un intérêt particulier. Ces composés qui sont produits en dehors de la photosynthèse, grâce à des réactions chimiques complexes, interviennent surtout dans les adaptations des plantes à leur environnement en relation avec les stress biotiques et abiotiques auxquels elles sont soumises. Ils constituent, pour une bonne partie d'entre eux des moyens naturels de défense pour les végétaux et de ce fait peuvent être utilisés dans cette voie, une fois isolées et identifiées (**Hadaceek, 2002 ; Thompson 2014**). Ils jouent un rôle essentiel dans la communication des plantes, la défense contre les prédateurs et l'attraction des pollinisateurs. Les métabolites secondaires sont répartis de manière taxonomique et ont diverses applications comme médicaments, insecticides, herbicides, parfums et colorants (**Pérez-Urria et Ávalos García, 2009**).

En distinction des ‘ ‘ métabolites primaires ‘ ‘ directement impliqués dans le métabolisme cellulaire de base, **Kossel (1891)** a introduit le terme ‘ ‘ métabolites secondaires

‘’, généralement synthétisés en infime quantité et impliqués dans l’adaptation des végétaux à leur environnement notamment la résistance aux stress biotiques et abiotiques (ravageurs, agents phytopathogènes, herbivores, ... UV, température, ...). La littérature fait état d’innombrables travaux qui ont été réalisés ou en cours sur ces métabolites secondaires touchant divers domaines dont celui qui intéresse la protection des cultures.

La recherche sur les métabolites secondaires présente un potentiel important dans des domaines tels que la chimiosystématique, l’écologie chimique et la biotechnologie agricole, offrant des perspectives prometteuses pour les avancées scientifiques futures (**Hadacek, 2002**).

Contrairement aux pesticides de synthèses, ces extraits végétaux sont disponibles, moins toxiques et facilement biodégradables avec de moindres effets dépressifs sur les écosystèmes.

La protection des plantes contre les ravageurs et les maladies nécessite une collaboration de différentes disciplines pour asseoir une stratégie de protection phytosanitaire efficace, et tolérable respectant la santé et l’environnement.

A cet égard l’agrosystème oasien basé sur le palmier dattier est une des principales originalités du Maghreb (**Perennes, 1993**). C’est une forme de mise en valeur agricole des zones désertique, fortement marqué par l’aridité (vents desséchants, insolation intense, températures extrêmes, précipitations faibles, évaporation excessive) (**Khene, 2007**).

Diverses maladies notamment cryptogamiques peuvent toucher le palmier dattier, et peuvent entraîner, soit la mort du palmier, soit des symptômes particuliers et sévères avec une baisse ou une perte totale de la production des dattes. Les maladies cryptogamiques de palmier dattier sont considérées comme une des sérieuses menaces pouvant détruire la filière de la production des dattes et l’agriculture oasienne algérienne sur laquelle elle repose.

A cet égard, **Bourgaud (2013)** dans une synthèse des travaux sur les métabolites secondaires, rapporte qu’ils rassemblent des dizaines de milliers de composés moléculaires, qui en remplaçant les intrants chimiques par des mécanismes de défense naturelle des plantes, pouvant être considérés une des voies de l’intensification écologique de l’agriculture. Selon le même auteur, lors des 30 dernières années, de nombreuses familles ont fait l’objet de recherches actives : cas des flavonoïdes, dérivés d’acide caféique, des coumarines et furocoumarines, des terpènes et stérols, certains alcaloïdes.

Cependant, compte tenu du fait que les plantes produisent des dizaines de milliers de composés secondaires, il reste encore de nombreuses voies à explorer.

En Algérie, la littérature scientifique fait état du même engouement de la recherche dans cette voie d'exploration de tout ce qui concerne les métabolites secondaires, encouragée en cela par la richesse de la flore endémique disponible ainsi que la diversité des conditions écologiques locales sous lesquelles on estime à plus de 500 espèces en milieu saharien (**Ozenda, 1991**), avec un savoir-faire dans la médication traditionnelle exploitant les propriétés thérapeutiques de nombreuses espèces (**Beloued, 2001**).

Ces études, aussi nombreuses que diversifiées portent notamment sur l'isolement et l'identification de ces substances, la caractérisation de leur bio activité dans divers domaines notamment vis-à-vis des bioagresseurs (champignons, bactéries, insectes, nématodes,...) ainsi que leur synthèse dirigée en quantités plus grandes. Sur ce dernier point **Bourgaud et al., (2001)** soulignent qu'en dépit de leur intérêt, les métabolites secondaires végétaux restent industriellement complexes à produire, néanmoins des stratégies ont été développées lors des 30 dernières années : stratégies d'hémi synthèse, cultures de cellules végétales indifférenciées, ou encore la culture d'organes végétaux en bioréacteur.

Les *Fusarium* sont parmi les champignons telluriques les plus résistants, ce qui entraîne des flétrissements et des pourritures sur de nombreuses espèces végétales cultivées. (**Hibar et al., 2005**).

La plus dangereuse d'entre elles est le « *Bayoud* » qui appartient aux fusarioses se localise principalement en Algérie (Sud-Ouest et Centre), Maroc et Mauritanie, elle continue à se disperser vers d'autres régions.

Des études visant à trouver de nouveaux agents antifongiques sont nécessaires de toute urgence, car l'arsenal thérapeutique disponible pour les infections à *Fusarium spp.* est limité. Les alternatives incluent les produits naturels, d'autant plus qu'ils sont peu coûteux et peu toxiques (**Galletti et al., 2017**).

Des maladies de pourriture des inflorescences des palmiers dattiers ont été signalées dans diverses régions. En Espagne, *Mauginiella scaettae* a été identifiée comme l'agent fongique responsable, avec une incidence plus élevée dans les inflorescences mâles (**Abdullah et al., 2005**), les études visant *Mauginiella scaettae* sont globalement très limitées.

Plusieurs études menées dans un contexte agricole tenté par le « tout chimique », Le développement des agents antifongiques biologique pour La recherche joue un rôle crucial dans le contrôle des phytopathogènes dans l'agriculture (**Field *et al.*, 2006 ; Lee, 2007**).

Il existe un intérêt croissant pour l'utilisation de composés naturels tels que les extraits de plantes d'herbes et d'épices pour la conservation des aliments, car ces extraits possèdent une saveur caractéristique et présentent parfois une activité et antimicrobienne.

L'effet antifongique des extraits des plantes sahariennes a fait l'objet de plusieurs études, mais peu d'études sur les effets biocides sur des champignons phytopathogènes sont réalisées. Ces études suggèrent que les extraits de plantes pourraient constituer une alternative aux fongicides synthétiques, y a-t-il des substances naturelles d'origine végétale dotées d'activités biologiques dépressives sur les bioagresseurs des cultures sans pour autant avoir d'effets nocifs aussi bien sur l'environnement que sur la santé humaine et animale dans le Sahara algérien ?

- Peut-on trouver dans les extraits de certains végétaux une bioactivité d'inhibition sur deux agents phytopathogènes inféodés au palmier dattier à savoir *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* et *Mauginiella scaettae*

Notre présente étude qui entre dans le vaste chantier d'exploration de la diversité des espèces végétales et leurs contenus moléculaire bioactif vise à évaluer l'effet des extraits de trois espèces de plantes spontanées sahariennes *Cotula cinerea* Del., *Peganum harmala* L., *Pergularia tomentosa* L. sur la croissance mycélienne du *Mauginiella scaettae* Cav. l'agent causal de la pourriture de l'inflorescences et *Fusarium oxysporum* f.sp *albedinis* agent de fusariose vasculaire du palmier dattier

Méthodologie de travail



I. Matériel et méthodes

I. 1. Description

Notre étude est menée sur une vision de valorisé et expérimenté certaines plantes spontanées du Sahara algérien à la recherche d'intérêt dans la lutte contre des maladies phytopathogènes. Il s'agit de trois espèces à savoir : *Peganum harmala* L, *Pergularia tomentosa* L, *Cotula cinerea* Del. Ce sont des plantes médicinales reconnues par leurs effets toxiques pour l'homme et les animaux ainsi que leurs effets antioxydant et antimicrobien (Hosam *et al.*, 2020 ; Abolhasani, 2015 ; Segueni *et al.*, 2023 ; Abu Rayyan *et al.*, 2018 ; Atef *et al.*, 2015 ; Boussoula *et al.*, 2016).

Les plantes dans l'environnement sont exposées à une gamme de stress abiotiques tels que le stress osmotique, la salinité et les variations de températures. Ceci, a pour effet d'affecter leur croissance et leurs processus métaboliques impliqués dans la synthèse d'un large éventail de métabolites secondaires, tels que les polyphénols, les tanins, les terpénoïdes, les alcaloïdes, etc., qui peuvent avoir des propriétés antimicrobiennes remarquables (Cowan, 1999 ; Marzouk *et al.*, 2010, Maiza , 1993). Un des critères de choix les plus importants quant à la décision de traiter tel ou tel bioagresseur est bien entendu la nature des métabolites secondaires produits par ces plantes.

Dans le cadre de la valorisation du patrimoine végétal saharien, l'intérêt pour l'utilisation de ressources naturelles s'est considérablement renforcé. En effet, dans un contexte marqué par la dégradation progressive de l'environnement, due notamment à l'usage excessif et irresponsable de pesticides chimiques non biodégradables, l'exploration d'alternatives plus sûres et écologiquement viables devient une nécessité. Ainsi, le choix d'exploiter les plantes sahariennes comme source de composés bioactifs représente une voie prometteuse. Ces espèces, adaptées à des conditions extrêmes, possèdent souvent des métabolites secondaires à potentiel antimicrobien. Leur valorisation pourrait conduire à la mise au point de solutions naturelles, efficaces, durables et validées scientifiquement, permettant non seulement de répondre à des problématiques de santé ou d'agriculture, mais aussi de réduire l'impact environnemental associé aux pratiques chimiques conventionnelles.

I. 2. Matériels végétales :

Pour cette étude, trois plantes sahariennes sont maintenues pour les tests de leurs effets biocides :

I. 2. 1. *Cotula cinerea* Del., de la famille des Astéracées : Feuilles laineuses blanchâtres, épaisses, divisées dans leurs parties supérieures en 3 à 5 dents, tiges de 10 à 40 cm, couchées puis redressées, capitules de 6 à 10 mm de diamètre, à involucre laineux et à fleurs tubuleuses, brunes en boutons puis jaune d'or lorsqu'elles s'ouvrent (**Ozanda, 1977**). C'est une plante saharo arabe poussant en grandes colonies après les pluies surtout dans les dépressions argilo-sableuses et les lits d'oueds sablonneux (**Photo 1**). (**Chehema, 2006**)



Photo 1 : *Cotula cinerea* Del. (Oued Metlili-région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien) (Originale, Février 2017)

Les données obtenues notifient que les extraits au méthanol de *C. cinerea*, via leurs capacités antioxydantes, peuvent être des potions efficaces de prévention des maladies dans la médecine traditionnelle africaine, ce qui est probablement lié aux composants importants (**Khallouki, 2015**). Plusieurs études montrent l'activité antimicrobienne de ses extraits (**Bensizerara, 2013**). Elle est aussi dotée de propriétés aromatiques et digestives (**Bellakhdar, 1997**).

I. 2. 2. *Peganum harmala* L. : de la famille des Zygophyllacées. Cette plante pousse en Europe australe et austro-orientale, Asie mineure et en Afrique du Nord. En Algérie, l'espèce est commune aux hauts plateaux et au Sahara. Elle est réputée pour les terrains sableux, les lits d'oued et à l'intérieur des agglomérations (**Photo 2**). (**CHOPRA et al., 1960 ; OZANDA, 1977 ; CHEHMA, 2006**)

C'est une plante vivace, glabre, à tige très rameuse, atteignant 50cm, portant des feuilles divisées en lanières étroites. Les fleurs grandes mesure 2cm à pétale blanc-jaunâtre, portant dix à quinze étamines, à filets très élargis dans leur partie inférieure. L'ovaire est globuleux à trois ou quatre loges, donnant une capsule sphérique, entourée par les sépales persistants, et s'ouvrant en trois ou quatre valves. Les graines sont nombreuses, anguleuses et de couleur noire.

On a choisi le *Peganum harmala* L (Zygophyllacées) une plante qui pousse spontanément dans le Sahara algérien. *Peganum harmal* : Graines/feuilles appartient à la famille des. Une plantes vivace, glabre, à tige très rameuse, atteignant 50cm, disparaissant l'hiver, feuilles divisées en lanières étroites, fleurs grandes 2cm, à pétale blanc-jaunâtre, dix à quinze étamines, à filet très élargis dans leur partie inférieure, ovaire globuleux à trois ou quatre loge, donnant une capsule sphérique, entourée par les sépales persistants, et s'ouvrant en trois ou quatre valves, graines nombreuses, anguleuses, noires. (Plante très commune dans les sols sableux et un peu nitrés, dans tous les haut-plateaux et le Sahara septentrional, manque au sud, sauf dans les montagnes du Sahara central cosmo. (**Ozanda, 1977**) Habitat : Plante cosmopolite, habitant les terrains sableux, dans les lits d'oueds et à l'intérieur même des agglomérations. Répartition : Commun dans les hauts plateaux et le Sahara septentrional. Période de végétation : Floraison en mars- avril. (**Chehma, 2006**)



Photo 2 : *Peganum harmala* L. (Oued Metlili-région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien) (Originale, Février 2017)

(A) : Plant entier, (B) Graines.

Reconnue pour ses vertus médicinales dans la pharmacopée traditionnelle, *Peganum harmala* L est très étudiée pour ses activités pharmacologiques. Plusieurs travaux sont faits dans le monde pour connaître les effets de ses extraits sur différents organismes (insectes, nématodes, champignons) (Bukhari *et al.*, 2008, Achour *et al.*, 2011, Jinous Asgarpanah *et al.*, 2012) également des activités biologiques antioxydantes (Soliman *et al.*, 2013)

I. 2. 3. *Pergularia tomentosa* L. : c'est un arbrisseau vivace de la famille des Asclépiadacées, commun dans tout le Sahara, pouvant dépasser 1 m de hauteur. Ses jeunes rameaux volubiles, s'enroulent fréquemment autour des rameaux anciens, les feuilles sont opposées, ovales ou arrondies vert amande, en cœurs de la base, couvertes ainsi que toute la plante de courts poils verdâtres. Les inflorescences en petites grappes portées par pédoncules qui s'épaississent après la floraison, les pétales sont vert-brunâtres barbus sur les bords. Les fruits portent de petites pointes sont des follicules, fusiformes, couverts de rugosités, pubescents et crochus à leur sommet (Photo 3). (Quezel et Santa, 1963 ; Ozenda, 1991 ; Chehma, 2006 ; Ozanda, 1977). C'est un arbrisseau vivace, spontané, xérophyte et chamaephyte très répandue en Afrique du Nord, plus commune dans le Sahara algérien (Al-Said *et al.*, 1989)



Photo 3 : *Pergularia tomentosa* L. (Oued Metlili-région de Ghardaïa, Sahara septentrional Est Algérien) (Originale, Novembre 2017)

(A) : Plant entier, (B) Graines.

Pergularia tomentosa L., communément appelée Ghalaka en Algérie, est une jumelle lactifère à l'odeur fétide. C'est une plante vivace de la famille des *Asclepiadaceae* (Tlili *et al.*, 2020). La plante était largement distribuée dans la Corne de l'Afrique jusqu'au Sinaï, en Jordanie et en Arabie saoudite (Alfarraj et Alwabel, 2007)

I. 2. 4. Récolte

Les espèces végétales maintenues pour cette étude, lieu et stade et période de récolte sont consignées dans le tableau ci-dessous.

Tableau 1 : Récolte du matériel végétal

| Espèce | Parties végétales récoltées | Zone de récolte | Coordonnées |
|---------------------------------------|------------------------------------|---|-------------------------------|
| <i>Peganum harmala</i> L. | Feuilles graines | Oued <i>labyad</i> Daya Ben Dahoua du département de Ghardaïa (Algérie). | 32°32'49.4"N ; 3°36'44.2"E |
| <i>Cotula cinerea</i> Del. | Feuilles - inflorescences | Gaadet <i>Belabed</i> Sebseb du département de Metlili | 32°31'43''N ; 3°35'58''E |
| <i>Pergularia tomentosa</i> L. | Feuilles graines | Oued <i>Aregdan</i> Daya Ben Dahoua du département de Ghardaïa (Algérie). | 32°16'32''N ; 3°06'17''E |

I. 2. 5. Séchage et broyage

Les parties des espèces végétales ainsi collectées sont rincées à l'eau, séchées pendant 15 à 20 jours à l'ombre et à la température ambiante (20 à 25C°). Une fois bien séchées, elles sont broyées et conservées dans des bocaux hermétiques en verre portant une étiquette où sont mentionnés l'espèce, la date et lieu de récolte. (**Photo 4**)



Photo 4 : Bocaux de conservation des poudres des différentes parties végétales

I. 2. 6. Préparation des extraits méthanoliques

Les extraits méthanoliques sont obtenus par solubilisation des fractions actives dans de l'eau distillée (1/3) et de méthanol (2/3), à l'aide d'un dispositif d'extraction par reflux. Ce type d'extraction permet le traitement à chaud de la poudre du matériel végétal à l'aide de solvants en phase liquide. Le corps du dispositif d'extraction, contient un ballon de 1000ml dans le quel 100g de poudre végétale est déposée avec 600 ml de solution méthanol absolu-eau distillée. Le chauffage est assuré par une chauffe ballon réglé à 45°C pendant six heures. Le ballon étant surmonté d'un réfrigérant, le solvant est vaporisé puis condensé tout en restant en contact avec le matériel végétal, les pertes de solution utilisée pour l'extraction, sont quasi-nulles (**Photo 5**) (Tonk *et al*, 2006 ; Kemassi, 2014).

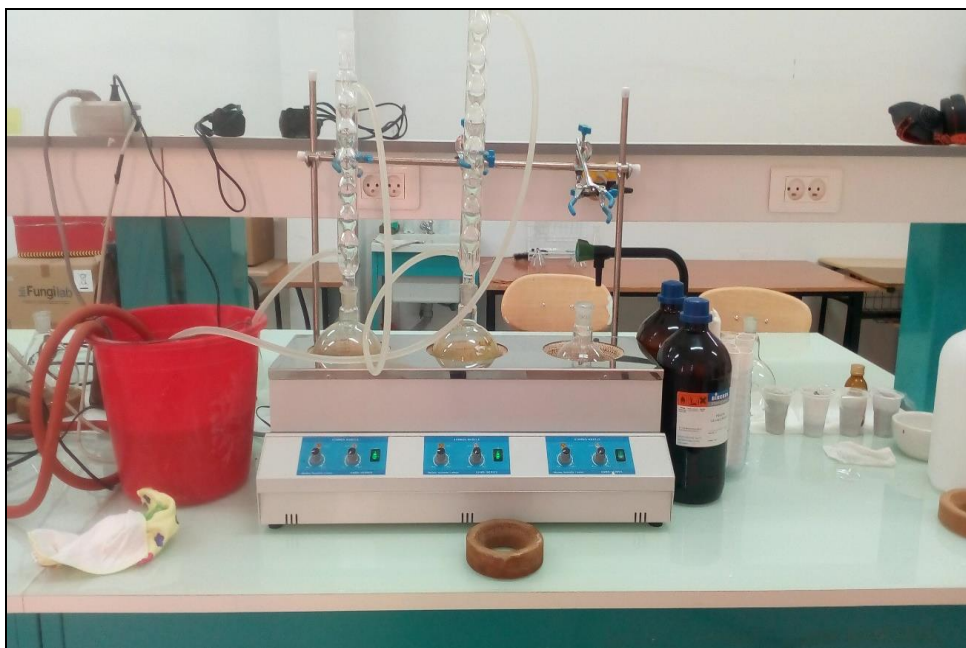


Photo 5 : Dispositif d'extraction par reflux (Originale 2018).

Après refroidissement, une filtration est réalisée (**Photo 6**). Pour éliminer le méthanol, le filtrat recueilli subit une évaporation sous vide dans un rotor vapeur dont la température est réglée à 50 °C et à une vitesse de rotation de 80 tours/minute (**Photo 7**). L'extrait aqueux est récupéré et conservé à l'abri de la lumière dans des flacons hermétiquement fermés, qui servira pour les tests biologiques. (Oyvind et Kenneth, 2006 ; Fattorusso et Taglialatela-Scafati, 2007 ; Kemassi, 2014).



Photo 6 : Filtration de mélange obtenu par l'extraction à l'aide de filtre avec pompe à vide (Original 2018)



Photo7 : Evaporation de méthanol de l'extrait obtenu à l'aide d'évaporateur rotatif de la marque (Heidolph) (Original 2018)

I. 2. 7. Tests phytochimiques (criblage)

L'un des objectifs fondamentaux d'un test phytochimique est de détecter les diverses familles de métabolites secondaires présentes dans la partie analysée de la plante à travers des réactions qualitatives de caractérisation. Ces réactions s'appuient sur des processus de précipitation ou de coloration utilisant des agents réactifs spécifiques à chaque groupe de composés. (**Hagerman *et al.*, 2000**)

I.2.7.1. Détection des tanins

Un volume de 2ml d'extraits est mélangé avec quelques gouttes d'une solution de FeCl_3 (1%) ; le mélange est incubé pendant 15 min à 50°C. La présence des tanins est indiquée par une coloration verdâtre ou bleu noir (**Trease et Evan ; 1987**). La différenciation des tanins (catéchiques et galliques) est obtenue grâce au réactif de Stiasny (10ml de formol 35%+ 5 ml d'acide chlorhydrique R).

Sur 30 ml d'extraits aqueux on ajoute 15ml de réactif de Stiasny, ensuite la solution est chauffée à reflux au bain marie pendant 15 à 30 min. L'apparition d'un précipité rose clair révèle la présence des tanins catéchiques (**Mibindzou Moullet, 2004**)

1.2.7.2. Détection des flavonoïdes

a. Anthocyanes

A un volume de 2ml d'extraits aqueux on ajoute 2ml d'HCL (2N) puis 1ml d'hydroxyde d'ammonium (NH₄OH). Une coloration rouge en milieu acide et bleu violacée en milieu basique témoigne de la présence d'anthocyanes. (Mibindzou Moullet, 2004)

b. Réaction à la cyanidine

A 5ml d'extraits aqueux, on ajoute 1ml d'éthanol chlorhydrique (éthanol à 95%, eau distillée et acide chlorhydrique R en volume égale de 5ml) ensuite quelques copeaux de magnésium sont ajoutés et 1ml d'alcool isoamylique. La coloration sur la couche surnageant l'alcool isoamylique indique la présence des flavonoïdes libres (génine) :

- Une coloration rose-orange indique la présence des flavones.
- Une coloration rose-violacée indique la présence des flavanones.
- Une coloration rouge indique la présence des flavonoles et des flavanonols.

On effectue la réaction de cyanidine sans ajouter de copeau de magnésium et on chauffe pendant 10 minutes au bain marie. En présence des leucoanthocyanes, il se développe une coloration rouge cerise ou violacée; les catéchols donnent une teinte brune –rouge (Mibindzou Moullet, 2004)

1.2.7.3. Détection des coumarines

Les coumarines sont révélées à partir de 2ml de l'infusé à 5% placé dans un tube dans lequel sont ajoutés 3ml de NaOH (10%). Après agitation de la solution, l'apparition d'une couleur jaune indique la présence de coumarines (Diallo, 2000)

1.2.7.4. Détection des quinones libres

Un volume d'un ml d'extrait plus quelques gouttes de NaOH (1%) développent une couleur qui vire au jaune rouge ou violet, en cas de la présence des quinones libres (Dohou *et al.*, 2003)

1.2.7.5. Détection des alcaloïdes

5ml d'acide chlorhydrique à 1% plus 1ml d'extraits, le mélange est chauffé au bain marie puis on divise chaque extraits en deux volumes égaux. Un volume est traité par 5 gouttes de réactifs de Mayer (1,36g HgCl ; 5g KI ; 100 ml d'eau distillée), l'autre volume est traité par 5 gouttes de réactifs de Wagner (2g KI ; 1,27g d'iode ; eau distillée en quantité suffisante pour 100ml). La formation d'un précipité blanc ou brun révélera la présence d'alcaloïdes. (Trease et Evans, 1987)

1.2.7.6. Détection des terpénoïdes

Test de Libermann-Burchard : A 5ml d'extraits on ajoute 2ml d'anhydride acétique et 1ml d'acide sulfurique. L'apparition d'une couleur mauve ou violette indique un test positif (Koffi *et al.*, 2015)

1.2.7.7. Détection des saponosides : test de mousse

Pour la détection des saponosides, 10 ml d'extrait placé dans un tube à essais sont agités pendant 15 secondes puis déposés durant 15 minutes. Une hauteur de mousse persistante, supérieure à 1 cm indique la présence de saponosides (Koffi *et al.*, 2009).

1.2.7.8. Détection des stéroïdes

Dans une capsule, on introduit 5ml d'anhydride acétique et 5ml d'extrait, qui sont repris dans un tube à essai dans lequel est ajouté 0,5 ml de H₂SO₄ concentré. L'apparition d'une coloration violette qui vire au bleu puis au vert indique une réaction positive (Harborne, 1998).

1.2.7.9. Détection des composés réducteurs

Leur détection consiste à traiter 1ml de l'extrait avec 2ml d'eau distillée et 2 ml de la liqueur de Fehling puis les tubes sont chauffés au bain marie à 40°C. Un test positif est révélé par la formation d'un précipité rouge-brique (Yves-Alain *et al.*, 2007).

I. 3. Matériel fongique

Dans le cadre de l'évaluation de l'activité antifongique, le choix et la préparation du matériel fongique constituent une étape essentielle pour garantir la fiabilité et la reproductibilité des résultats. Les souches fongiques utilisées doivent être bien caractérisées sur le plan morphologique et biologique, afin de représenter les agents phytopathogènes d'intérêt.

I. 3. 1. Choix des bioagresseurs pour les bio-tests

Le Palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) constitue dans les régions sahariennes l'arbre qui fournit non seulement des dattes, aliment riche mais permet également des productions diverses (végétales et animales) au sein de ce qu'on appelle l'écosystème oasien dont il constitue la charpente protectrice. La culture du palmier dattier est d'une grande importance pour de nombreux pays principalement les pays arabes du point de vue économique, écologique et historique (**Boulanouar *et al.*, 2009**).

Le choix des bioagresseurs est motivé d'une part par l'importance agro écologique et socio-économique que revêt la culture du palmier dattier dans la région et d'autre part la gravité de ces deux maladies cryptogamiques qui pèse directement sur la production dattière par la pourriture des inflorescences et l'intégrité même des plantations phœnicicoles pour ce qui est de la maladie du bayoud.

Ces pathologies peuvent entraîner, soit la mort du palmier soit avec une baisse ou une perte totale de la production. La plus dangereuse est le Bayoud, se localise principalement en Algérie (Sud-Ouest et Centre) et au Maroc, elle continue à disperser vers d'autres régions et détectée en Mauritanie en 1995 dans la région d'Adrar (oasis de Atar et Ouadane) (**Sedra, 2005 ; Kneyta et Doublbeau, 2010**).

Notre étude de bio-essais est menée sur deux champignons pathogènes du palmier dattier à savoir *Mauginiella scaetiae* Cav. et *Fusarium oxysporum* f.sp *albedinis*, agents respectivement responsables de la pourriture de l'inflorescence et de la trachéomycose du palmier dattier connue sous le nom commun du « bayoud ».

I. 3. 2. Agent de la pourriture de l'inflorescence (*Mauginiella scaettae* Cav.) :

La pourriture de l'inflorescence appelée communément le « *Khamedj* » est considérée comme la maladie la plus dangereuse du palmier dattier, causant d'énormes pertes de la production de dattes (**Abdullah et al., 2010**).

Dans des conditions chaude et humide, cette pathologie engendre un déficit major, notamment en cas de précipitations abondantes avant l'émergence des spathes (**Abdullah et al., 2005**). La pourriture affecte les inflorescences mâles et femelles du palmier, à l'émergence des spathes au printemps. Les premiers symptômes visibles se manifestent sur les tissus des jeunes spathes émergentes, sous forme de taches elliptiques ou étendues, roussâtres puis brunâtres (**Photo 9**) (**Djerbi, 1988**).

En cas d'attaque sévère toute l'inflorescence est anéantie et aucun fruit n'est formé. Les inflorescences infectées, restant sur pieds depuis l'année précédente, constituent une source de contamination de même que l'usage du pollen des d'inflorescences mâles infectées (**Achoura, 2013**).

L'identification de l'agent responsable *Mauginiella scaettae* Cav. a été réalisée en **1925** par **Cavara** en Libye, la maladie a été signalée par la suite d'autres pays d'Afrique du Nord (**Chabrolin, 1928; Munier, 1955 ; Calcat, 1959**). Bien qu'en étant la principale cause (**Hussain, 1958; Al-Ani et al., 1971**), d'autres champignons tels que *Fusarium oxysporum* Schldl, *F. moniliforme* Sheld., *F. solani* (Mart.), *Thielaviopsis paradoxa* Hohn. et *Trichothecium roseum* Link, ont été souvent associés à cette maladie (**Brown, 1938; El-Behadili et al., 1977 ; Rattan et al., 1980 ; Abdullah et al., 2010**).

Dix souches de *Mauginiella scaettae* ont été isolées dans différentes oasis d'Algérie orientale. La souche de Ghardaïa, notre région d'étude, est la plus virulente (**Bensasi Messoud, 2013**).

L'incidence de la maladie était plus élevée chez les inflorescences mâles que chez les inflorescences femelles. L'agent pathogène responsable de la maladie a été isolé et identifié comme étant *Mauginiella scaettae* Cav. (**Abdullah et al., 2005**). L'agent pathogène utilise les tissus tendres de l'inflorescence comme source de carbone pour sa croissance et son développement, provoquant ainsi une pourriture irréversible et affectant négativement la productivité du palmier dattier (**Bouhali et al., 2021**).

I.3.2.1. Agent causal

L'espèce *M. scaetiae* Cav., omniprésente à l'état pur dans les tissus atteints, appartient aux champignons imparfaits et à l'ordre des Hyphales. Ses fructifications sont formées de chaînes de conidies hyalines qui se fragmentent en articles mono ou bicellulaires et plus rarement pluricellulaires, de 10 à 30 µm de long, sur 5 à 10 µm de large.

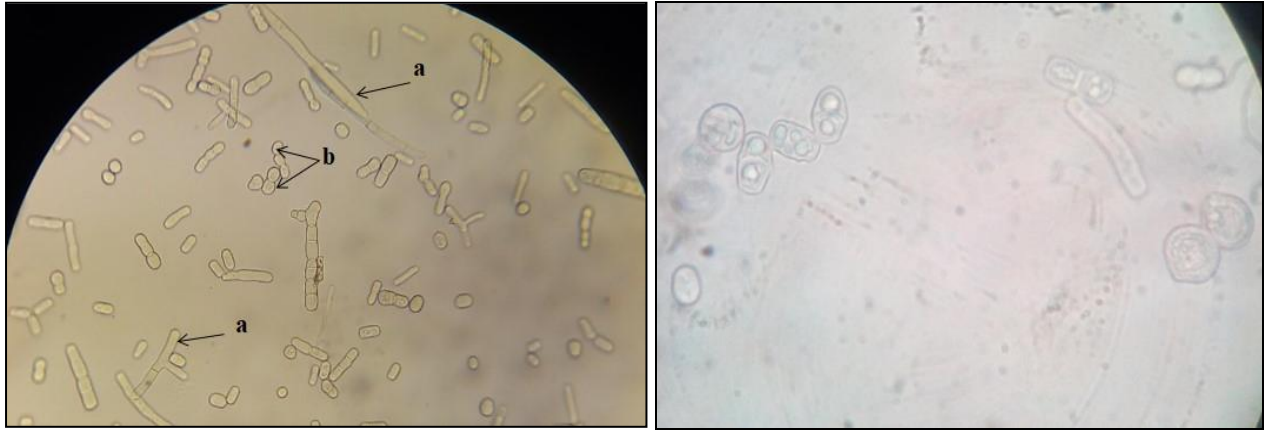
En culture pure, se forme un mycélium blanc qui donne des fructifications conidiennes abondantes sous forme d'un revêtement pulvérulent blanc (**Djerbi, 1988**). Une croissance mycélienne duveteuse sur les jeunes fleurs, spathes ou bases de feuilles, se transformant plus tard en masse poudreuse en raison de la production des spores. En culture, la croissance est lente, couvrant 3 cm (sur Malt Agar) et 3,6 cm (sur PDA) à 21°C en 7 jours à partir d'un inoculum central.

Le mycélium blanc mat cotonneux à l'état jeune devient poudreux après sporulation; zone avançant étroite (1 mm) mais distincte ; revers inchangé; pas d'odeur particulière; test à l'oxydase non concluant (faible coloration brune). Hyphes (aériens et submergés) 3-5,5µm de large, ramifiés, cloisonnés, à parois minces. Conidies abondantes et similaires à celles produites sur l'hôte (**Photo 8**). (**Rattan et al., 1980**).

Généralement les conidies de *M. scaetiae* sont de très courte durée et ne persistent pas pendant l'hiver. On pense que les infections primaires proviennent de mycélium (**Al Ani et al., 1971; Al Hassan et Waleed, 1977; Djerbi, 1983**). Cependant, ces conidies peuvent survivre en saprophyte dans les inflorescences mortes pendant plus de douze mois et, par conséquent contribuer à la nouvelle infection. (**Abdullah et al., 2006**)

M. scaetiae peut être isolé à partir de petits morceaux de l'inflorescence atteinte désinfectés à l'hypochlorite de sodium 5% et plaqués en milieu de culture tel que l'extrait de malt gélose Patate, gélose au dextrose ou gélose pomme de terre.

L'isolement peut également se faire après incubation des pièces désinfectées dans des chambres humides. On ramasse ensuite les conidies qui se sont développées en grande quantité et on les strie sur un milieu approprié. Les plaques inoculées doivent être incubées à 21 °C. (**Abdullah et al., 2010**)



A) Grossissement 10x

B) Grossissement 40x



C) Grossissement 100x

Photo 8 : Conidies de *M. scaettiae* observées sous microscope optique (photo originale 2017). (a) Hyphes, (b) conidies

1.3.2.2. Biologie et épidémiologie

AlAni *et al.* (1971) ont démontré que l'agent *M. scaettiae* est principalement préservé sous forme de mycélium dans l'inflorescence infectée de la saison précédente ou dans les bases des feuilles des palmiers infecté. **Alroubaie *et al.* (1987)**, ont suggéré que la primo-infection survient probablement au début de la formation des boutons floraux et avant le développement de l'enveloppe des spathes et leur durcissement.

Lorsque les spathes infectées s'ouvrent, elles révèlent la destruction partielle ou totale des fleurs. Il est possible que les spathes endommagées restent fermées, deviennent sèches et recouvertes de fructifications poudreuses provenant du champignon. (**Photo 9**). (**Djerbi, 1983**)

Abdullah et ses collaborateurs (2005) ont démontré une augmentation évidente de la sporulation selon l'humidité relative : maximale à 100% RH et faible à 70% du RH.

On pense que les infections primaires proviennent du mycélium (**Alani *et al.*, 1971; Alhassan et Waleed, 1979; Djerbi, 1983**). Cependant, les conidies peuvent survivre en saprophyte dans les inflorescences mortes pendant plus de douze mois et, par conséquent contribuer à la nouvelle infection. (**Abdullah *et al.*, 2006**). C'est une maladie externe ne nécessitant pas de blessure pour pénétrer. (**Bounaga *et al.*, 1990**).



Photo 9 : Spathe (à gauche) et pédicelles (à droite) infectés du palmier dattier
(Original, 2017)

I.3.2.3. Isolement sur le milieu PDA (Potato Dextrose Agar)

Une quantité 39g de poudre de PDA est mise dans un Erlenmeyer et complétée par 1litre d'eau distillée ; agité et chauffé sur une plaque chauffante pendant 15 min. Les échantillons sous forme de petits morceaux des spathes contaminées sont trempés de l'eau de

javel (60%) pendant 5 minutes, puis rincés à l'eau distillée stérile et mis à sécher sur un papier absorbant stérile.

Les échantillons séchés sont mis en culture dans des boîtes contenant le milieu PDA et incubées dans l'incubateur à 21 °C pendant 7 jours.

Afin d'éviter la contamination et pour obtenir des isolats purs, on fait des repiquages successifs, on transfère à l'aide d'une anse stérile quelques spores ou un fragment mycélien dans une boîte de Pétri contenant le milieu PDA. (**Figure 01**)

1.3.2.3. Purification et repiquage des isolats fongiques

Afin d'éviter la contamination et pour obtenir des isolats purs, on effectue des repiquages successifs, par le transfert à l'aide d'une anse stérile de quelques spores ou un fragment mycélien dans une boîte de Pétri contenant le milieu PDA. On obtient alors des boîtes pures des souches de *Mauginiella scaetiae* pour les utiliser durant les traitements antifongiques.

1.3.2.4. Identification

L'identification est basée sur les caractères de la culture in vitro en milieu PDA et des caractères morphologiques des micro, méso, macro conidies, la forme et la taille de chlamydiospores de la souche isolée, la croissance quotidienne (**Ellis, 1971**).

Ces structures morphologiques ont été identifiées en utilisant des grossissements de 10x et 40x au microscope en évaluant leurs forme et taille des hyphes, conidies.

I.3.3. Fusariose du palmier dattier « bayoud »

1.3.3.1. Agent causal (*Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*)

La trachéomycose du palmier dattier est causée par le champignon tellurique *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* (**Killian et Maire, 1930 ; Sedra, 1993**). Il pénètre par les racines, atteint les vaisseaux conducteurs, puis se disperse dans la plante jusqu'au bourgeon terminal provoquant ainsi la mort des individus (**Ait Kettout et al., 2010**).

Le *Foa* peut survivre dans le sol et sur des débris végétaux pendant plusieurs années en l'absence de son hôte. On le retrouve en faibles quantités jusqu'à 1 m de profondeur (10-75 propagules par gramme de sol), avec une répartition très hétérogène (**Fernandez et al., 1995**).

La fusariose vasculaire du palmier dattier fait partie des maladies d'origine tellurique contre lesquelles, il est difficile de lutter, elle dénommée "Bayoud" causée par *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* est la maladie la plus redoutable dans les palmeraies d'Afrique du nord (**Sedra, 1993**). Le contrôle de ce pathogène reste toujours limité à des mesures prophylactiques. La désinfection du sol n'est jamais complète en raison de la difficulté de sa réalisation (**Benhamou et al., 1997**).

1.3.3.2. Biologie et épidémiologie :

La reproduction du *Foa* se réalise uniquement par voie asexuée des microphialides et des macrophialides qui produisent respectivement des microconidies et des macroconidies.

Les microphialides, sont implantées perpendiculairement sur le mycélium et produisent d'une manière endogène plusieurs microconidies, généralement unicellulaires, parfois bicellulaires, hyalines, globuleuses ou allongées avec des dimensions variables (3-15 x 3-5 µm).

Les macrophialides, beaucoup plus grandes que les microphialides, forment des macroconidies qui sont falciformes, peu nombreuses, présentant 3 à 5 cloisons et mesurant 20-35 x 3-5 µm. Dans les cultures âgées et dans le sol, le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* différencie sur le mycélium ou sur les macroconidies des chlamydospores qui sont sphériques, intercalaires ou terminales et dont le diamètre varie de 6 à 20 µm (**Djerbi, 1983 ; Sedra, 2006**).

1.3.3.3. Symptômes:

Le premier symptôme externe de la maladie s'observe sur une palme de la couronne moyenne; cette palme prend un aspect plombé et se dessèche selon un processus très particulier. En effet, les folioles ou les épines situées d'un côté de cette palme se dessèchent progressivement du bas vers le sommet, et se replient vers le rachis (**Photo 7**). Ce dessèchement gagne ensuite les folioles du côté opposé, progressant cette fois de haut en bas, et toute la palme finit par se dessécher complètement et prend une couleur blanchâtre. Ce

symptôme est à l'origine du nom de la maladie, bayoud dérivant du mot arabe « abyed » qui veut dire blanc, et de la forme spéciale *albedinis* du *Fusarium oxysporum* responsable de la maladie, tiré du latin *albus* (blanc).

Le côté dorsal du rachis est marqué d'une strie brune longitudinale, qui avance de la base vers l'apex de la fronde, et qui correspond au passage du mycélium dans les faisceaux vasculaires du rachis. Ensuite, la feuille va prendre une forme arquée, similaire à une feuille vivante, et pend le long du tronc (**Photo 11**). Les mêmes symptômes apparaissent ensuite sur les palmes voisines; puis l'attaque se généralise à l'ensemble du palmier entraînant sa mort au bout de 6 mois à 2 ans (**Photo 12**) (**Djerbi 1988, Fernandez *et al.*, 1995**)



Photo 11 : Premiers symptômes du Bayoud sur palmier dattier (Originale, 2019 - El Atteuf - Ghardaïa)



Photo 12 : Dégât du stade final de la maladie (Originale 2019 - El Atteuf- Ghardaïa)

Les stratégies de lutte contre la fusariose vasculaire causée par les pathogènes telluriques sont très limitées ou quasi inexistantes (Elhassni *et al.*, 2007). Les efforts se sont axés sur la lutte génétique et des variétés et clones résistants ont été sélectionnés et utilisés dans des palmeraies traditionnelles dévastées par la maladie (Sedra, 2005).

1. 3. 3. 4. Obtention des isolats fongiques : La souche de *Fusarium oxysporum* F.sp. *albedinis* a été isolée d'un palmier mâle bayoudé et mise à notre disposition par la station régionale de l'Institut National de la Protection des Végétaux (INPV) (Ghardaïa/Algérie). Les souches sont ensemencées et conservées sur milieu de culture (39g de poudre PDA dans 1000 ml d'eau distillée) en boîtes de Pétri et incubées pendant 7 jours entre 25 à 30 C° (Djerbi, 1990 ; Lesile *et al.*, 2006).

I. 4. Paramètres étudiés

I.4.1. Rendement d'extraction

Afin de calculer le rendement d'extrait, il est récupéré sec par évaporation de l'eau dans une étuve à 50°C pendant 4 heures. Le rendement est déterminé par le rapport du poids de l'extrait sec (m_1) après évaporation sur le poids de la matière végétale sèche (m_0) utilisée pour l'extraction (Bekhechi-Benhabib, 2001 ; Lahmer *et al.*, 2017).

$$R \% = (m_1 \times 100) / m_0$$

I.4.2. Evaluation de la croissance mycélienne

Méthode de teste par contact (technique de Grover and Moore 1962) : Des dilutions de l'extrait pur des plantes spontanées ont été préparées pour avoir des concentrations finales 100%, 50%, 20%, 10% et 5% (**Photo 13**).

Les témoins (sans extrait) sont inoculés en suivant le même procédé : un disque mycélien fongique (diamètre de 5 mm) du champignon pathogène est prélevé de la périphérie de la culture âgée de 7 jours et inoculé aseptiquement au centre d'une boîte de Pétri.

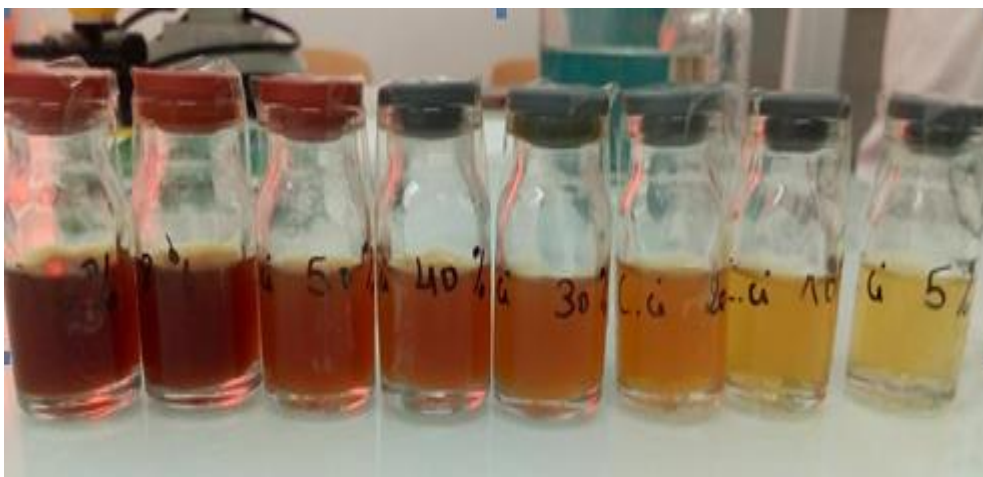


Photo 13: Dilutions du l'extrait végétal pur du plante testé (Originale, 2019)

Les boîtes des Pétri sont incubées à $21 \pm 2^\circ\text{C}$ pendant sept jours. Pour chaque traitement, trois répétitions sont effectuées. Le diamètre des colonies fongiques est mesuré quotidiennement pendant 7 jours. (**Pandey et al., 1982**)

Dans chaque boîte de Pétri on étale 15 ml de milieu de culture PDA et on ajoute 1ml d'une des concentrations de l'extrait végétal étudié. On agite convenablement les boîtes afin de bien disperser l'extrait après on fait l'ensemencement de disque mycélien de champignon de 5mm (**Figure 1**).

L'évaluation de la croissance mycélienne est le suivi de l'évolution de la croissance de diamètre de disque mycélien du champignon phytopathogène (*Mauginiella scaettae* cav ou *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*) dans chaque boîte traitée avec l'extrait et les boîtes témoins après 72h et ce pendant 5 jours de culture.

I. 3. 3. Taux d'inhibition

D'après **DOUMBOUYA et al (2012)**, le taux d'inhibition (TI) de la croissance mycélienne par rapport au témoin, est calculé selon la formule :

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

Avec :

dC : Diamètre de la colonie témoin

dE : Diamètre de la colonie traitée à l'extrait

I. 3. 4. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

La CMI correspond à la plus faible concentration en extrait pour laquelle on n'observe pas de pousse de la colonie du champignon traitée, visible à l'œil nu. Elle mesure donc, un effet fongistatique et ne renseigne pas sur l'état de la population du champignon, ne permettant notamment pas de préciser si elle a été tuée en partie ou totalement ou si elle a seulement cessé de se multiplier (**Berezin et al., 1999**).

Les boîtes dans lesquelles aucune croissance mycélienne n'a été visible à l'œil nu, ont été ouvertes. Puis, les explants de champignon ont été prélevés etensemencés à nouveau dans de nouvelles boîtes de Pétri contenant le milieu PDA sans extrait végétal. Ces nouvelles boîtes ont été mises en incubation pendant 7 jours à la température convenable.

I. 3. 5. Vitesse de croissances mycélienne

Selon **Cahagnier et Molard (1998)**, la vitesse de la croissance mycélienne à chaque concentration est déterminée par la formule :

$$VC = [D1/Te1] + [(D2-D1)/Te2] + [(D3-D2)/Te3] + \dots + [(Dn-Dn-1)/Ten]$$

D = Diamètre de la zone de croissance de chaque jour (mm).

Te = Temps d'incubation (jour).

I. 3. 6. Analyse statistique

L'objectif de ces analyses est de vérifier si l'effet observé est dépendant de la croissance, de la concentration et/ou du temps. L'analyse appropriée est une analyse de la variance à deux critères : temps et concentrations. Les données recueillies ont fait l'objet d'une analyse de la variance aléatoire à mesures répétées, à l'aide du logiciel *Statistica 10*. Les résultats ont également subi une comparaison multiple des moyennes via le test de Tukey HSD (Honest Significance Test).

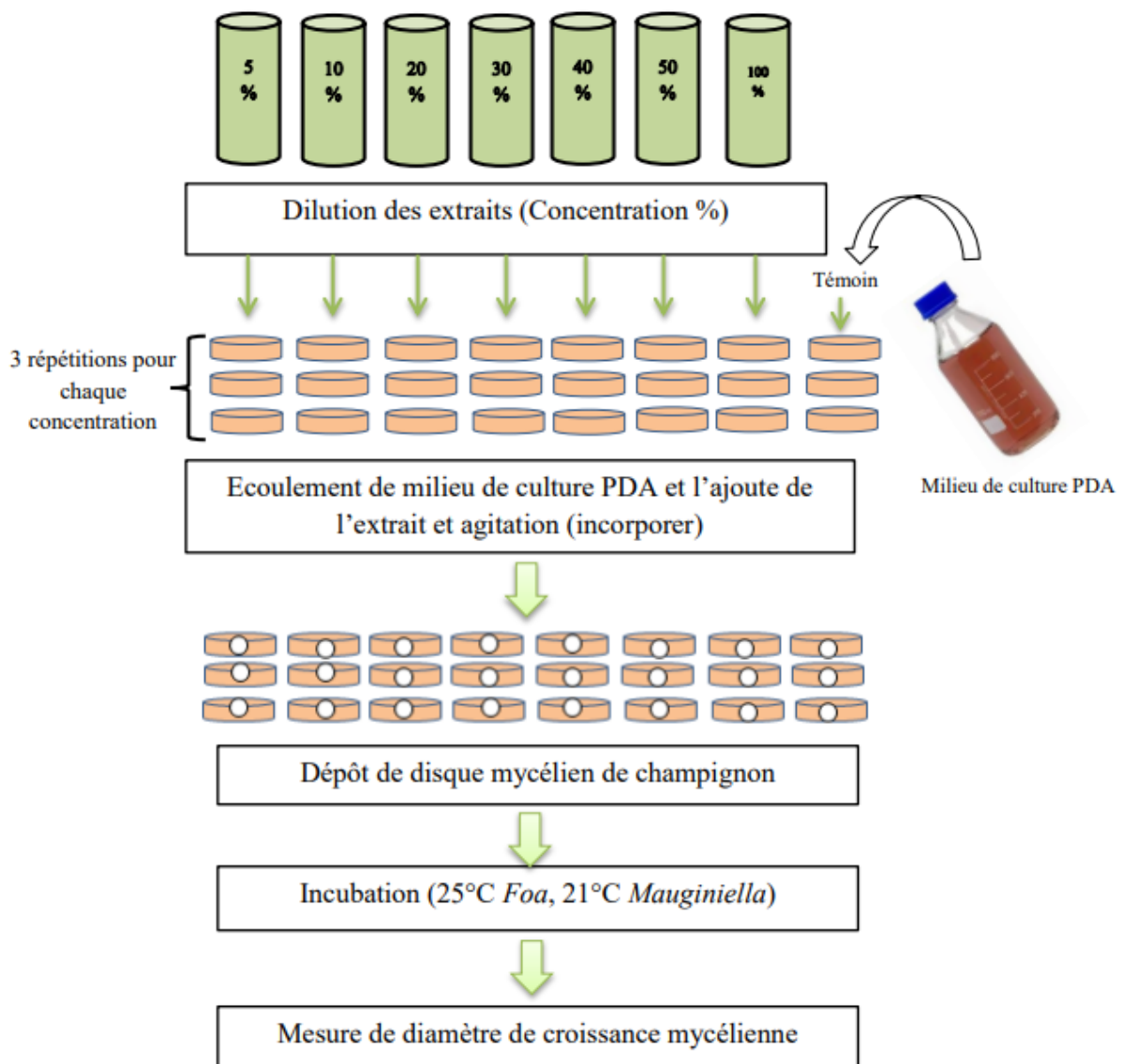


Figure 1 : Schéma récapitulatif a du protocole expérimental du traitement par contact direct des extraits des trois plantes étudiées sur *Mauginiella scaettae* Cav. et *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*

Résultats et discussion



Chapitre II : Résultats et discussion

Dans cette partie sont regroupés les résultats des analyses phytochimiques et des essais de bioactivité plus particulièrement antifongique des extraits végétaux des trois espèces étudiées en l'occurrence *Cotula cinerea* Del, *Pergularia tomentosa* L. et *Peganum harmala* L. testés sur deux champignons phytopathogènes *Mauginiella scaettae* Cav et *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*.

Dans ce contexte ce chapitre présente sont relatés les profils phytochimiques (screening phytochimique) des espèces végétales étudiées ainsi que les données recueillies des tests biologiques. L'évaluation du pouvoir anti fongique des extraits a porté sur le suivi des paramètres suivants: la croissance mycélienne, les taux d'inhibition, la vitesse de croissance mycélienne.

Les résultats recueillis ont été traités à l'aide d'un tableur Excel et ont fait l'objet du test ANOVA à l'aide du logiciel *Statistica 10*.

II .1. Caractéristiques physico-chimiques des extraits.

L'analyse des données a porté sur les méthodes et paramètres des statistiques descriptives. Le criblage phytochimique est une analyse chimique basée sur des réactions de coloration et de précipitation effectuée sur des échantillons d'extraits végétaux.

II.1.1. Rendement d'extraction.

Le rendement d'extraction est estimé en fonction de la masse d'extrait par rapport à la masse de la poudre végétale initiale. Les rendements d'extraction obtenus exprimés en pourcentage pour les différents extraits sont reportés dans le **tableau 02**.

D'après les résultats, les rendements d'extraction sont très faibles et variables entre les extraits obtenus.

Il est noté que le rendement d'extraction dépend de plusieurs facteurs à savoir l'espèce, la géographie, la période de récolte, les pratiques culturales, la technique d'extraction, etc. (Silano & Delbò , 2008; Marzouki et al., 2009; Aprotosoie et al., 2010)

Tableau 2 : Rendement d'extraction

| Espèce | Partie végétale | Rendement (%) |
|---------------------|------------------------|----------------------|
| <i>C. cinerea</i> | Feuilles | 24 |
| | Inflorescences | 18 |
| <i>P. harmala</i> | Feuilles | 22 |
| | Graines | 20,1 |
| <i>P. tomentosa</i> | Feuilles | 21 |
| | Graines | 11 |

L'emploi des solvants apolaires ou volatiles peut produire des rendements d'extraction faibles (**Wang et Weller, 2006**). Par contre les solvants polaires tels que le méthanol peuvent extraire le maximum des composés dans le broyat des plantes.

Pour l'extrait de graines de *Peganum harmala* L. la couleur ressemblée est le marron avec un aspect pâteux après l'évaporation de l'eau au four à moufle pendant 24h à 120°C. L'extrait de feuilles *Peganum harmala* L. est jaune verdâtre avec un aspect poudreux. La graine de *Pergularia tomentosa* L. est de couleur marron clair avec un aspect poudreux. La poudre verte est pour l'extrait des feuilles, et les fleurs de *Cotula cinerea* Del. est de couleur jaune verdâtre tandis que les feuilles ont une couleur vert clair.

On note que le taux d'extraction le plus élevé est enregistré dans l'extrait méthanolique des feuilles de *C. cinerea* (24%). **Bouziene (2002)** rapporte que les rendements obtenus par l'extraction de la plantes *C.cinerea* ont montré que celle réalisée au mélange eau - méthanol (30 - 70) est a été la plus efficace et la plus rentable avec un taux de rendement égal à (18,51%)

Comme il est indiqué dans le **tableau 2**, le rendement d'extraction obtenu pour les feuilles *C. cinerea* est plus élevé par rapport à ceux obtenus par **Benzaoui et Houari, (2016)** enregistrent un rendement de l'ordre de 9,45 % pour l'extrait hydrométhanolique de la partie aérienne et 0,95 % pour celui de l'extrait butanolique et 1,89% pour celui de l'extrait hydroacétonique et 17,3 pour celui de l'extrait acétonique.

Hadj kouider, (2017) rapporte un rendement d'extraction par reflux de 15% pour l'extrait méthanolique de la partie aérienne de *P. harmala* récoltée dans le Sahara algérien. Un rendement trop faible de l'extrait des feuilles de la même plante est obtenu par d'autre : environ 1,25 % (hydro-méthanolique), 2,51% (extrait acétonique) (**Bouziene, 2021**).

Le rendement d'extraction des feuilles de *P. tomentosa* est de 21%, cette valeur est supérieure à celle notée pour les graines (11%). Dans ses travaux sur les feuilles *P. tomentosa* (*Asclepiadaceae*) récoltée dans la région d'El-oued (sud-est d'Algérie), **Abbassi et Touil, (2019)** rapporte un rendement des feuilles de 20.73% pour l'extrait méthanolique.

Alors que **Aloui, (2016)** note des rendements d'extractions calculés à partir du poids sec de l'extrait par rapport au poids de la matière végétale sèche. Pour les feuilles de *P. tomentosa* le rendement hydro-méthanolique obtenu par reflux est de 7,8%. Un rendement trop faible de l'extrait des feuilles de la même plante est obtenu par d'autre : environ 1,14 % (hydro-méthanolique), 1,29% (extrait acétonique) (**Bouziane, 2021**).

II.1.2. Tests phytochimiques.

Rappelons que, dans le procédé d'extraction nous avons opté pour le méthanol comme solvant pour traiter les échantillons végétaux étudiés. En effet, la littérature rapporte le recours au méthanol comme solvant efficace pour l'extraction à partir de végétaux tels que les travaux de plusieurs auteurs dont **Alavi et al., (2005)** ; **Mohammedi (2006)** ; **Ownagh et al., (2010)** ; **Gacem (2011)** ; **Khallouki et al., (2015)** ; **Lahmar et al., (2017)** ; **Zouaoui et al., (2018)** ; **Essam Nabih Ads et al., (2020)**.

Dans l'industrie alimentaire, la cosmétologie et la pharmacie, le règne végétal est une source importante de molécules bioactives dotées de multiples intérêts. On peut citer parmi ces composés les coumarines, les alcaloïdes, les acides phénoliques, les tannins, les terpènes et les flavonoïdes. (**Bahorun et al 1996** ; **aire et al 2013**)

Les groupes chimiques ont été examinés dans les extraits méthanoliques des trois espèces végétales suivant les méthodes classiques de caractérisation par réactions colorées. Les solutions qui réagissent positivement indiquent la présence des groupes chimiques identifiés dans l'extrait (**Tableau 3**).

Le criblage effectué a permis d'identifier une variété de composés de métabolites secondaires, avec des variations plus ou moins importantes entre les types d'extraits analysés.

C'est ainsi qu'on note :

La présence des alcaloïdes dans les extraits des deux parties aussi bien de *C. cinerea* que de *P. harmala* mais totalement absents dans *P. tomentosa*.

La présence pour *C. cinerea* des tanins galliques, des flavonoïdes, des alcaloïdes, des terpénoïdes, alors que les coumarines ne sont présentes que dans les inflorescences s.

Tableau 3. Résultats de criblage phytochimique des extraits des 3 plantes utilisées

| | | <i>Cotula cinerea</i> | | <i>Peganum harmala</i> | | <i>Pergularia tomentosa</i> | |
|----------------------------------|--------------|-----------------------|---------|------------------------|----------|-----------------------------|----------|
| | | inflorescences | feuille | graines | feuilles | graines | feuilles |
| Tanins | cathéchiques | - | - | - | - | - | ++ |
| | Gallique | + | + | + | - | + | - |
| Flavonoïdes (anthocyanes) | | + | + | - | - | + | + |
| Coumarines | | + | - | + | - | - | - |
| Quinones libres | | - | - | - | - | + | + |
| Alcaloïdes | | + | + | + | + | - | - |
| Terpénoïdes | | + | + | - | + | + | ++ |
| Saponosides | | - | - | ++ | +++ | + | + |
| Stéroïdes | | - | - | + | + | - | - |
| Composés réducteurs | | - | - | + | - | - | + |

- : Absence, + : faible concentration, ++ : moyenne concentration, +++ : à forte concentration

A ce titre, les résultats de criblage phytochimique de **Lakhdar, (2018)** confirment la richesse en tanins de *C. cinerea*.

Les flavonoïdes sont présents en quantité importante dans les deux parties testées de *C. cinerea* ce qui est confirmé par les résultats de **Belboukhari et al., (2012)** ; **Lakhdar (2018)** et **Ousameur et Ksikis, (2016)**.

Les études réalisées par **Mebarki (2018)** et **Berbaoui (2020)** confirment nos résultats que les inflorescences et les feuilles de *C. cinerea* sont dotées d'un ensemble de composés bioactifs tels que les tanins galliques, les flavonoïdes, les alcaloïdes et les terpénoïdes.

L'étude réalisée par **Guaouguaou et al., (2019)** sur l'extrait de la même plante montre une réaction positive mettant en évidence plusieurs phytocomposants phénoliques et terpénoïdes.

Demouche et al., (2023) confirment nos résultats de richesse de *C. cinerea* en flavonoïdes et alcaloïdes.

Pour ce qui est de *P. harmala* les résultats obtenus dévoilent la richesse de graines et des feuilles en alcaloïdes, saponosides, stéroïdes. Ces composés ont été signalés par **Liu et al., (2013) ; Bouabedelli et al. (2016)** et **Babaousmail et al. (2014)**.

Par ailleurs, les graines de *P. harmala* ont révélé la présence des tanins galliques, des coumarines et de composés réducteurs. Les terpénoïdes sont présents uniquement dans les feuilles, alors que les flavonoïdes et les quinones libres sont absents des deux extraits de la même espèce.

Abu Rayyan et al., (2018), ont rapporté que la composition phytochimique de l'extrait foliaire de *P. tomentosa* comporte dix huit composés dont quatorze composés appartenant aux phénoliques et flavonoïdes et quatre cardénolides.

Les résultats admettent la présence des tanins galliques à la fois dans les feuilles et les fleurs de *C. cinerea* et les graines de *P. harmala* et les feuilles de *P. tomentosa*, tandis qu'ils constatent la présence des tanins cathéchiques dans les graines de *P. tomentosa* en forte quantité.

II.2- Pouvoir antifongique

Les tests ont été réalisés pour la détection et l'évaluation de l'activité antifongique des extraits méthanoliques de *C. cinerea*, *P. harmala* et *P. tomentosa* sur deux agents phytopathogènes du palmier dattier, à savoir *Mauginiella scaetiae* Cav. et *Fusarium oxysporum* f. sp *albedinis* (Foa).

L'activité antifongique des extraits des plantes médicinales est principalement liée à la structure et aux groupes fonctionnels de leurs ingrédients chimiques. Cette activité peut également être influencée par d'éventuelles interactions synergiques entre leurs compositions moléculaires. (**Naeini et al., 2009 ; Giordani et al., 2008**).

L'effet bioactif des extraits végétaux serait aussi lié au pouvoir du solvant à solubiliser le ou les composés chimiques contenus dans le broyat de la plante.

L'utilisation des composés antifongiques ciblant les membranes fongiques, ce qui pourrait constituer une stratégie prometteuse pour lutter contre les maladies des plantes. (**Soro, 2012 ; Angaman, 2018**).

II.2.1. Effet antifongique sur la croissance de *Mauginiella scaetiae* cav.

L'évaluation de l'effet antifongique a été réalisée afin de déterminer l'inhibition de la croissance du champignon phytopathogène en présence des extraits des plantes. L'activité antifongique a été mesurée à travers l'observation de la croissance mycélienne en comparaison avec du témoin toute en conditions contrôlées.

II.2.1.1. Evolution de la croissance mycélienne.

a- Effet des extraits de *Cotula cinerea*

Les résultats de l'activité antifongique des extraits de graines de *C. cinerea* sur la croissance de *Mauginiella scaetiae* montrent que dans l'ensemble, la plupart des courbes obtenues présentent une croissance progressive au cours des cinq premiers jours (168h).

Les résultats d'évolution de croissance mycélienne dans le traitement des boîtes ensemencées par des disques de champignons de culture de 7 jours de *Mauginiella scaetiae*, sous l'effet des sept concentrations de l'extrait méthanolique des feuilles de *C. cinerea* en présence du témoin (milieu de culture PDA sans extrait).

Les courbes et les **figures (2 et 3)** montrent l'effet des différentes concentrations de l'extrait de *C. cinerea* sur la croissance mycélienne de *Mauginiella scaetiae* Cav. durant une période de culture de 168 heures (7 jours).

Les résultats suggèrent une réponse non linéaire du champignon à l'augmentation de la concentration des extraits (feuilles et inflorescence) du traitement antifongique.

Pour les boîtes témoins, sans présence de l'extrait végétal, on observe une augmentation régulière du diamètre du disque mycélien, atteignant environ 16,66 mm de diamètre moyen (**Figure 2**) et 13 mm de diamètre moyen (**Figure 3**) à la fin de la période de l'essai montrant une croissance supérieure par rapport aux boîtes traitées avec l'extrait.

Les faibles concentrations de 5% et 10% (extrait des feuilles) montrent également une certaine inhibition de la croissance, bien que celle à 10% soit légèrement plus efficace. La croissance du champignon reste cependant très limitée par rapport aux autres concentrations. A la fin de l'expérience, après 168 heures, le diamètre de disque fongique est de 11,16 mm

pour le traitement à concentration 5% et de 10,66 mm pour celle à 10%, cette dernière semblant être la plus efficace.

L'inhibition est modérée pour la concentration 20% et 30% (extrait des feuilles) de l'ordre de 7,33 mm 6,66 mm. Cependant 40% et 50% montrent une efficacité variable avec des taux d'inhibition moyens respectifs de 7,66 mm 6,33 mm.

En résumé, la concentration de 100% (extrait pur) semble être la plus efficace pour inhiber la croissance de *Mauginiella scaettae*

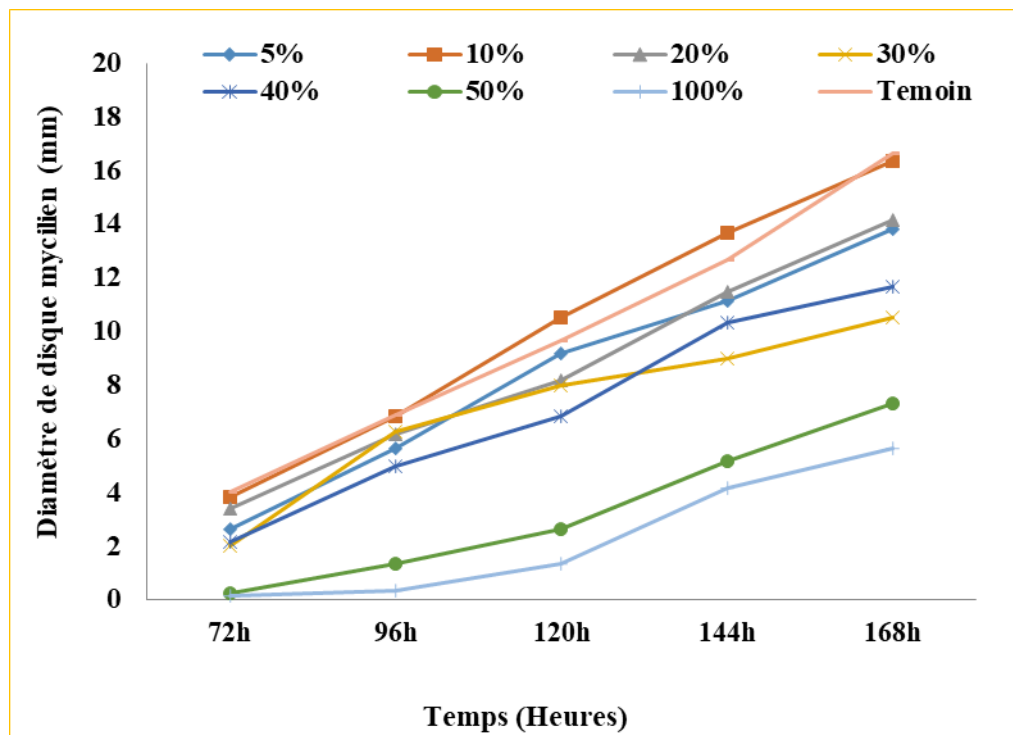


Figure 2 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Mauginiella scattae* Cav. en incubation en présence de l'extrait des inflorescences de *Cotula cinerea* Del.

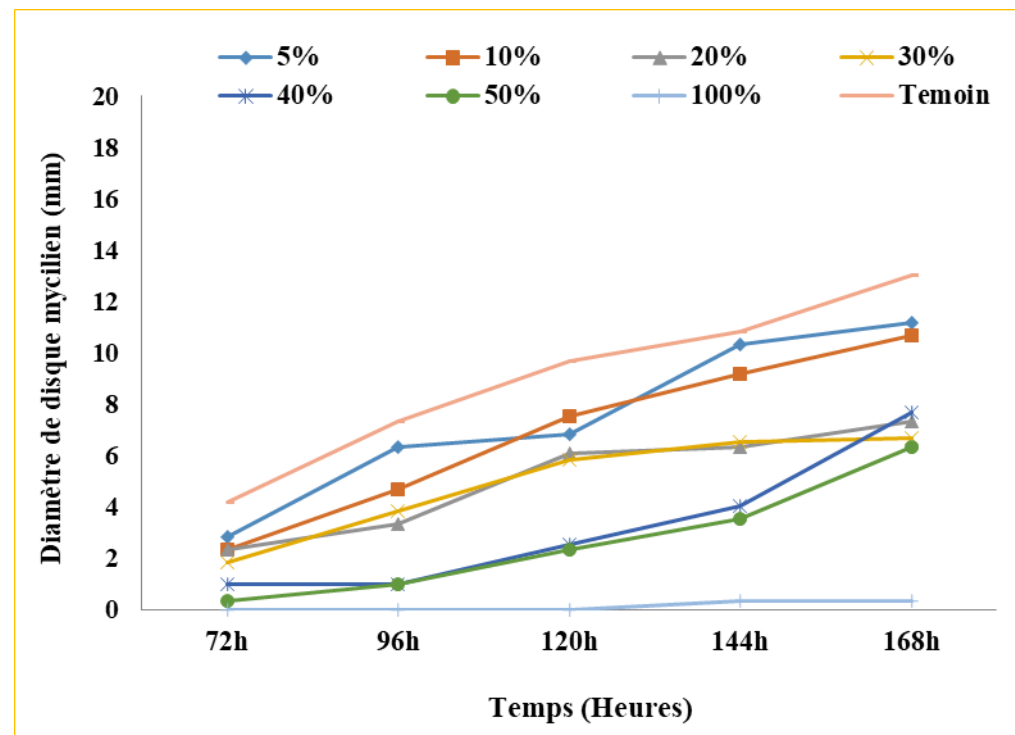


Figure 3 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Mauginiella scattae* Cav. en incubation en présence de l'extrait des feuilles de *Cotula cinerea* Del.

b- Effet des extraits de *Peganum harmala*

L'activité antifongique des extraits de graines et des feuilles de *P. harmala* a été évaluée sur la croissance de *Mauginiella scaettae*. Globalement, la majorité des courbes obtenues montre une augmentation progressive de la croissance sur une période de cinq jours (168h).

Les boîtes témoins montrent une croissance mycélienne progressive et linéaire, supérieure à celles des boîtes traitées ce qui indique une forte inhibition de la croissance, atteignant environ 25 mm à la fin de la période d'essai.

Les **figures 4 et 5** montrent l'évolution du diamètre mycélien de *M. scaettae* en présence de plusieurs concentrations d'extrait de graines de *P. harmala* (5%, 10%, 20%, 30%, 40%, 50%, 100%) ainsi qu'un témoin (milieu PDA seul, sans extrait).

Cependant, les concentrations faibles à modérées (5%, 10%, 20%, 30%) montrent une inhibition croissante de la croissance mycélienne. Les concentrations plus élevées (40%, 50%, 100%) l'inhibition est presque totale, avec une croissance mycélienne extrêmement limitée, voire nulle. Ainsi, plus la concentration de l'extrait augmente, plus l'inhibition de la croissance mycélienne est forte.

La **figure 5** illustre l'évolution du diamètre mycélien de *M. scaettae* en présence de l'extrait des feuilles de *P. harmala*, avec les mêmes concentrations. Pour les faibles concentrations (**5%, 10%**) les courbes montrent une croissance modérée, similaire à celle observée pour les faibles concentrations de l'extrait des graines.

En revanche, les résultats des faibles doses **20%** révèlent une inhibition plus importante à mesure que la concentration augmente, bien que la croissance ne soit pas aussi fortement limitée qu'avec l'extrait des graines (**Figure 4**). Après les 168 heures d'essai, les diamètres des colonies fongiques varient entre 12 et 20 mm selon les concentrations.

Les extraits de *P. harmala* inhibent efficacement la croissance de *Mauginiella scaettae*, avec une action plus marquée pour les extraits des graines (**Figure 4**) que pour les extraits de feuilles (**Figure 5**). Les concentrations élevées (40% et plus) des extraits de graines montrent une inhibition quasi complète, tandis que les extraits de feuilles permettent encore une certaine croissance, même à des concentrations élevées.

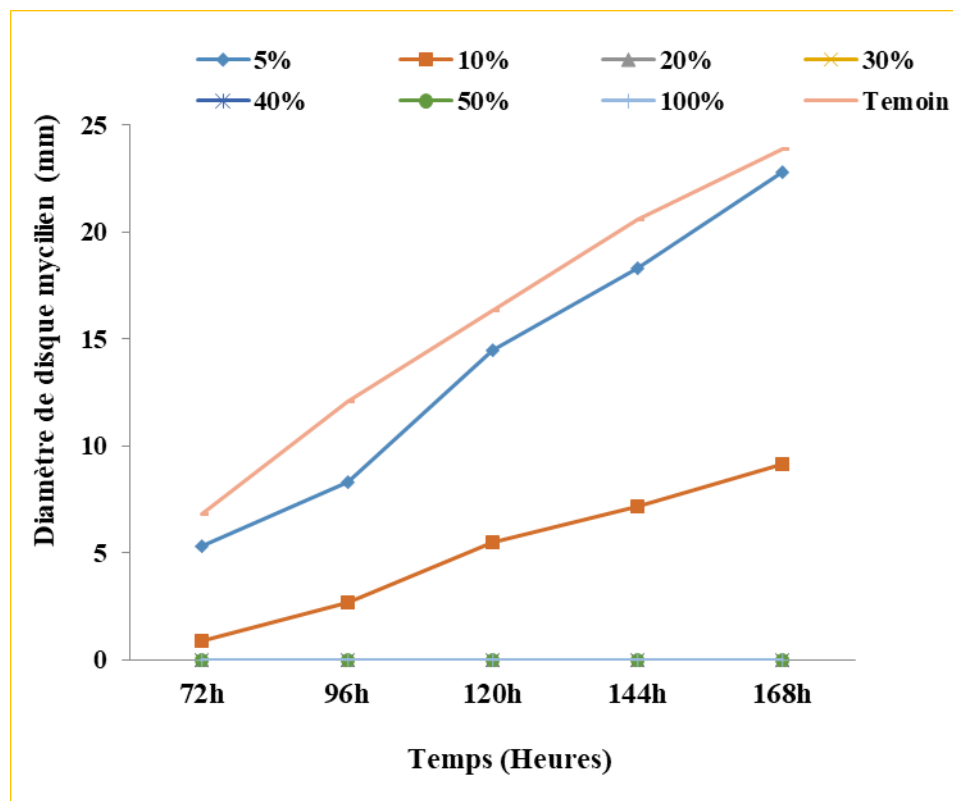


Figure 4 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Mauginiella scattae* Cav en incubation en présence de l'extrait de graine de *Peganum harmala* L

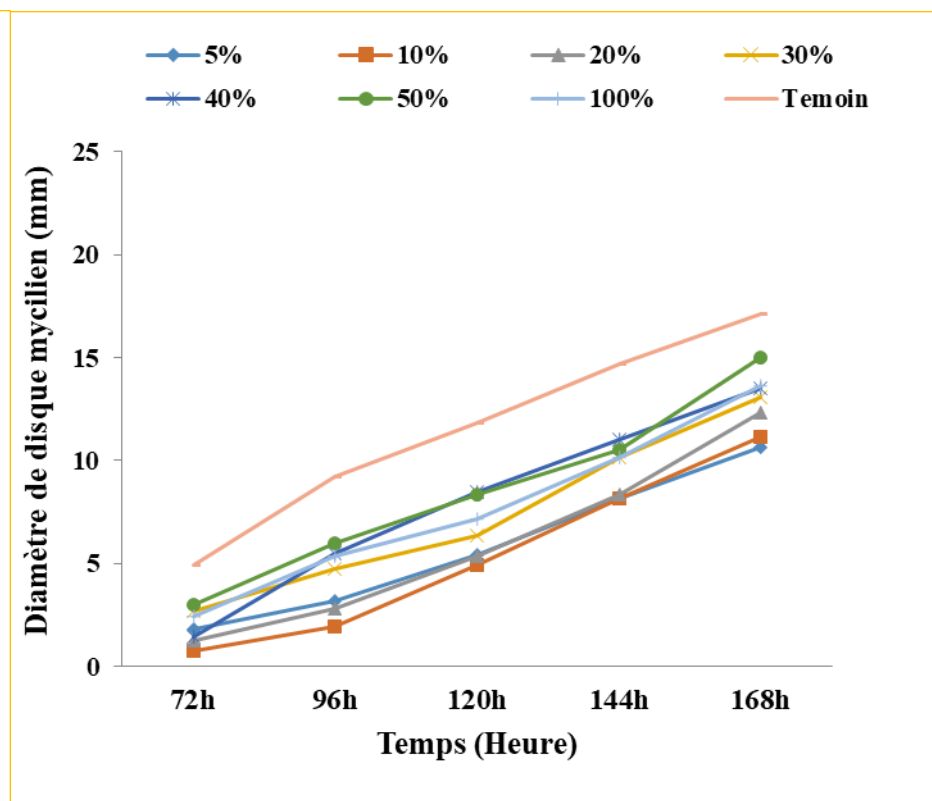


Figure 5 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Mauginiella scattae* Cav en incubation en présence de l'extrait des feuilles de *Peganum harmala* L

a- Effet des extraits de *Parlatoria tomentosa*

Les résultats rapportés dans la **figure 6** relative à l'extrait de feuilles et la **figure 7** relative à l'extrait des graines illustrent l'évolution du diamètre mycélien de *Mauginiella scaettae* en fonction du temps, sous l'effet de plusieurs concentrations des deux extraits étudiés de *P. tomentosa*.

Les boîtes traitées à l'extrait méthanolique des feuilles de *P. tomentosa* montrent une croissance continue, avec légère inhibition variant au cours du temps. En revanche, les résultats des faibles doses 5%, 10% et 20% révèlent une inhibition plus importante à mesure que la concentration augmente ; après les 168 heures d'essai, les diamètres des disques fongiques enregistre des valeurs respectivement 7, et 10,5 et 10,66 mm selon les concentrations (**Figure 7**).

Cependant, il est remarqué, au vu des courbes relatives à l'extrait des graines de *P. tomentosa* un effet d'inhibition passager et limité, suivi par une phase de stimulation des colonies des boîtes traitées aux concentrations de l'extrait de 50% et 100%, ces colonies atteignent au cours de l'essai des diamètres supérieurs à celui des témoins. Cependant, la concentration 20% d'extrait manifeste une inhibition tout le long du temps d'incubation (**Figure 6**).

Par exemple, à 168 heures, le diamètre atteint en moyenne 13,66 mm pour ces des boîtes témoins. La courbe à 5%, 10%, 30%, 40% montre une croissance mycélienne qui stagne autour de 13,66 ; 12,66 ; 12,66 ; 12,83mm respectivement (**Figure 6**).

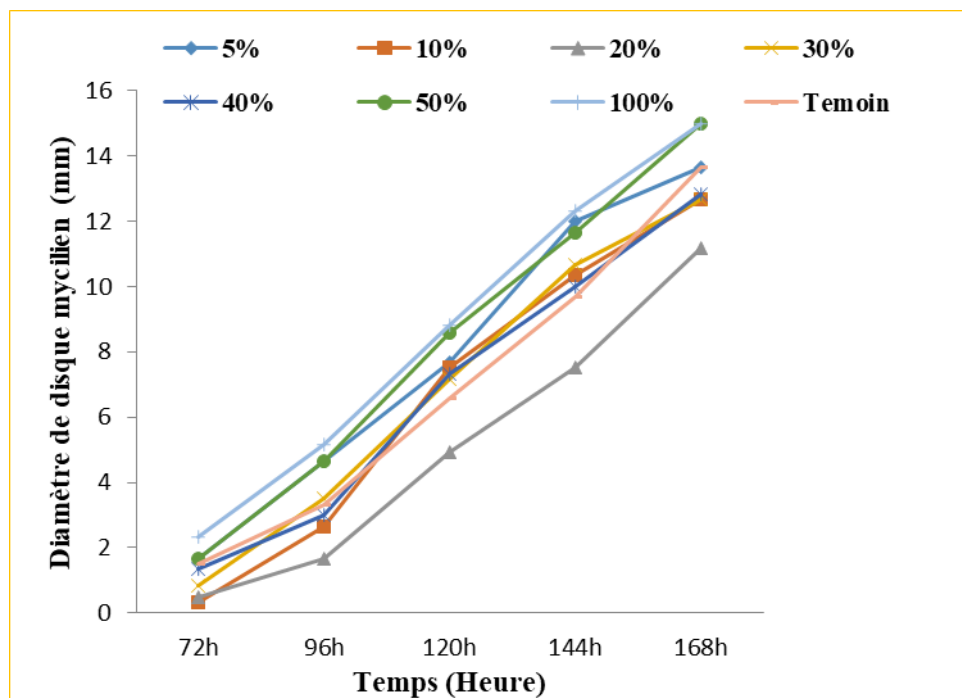


Figure 6 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Mauginiella scattae* Cav. en incubation en présence de l'extrait de graines de *Pergularia tomentosa* L

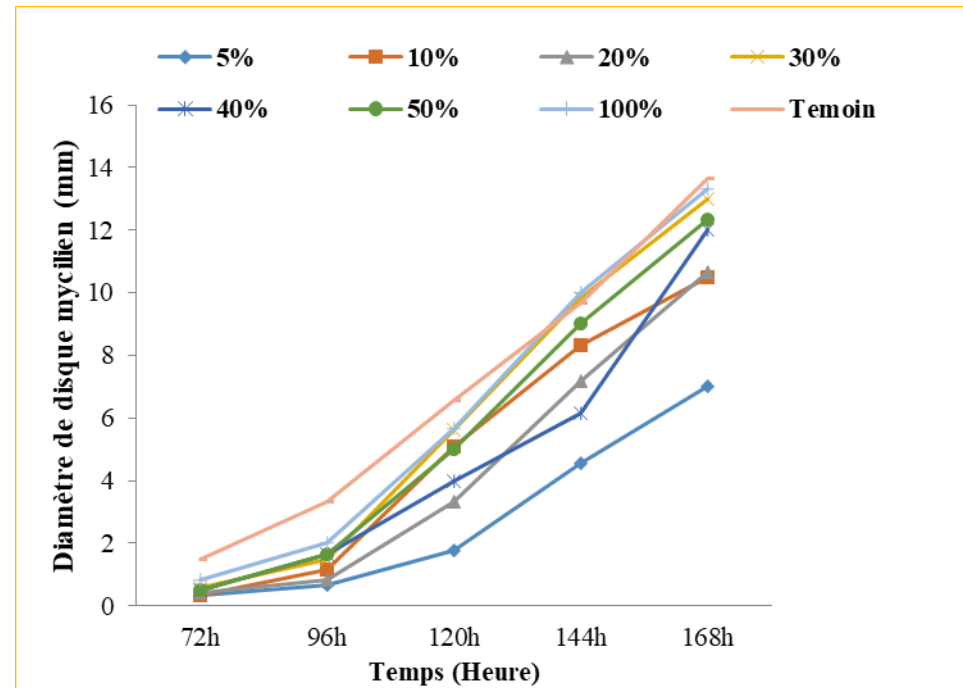


Figure 7 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Mauginiella scattae* Cav. en incubation en présence de l'extrait des feuilles de *Pergularia tomentosa* L

II.2.1.2. Taux d'inhibition

L'objectif de notre travail est d'évaluer le pouvoir fongicide des extraits de *Cotula cinerea*, *Peganum harmala*, *Pergularia tomentosa* sur *Mauginiella scaettae* et *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* champignons phytopathogènes du palmier dattier, dans le cadre de la recherche de substances naturelles d'origine végétale pouvant constituer une alternative aux fongicides chimiques de synthèse.

Les résultats de l'activité antifongique *in vitro* des extraits méthanoliques des trois plantes sur *Mauginiella scaettae* isolée sont représentés dans les **tableaux** de 4 à 8.

a- Taux d'inhibition des extraits de *C. cinerea* sur *M. scaettae*.

Au vu des résultats obtenus (**Tableaux 4 et 5**) on a constaté que l'extrait des feuilles et d'inflorescences de *C. cinerea* pur ou dilué à 50%, 40%, 30%, 20%, 10% et 5% engendre un fort taux d'inhibition de la croissance des disques mycéliens fongiques *Mauginiella scaettae* Cav (très bon effet inhibiteur).

Les résultats obtenus montrent que les concentrations les plus élevées d'extraits d'inflorescences (50%, 40% et 30%) exercent un effet antifongique marqué sur *Mauginiella scaettae* Cav. En effet, après 72 heures d'incubation, les disques mycéliens soumis à ces traitements présentent des taux d'inhibition nettement supérieurs à 50 %, ce qui traduit une sensibilité importante du champignon aux extraits testés.

L'extrait pur des feuilles de *C. cinerea* révèle un effet d'inhibition totale de croissance dès les 72h jusqu'à la durée des 120h, après il diminue légèrement. Ce qui est pareil pour l'extrait dilué à différentes concentrations étudiées.

Les valeurs de taux moyen d'inhibition des extraits des feuilles *C. cinerea* 100%, 50%, 40%, 30%, 20%, 10%, 5% est respectivement 98,88% ; 74,66% ; 68,12% ; 46,43% ; 44,16% ; 27,24% ; 18,74%.

Globalement, ces résultats soulignent que la sensibilité de *M. scaettae* augmente proportionnellement à la concentration de l'extrait, et que les extraits d'inflorescences possèdent un potentiel antifongique élevé, particulièrement à forte concentration.

Tableau 4. Taux d'inhibition des inflorescences de *C. cinerea* sur *M. scaetiae*.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------|------------|------------|------------|------------|--------------|
| 5% | 33.5±0.29 | 18.09±0.76 | 5.18±2.08 | 11.85±1.61 | 16.99±2.52 | 17.12 |
| 10% | 4.25±1.61 | 1.16±2.02 | -8.70±2.65 | -7.90±1.89 | 1.98±2.25 | -1.84 |
| 20% | 14.75±1.51 | 10.85±1.26 | 15.53±2.52 | 9.16±2.00 | 15.01±3.40 | 13.06 |
| 30% | 50±1.00 | 9.55±4.18 | 17.18±4.77 | 28.91±4.27 | 36.97±4.50 | 28.52 |
| 40% | 46±0.29 | 27.64±1.32 | 29.30±1.26 | 18.40±2.08 | 30.01±1.15 | 30.27 |
| 50% | 94.25±0.40 | 80.75±0.58 | 72.46±0.58 | 59.24±2.93 | 56.00±4.04 | 72.54 |
| 100% | 96±0.29 | 95.22±0.58 | 86.23±0.58 | 67.14±2.57 | 66.03±3.75 | 82.12 |

Tableau 5. Taux d'inhibition de l'extrait des feuilles de *C. cinerea* sur *M. scaetiae*.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------|------------|------------|------------|------------|--------------|
| 5% | 31.97±0.29 | 13.64±1.26 | 29.30±1.76 | 4.62±1.15 | 14.15±1.04 | 18.74 |
| 10% | 43.99±0.29 | 36.43±0.58 | 22.36±0.87 | 15.42±0.29 | 18±0.58 | 27.24 |
| 20% | 43.99±0.58 | 54.57±1.04 | 37.06±1.66 | 41.55±1.89 | 43.62±1.53 | 44.16 |
| 30% | 56.01±0.76 | 47.75±1.04 | 39.65±1.04 | 39.98±1.00 | 48.77±1.04 | 46.43 |
| 40% | 75.96±0.00 | 86.36±0.00 | 74.12±0.87 | 63.07±1.80 | 41.08±1.04 | 68.12 |
| 50% | 92.07±0.58 | 86.36±0.50 | 75.88±0.76 | 67.68±1.32 | 51.31±2.08 | 74.66 |
| 100% | 100±0.00 | 100±0.00 | 100±0.00 | 96.95±0.58 | 97.46±0.58 | 98.88 |

b- Taux d'inhibition des extraits de *P. harmala* sur *M. scaetiae*.

Il est constaté qu'à partir de la concentration 20% l'extrait de graines de *P. harmala*, il y a un effet d'inhibition total (100%) et rapide dès les premières 72 heures d'incubation. (Tableau 6).

Aussi, aucune croissance n'a été enregistrée des disques mycéliens lors d'un deuxième repiquage des disques ensemencés. La CMI est estimée à la concentration 20% de l'extrait de graines de *P. harmala*.

Même la concentration de 10% d'extrait engendre déjà un taux appréciable d'inhibition de la croissance de *M. scaetiae* Cav. avec un taux moyen de 71,57% (très bon effet inhibiteur).

L'inhibition de la croissance mycélienne de *M. scaetiae* augmente avec la concentration de l'extrait des feuilles de *P. harmala* ; toutefois, elle reste partielle et s'affaiblit avec le temps de culture de la colonie fongique (Tableau 7)

Tableau 6. Taux d'inhibition de l'extrait des graines de *P. harmala* sur *M. scaetiae*.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|-----------|------------|------------|------------|------------|--------------|
| 5% | 21.96±0.1 | 31.04±0.06 | 11.21±0.13 | 10.93±0.12 | 4.52±0.19 | 15.93 |
| 10% | 86.68±0.2 | 77.98±0.21 | 66.32±0.28 | 65.21±0.30 | 61.69±0.44 | 71.57 |
| 20% | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100 |
| 30% | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100 |
| 40% | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100 |
| 50% | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100 |
| 100% | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100±0 | 100 |

Tableau 7. Taux d'inhibition de l'extrait des feuilles de *P. harmala* sur *M. scaetiae*.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------|------------|------------|------------|------------|--------------|
| 5% | 62.77±0.14 | 65.24±0.5 | 54.27±1.01 | 44.51±1.04 | 37.73±1.04 | 52.90 |
| 10% | 84.74±0.66 | 79.25±0.87 | 58.33±0.75 | 44.51±1.25 | 34.81±0.57 | 60.33 |
| 20% | 73.86±0.64 | 69.26±1.04 | 54.95±0.57 | 43.35±0.57 | 27.98±1.89 | 53.90 |
| 30% | 45.07±0.57 | 48.40±0.75 | 46.49±1.04 | 30.91±1.04 | 23.60±0.80 | 38.89 |
| 40% | 71.31±1.66 | 40.25±1.14 | 28.15±2.12 | 25.20±1.41 | 21.14±0.70 | 37.21 |
| 50% | 38.96±1 | 34.82±0.5 | 29.59±0.76 | 28.60±0.86 | 12.38±1.73 | 28.87 |
| 100% | 50.15±0.92 | 42.10±1.04 | 39.48±1.04 | 30.91±1.04 | 20.21±0.57 | 36.57 |

c- Taux d'inhibition des extraits de *P. tomentosa* sur *M. scaetiae*.

Les résultats de taux d'inhibition des deux extraits de *P. tomentosa* sur la croissance mycélienne de *M. scaetiae* Cav. sont dans l'ensemble variables. Les valeurs négatives de taux

d'inhibition montrent que la croissance des disques des boîtes traitées aux extraits est supérieure à celle des témoins, c'est en fait un effet stimulateur (**Tableaux 8 et 9**).

L'extrait pur de graines a montré une activité stimulante de croissance du champignon, (TI= $-11,04 \pm 0,58\%$) après 72h, et au cours d'incubation, il enregistre un taux moyen de $-22,36\%$. La stimulation est remarquée relativement dans toutes les concentrations de l'extrait des graines, à l'exception de 20% de concentration.

La concentration de l'extrait de graines 30%, 20%, 10% enregistrant une forte inhibition après 72h varie entre $77,93 \pm 0,58\%$; $44,48 \pm 0,29\%$ et affaiblit avec le temps jusqu'à $7,32 \pm 0,58\%$; $7,32 \pm 1,53\%$ après 168h.

Le taux d'inhibition sur *M. scaetiae* des feuilles de *P. tomentosa* le plus élevé est montré par la concentration 5% ($77,93 \pm 0,29\%$ après 72h), par contre le taux d'inhibition moyen le plus faible est marqué par 100% est de $-27,51\%$

Les souches fongiques reprennent leur croissance plus forte après une adaptation contre l'extrait. On remarque que l'activité fongistatique de l'extrait est forte après 72h mais qu'elle perd son pouvoir progressivement avec le temps (**Tableau 9**).

Tableau 8. Taux d'inhibition de l'extrait des graines de *P. tomentosa* sur *M. scaetiae*.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|-------------------|-------------------|-------------------|-------------------|------------------|---------------|
| 5% | $-11,04 \pm 0,58$ | $-39,94 \pm 0,58$ | $-16,41 \pm 1,53$ | $-24,16 \pm 1,73$ | $0 \pm 1,53$ | -16.10 |
| 10% | $77,93 \pm 0,58$ | $20,12 \pm 0,58$ | $-13,98 \pm 0,50$ | $-6,88 \pm 1,15$ | $7,32 \pm 0,58$ | 16.90 |
| 20% | $66,56 \pm 0,50$ | $50,15 \pm 0,58$ | $25,38 \pm 0,63$ | $22,40 \pm 0,87$ | $18,30 \pm 0,76$ | 36.56 |
| 30% | $44,48 \pm 0,29$ | $-5,11 \pm 0,50$ | $-8,81 \pm 0,76$ | $-10,29 \pm 1,53$ | $7,32 \pm 1,53$ | 5.52 |
| 40% | $11,04 \pm 0,58$ | $9,91 \pm 1,73$ | $-11,40 \pm 1,26$ | $-3,47 \pm 1,73$ | $6,08 \pm 1,61$ | 3.43 |
| 50% | $-11,04 \pm 0,58$ | $-39,94 \pm 1,15$ | $-30,40 \pm 1,51$ | $-20,64 \pm 1,53$ | $-9,81 \pm 1,00$ | -22.36 |
| 100% | $-11,04 \pm 0,58$ | $-54,95 \pm 0,29$ | $-34,19 \pm 0,76$ | $-27,57 \pm 1,15$ | $-9,81 \pm 0,00$ | -27.51 |

Tableau 9. Taux d'inhibition de l'extrait des feuilles de *P. tomentosa* L. sur *M. scaetiae*.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|--------------|
| 5% | $77,93 \pm 0,29$ | $80,18 \pm 0,61$ | $73,40 \pm 0,75$ | $52,82 \pm 3,01$ | $48,76 \pm 2,65$ | 49.66 |
| 10% | $77,93 \pm 0,58$ | $65,17 \pm 1,15$ | $22,49 \pm 2,25$ | $13,81 \pm 2,02$ | $23,13 \pm 2,18$ | 6.02 |

| | | | | | | |
|-------------|------------|------------|------------|------------|------------|---------------|
| 20% | 71.24±0.40 | 75.08±0.76 | 49.39±2.08 | 25.92±3.25 | 21.96±2.52 | 21.64 |
| 30% | 61.20±0.52 | 55.56±1.12 | 14.89±1.53 | -1.71±2.47 | 4.83±2.65 | -13.63 |
| 40% | 66.56±0.87 | 50.15±0.58 | 39.31±1 | 1.71±2.18 | 12.15±1.73 | 9.38 |
| 50% | 66.56±0.50 | 50.15±0.58 | 42.01±1 | 6.88±1.73 | 9.74±1.53 | -6.70 |
| 100% | 44.48±0.29 | 39.94±00 | 13.98±1.53 | -3.47±1.73 | 2.42±2.08 | -24.14 |

II.2.1.3. Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI) des extraits

La concentration minimale inhibitrice des extraits étudiés rend compte de leurs effets antifongiques sur les colonies mycéliennes mises en incubation. Il est cependant préférable d'étudier l'inhibition de manière cinétique en fonction du temps, bien qu'un deuxième repiquage et incubation pendant 7 jours.

Les analyses des résultats des CMI montrent que les différentes concentrations des extraits présentent un effet dépressif remarquable sur la croissance mycélienne de la souche fongique de *Mauginiella scaettae* Cav.

D'après les résultats des **figures (2 à 7)**, et des **tableaux (4 à 9)**, on constate que la dose de 20 % est la concentration minimale inhibitrice de *Mauginiella scaettae* Cav. pour l'extrait des graines de *P. harmala*.

II.2.1.4. Détermination de la vitesse de croissance mycélienne (VC)

Les recherches sur les taux de croissance mycélienne des champignons révèlent des informations importantes sur leur biologie et leur écologie. Les taux de croissance varient considérablement selon les espèces. (**Glenn et Parker, 1988, Larraya et al., 2002**).

Ces taux sont influencés par divers facteurs, notamment la composition du substrat et la source d'azote.

Les vitesses moyennes représentées dans la **figure 08** ont révélé que l'extrait des inflorescences et des feuilles a pu inhiber la croissance mycélienne du *Mauginiella scaettae* par rapport à celle des boîtes témoins après 168h d'incubation à 25 °C. On a constaté que les extraits des feuilles et des feuilles de *C. cinerea* purs ou dilués (5% à 50%) engendrent une inhibition variable de la croissance des disques mycéliens fongiques (très bon effet inhibiteur).

Sur la base de l'observation de la cinétique de vitesse de croissance des disques mycéliens au cours de 168h d'incubation sous l'effet d'extrait des inflorescences et des feuilles de *C. cinerea* sur *M. scaetiae* (Figure 08) mettant en évidence la comparaison avec les boîtes témoins (milieu de culture sans extrait). Il est clair que les concentrations testées n'ont pas la même vitesse de croissance au cours des 168 heures d'incubation, enregistrant une croissance relativement plus lente par rapport aux boîtes témoins dont la vitesse moyenne de croissance est de 3,68 mm/j.

Nous remarquons que la vitesse de croissance mycélienne obtenue pour le test de l'extrait des feuilles de *C. cinerea* prend des valeurs de vitesse relativement faibles variant entre 2.62 et 0.06 mm/j, avec inhibition de plus en plus importante dans les boîtes traitées aux grandes concentrations d'extrait (40% à 100%).

Par conséquent, l'extrait des inflorescences de *C. cinerea* aussi a affaibli la vitesse de croissance des boîtes traitées. Les vitesses de croissance mycélienne obtenus sont des valeurs de vitesse relativement très faibles avec inhibition remarquable 5%=3,05 mm/j, 10%=3,67 mm/j, 20%=3,16 mm/j, 30%=2,46 mm/j, 40%=2,67 mm/j, 50%=1,34 et 100%=0,98 mm/j.

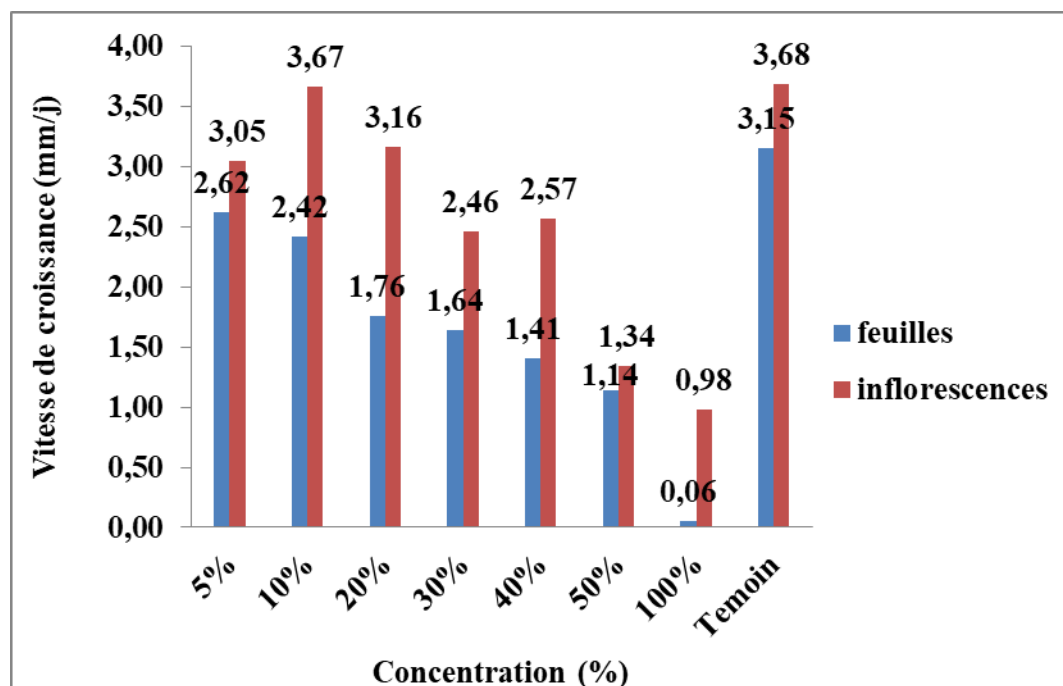


Figure 8 : Vitesse de croissance de disque mycélienne du *Mauginiella scaetiae* Cav. en présence d'extrait méthanolique des feuilles et inflorescences de *Cotula cinerea* Del.

Les résultats relatifs à l'extrait de graines de *P. harmala* révèlent une inhibition totale de croissance au cours des 168h aux concentrations de 20 à 100%, même après un deuxième

repiquage du champignon les disques mycéliens n'enregistrent aucune croissance ($V = 0$ mm/j). Par contre dans les boîtes traitées à 5% et 10% on enregistre des vitesses de croissance respectives de 5,04 mm/j et 1,87 mm/j. La dépendance de la vitesse de la croissance mycélienne aux concentrations de l'extrait est nette.

D'après la **figure 9**, nous constatons que les boîtes témoins de test de l'extrait des feuilles ont enregistré une vitesse de croissance de disques mycéliens modeste (4,06 mm/j).

Nous remarquons aussi que, contrairement aux résultats obtenus par le test de l'extrait des graines les valeurs de vitesse de la croissance mycélienne sont relativement faibles, variant pour les concentrations étudiées entre 2,11 mm/j et 3,22 mm/j.

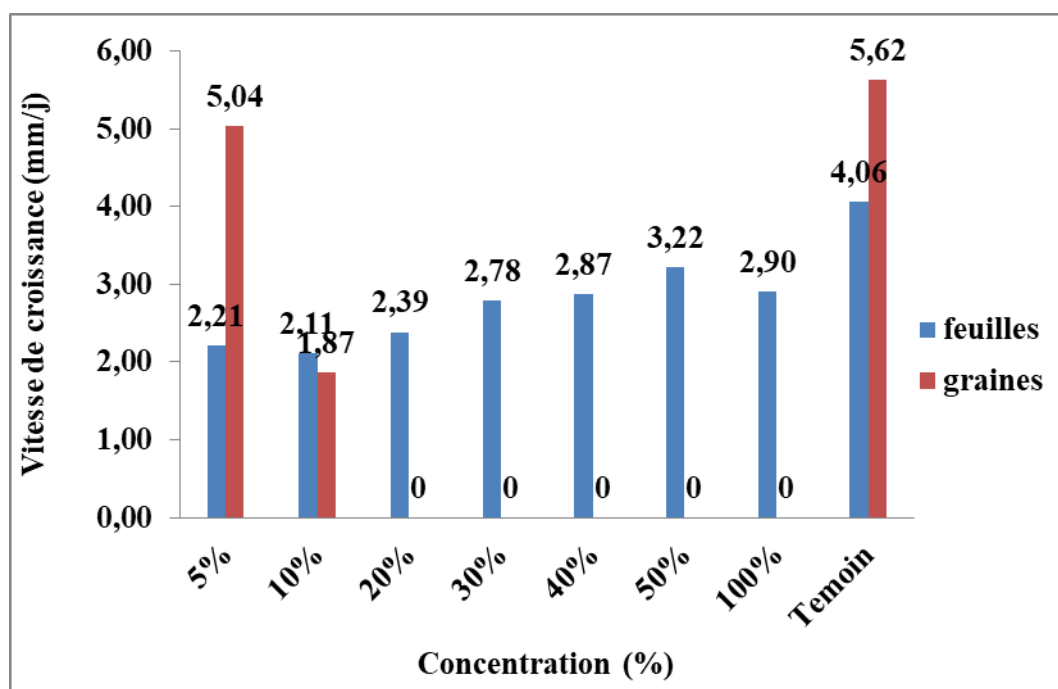


Figure 9 : Vitesse de croissance de disque mycélienne du *Mauginiella scattae cav* en présence d'extrait méthanolique des feuilles et graines de *Peganum harmala L*

Les extraits de graines et des feuilles *P. tomentosa* agissent différemment sur la cinétique de croissance des disques mycéliens durant les 168 heures d'incubation (**Figure 10**).

L'extrait des feuilles inhibe légèrement la vitesse de croissance et cette inhibition s'affaiblit avec l'augmentation de la concentration de l'extrait, la vitesse croît de 1,23mm/j à 2,5 mm/j progressivement pour les concentrations croissantes à partir de 5% à 100%.

Par contre, l'extrait des inflorescences, à certaines concentrations (5%, 50%, 100%) stimulent la croissance des disques mycéliens avec des vitesses moyennes de croissance de 2,86mm/j à 3,13mm/j dépassant celle des boîtes témoins (2,69mm/j).

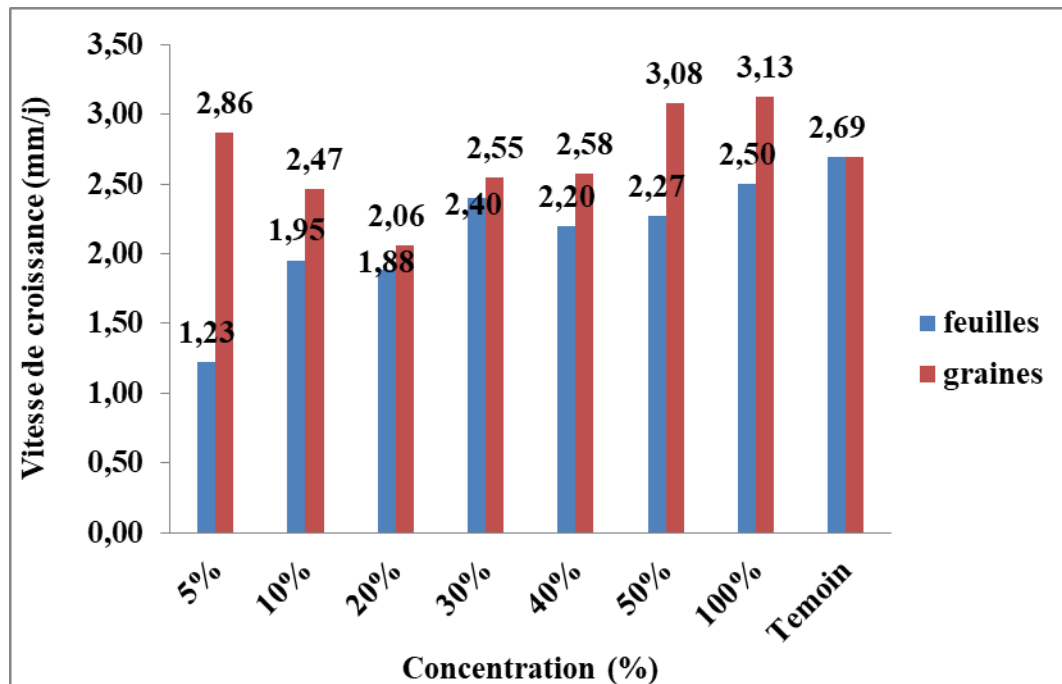


Figure 10 : Vitesse de croissance de disque mycélienne du *Mauginiella scattae* Cav. en présence d'extrait méthanolique des feuilles et graines de *Pergularia tomentosa* L

II.2.2. Effet antifongique sur la croissance de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*

L'utilisation des extraits de plantes pour le contrôle des maladies fongiques de l'espèce *Fusarium oxysporum* avec différentes formes spéciales a eu une application positive, notamment dans les travaux réalisés par **Hajji et al., (2016)** ; **Soro et al., (2012)**.

C'est le cas des extraits des inflorescences et feuilles de *C. cinerea*, graines et feuilles de *P. harmala* et feuilles de *P. tomentosa*.

II.2.2.1. Evolution de la croissance mycélienne

Les **figures 11 à 16** représentent les courbes de l'évolution de la croissance fongique obtenues à partir des diamètres moyens des disques mycéliens de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* dans les boîtes traitées aux extraits méthanoliques de *C. cinerea*, *P. harmala*, *P. tomentosa* aux sept concentrations (de 5% à 100%) et les témoins sans extraits.

La croissance moyenne est évaluée en millimètre par rapport au temps (heure) pendant la période d'incubation de 7 jours.

L'effet des extraits méthanoliques des feuilles et des inflorescences de *C. cinerea* sur la croissance mycélienne des souches comparativement au témoin se traduit par une diminution de la croissance mycélienne des boîtes traitées.

Pour les concentrations de l'extrait, les courbes d'évolutions de croissance mycélienne du *Foa* au cours du temps ont une allure croissante avec des pentes variables à la fin de la durée de l'essai.

Ainsi, la courbe de la croissance de *Foa* traitée par l'extrait des inflorescences de *C. cinerea* à 5% de concentration présente la pente la plus forte, suivie successivement par celle relatives aux concentrations 10%, 20%, 30%, 50%, 40% et enfin 100%.

Pour chaque concentration de l'extrait testé, toutes les courbes d'évolution de croissance ont une allure croissante avec des pentes variables après 168h. Ainsi, la courbe de la croissance de *Foa* traitée par l'extrait des feuilles du *C. cinerea* 5% de concentration présente la pente la plus forte, ensuite suit la pente de l'extrait 30% puis celle de 10% puis celle de 40% puis celle de 50% puis celle de 20% et enfin vient la pente de la concentration 100%.

On remarque que les boîtes traitées les plus inhibées sont celles de l'extrait d'inflorescences à la concentration 40% avec un diamètre final de moins de 15mm et celles traitées à l'extrait pur des feuilles avec moins de 10mm de diamètre.

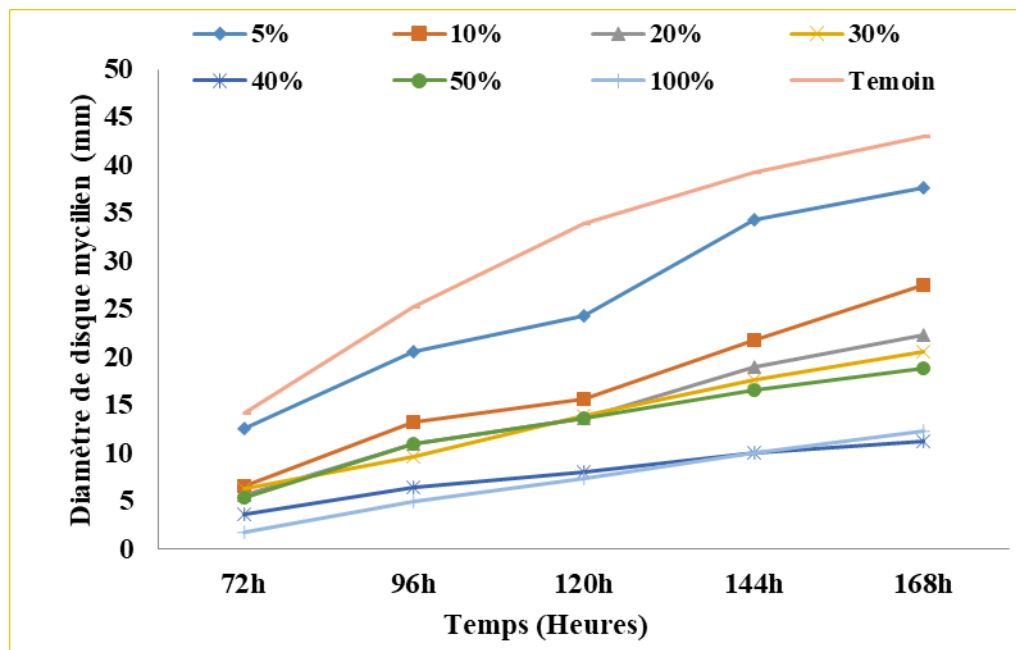


Figure 11 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* en incubation en présence de l'extrait des inflorescences de *Cotula cinerea* Del.

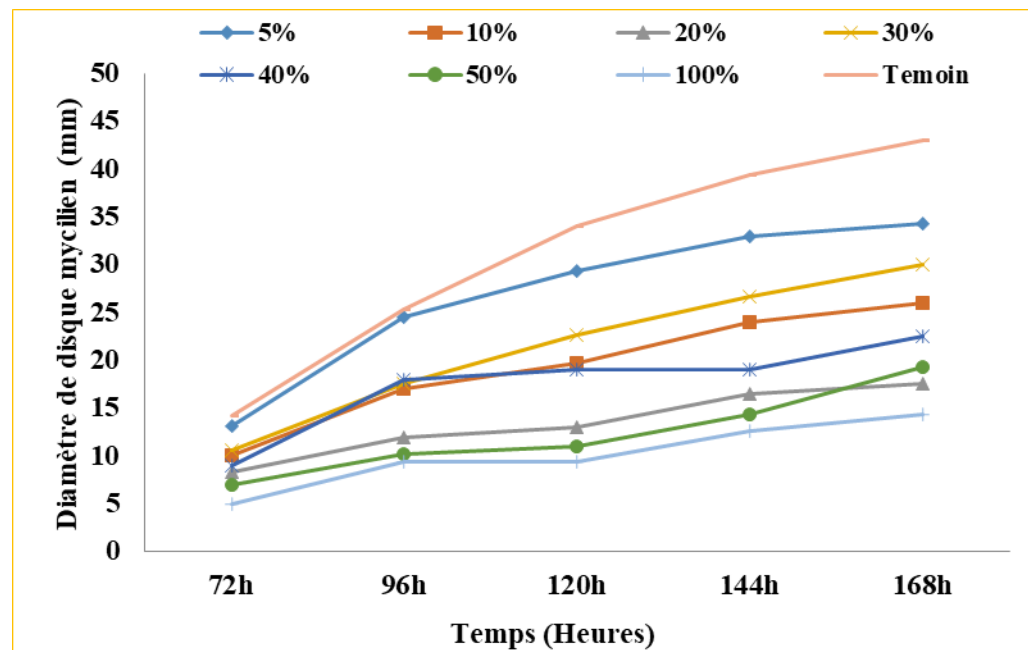


Figure 12 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* en incubation en présence de l'extrait des feuilles de *Cotula cinerea* Del.

Les tests réalisés sur *Foa* ont montré que le *Foa* présente une sensibilité aux deux extraits des graines et des feuilles de *P. harmala*, se manifestant par une action inhibitrice exercée sur l'évolution des disques mycéliens du *Foa*. (**Figures 13 et 14**)

D'après la **figure 13**, toutes les concentrations de l'extrait des graines de *P. harmala* ont une activité inhibitrice variable si on la compare à la courbe de croissance des boîtes témoins (contrôle). Après 168 heures de culture, ces dernières atteignent un diamètre mycélien maximale de 30 mm suivies par ordre décroissant des diamètres des colonies fongiques traitées successivement aux concentrations 5%, 10%, 20%, 30%, 40%, 50% et enfin de l'extrait pur.

D'après la **figure 14**, nous constatons aussi que les 6 concentrations et l'extrait pur des feuilles de *P. harmala* ont une bonne activité si on les compare à la courbe de croissance des boîtes témoins (contrôle). Cette dernière montre une croissance maximale de 30 mm après 168h suit par une concentration 5% puis 10% puis 100%, 50%, 30%, 20%, 40% successivement d'ordre décroissant.

Globalement, on constate que l'effet inhibiteur de l'extrait des graines de *P. harmala* est relativement plus fort que celui des feuilles, se manifestant à la fin de l'essai par un diamètre maximal atteint de 22,5 mm pour les extraits des feuilles et de 20,83 mm pour l'extrait des graines.

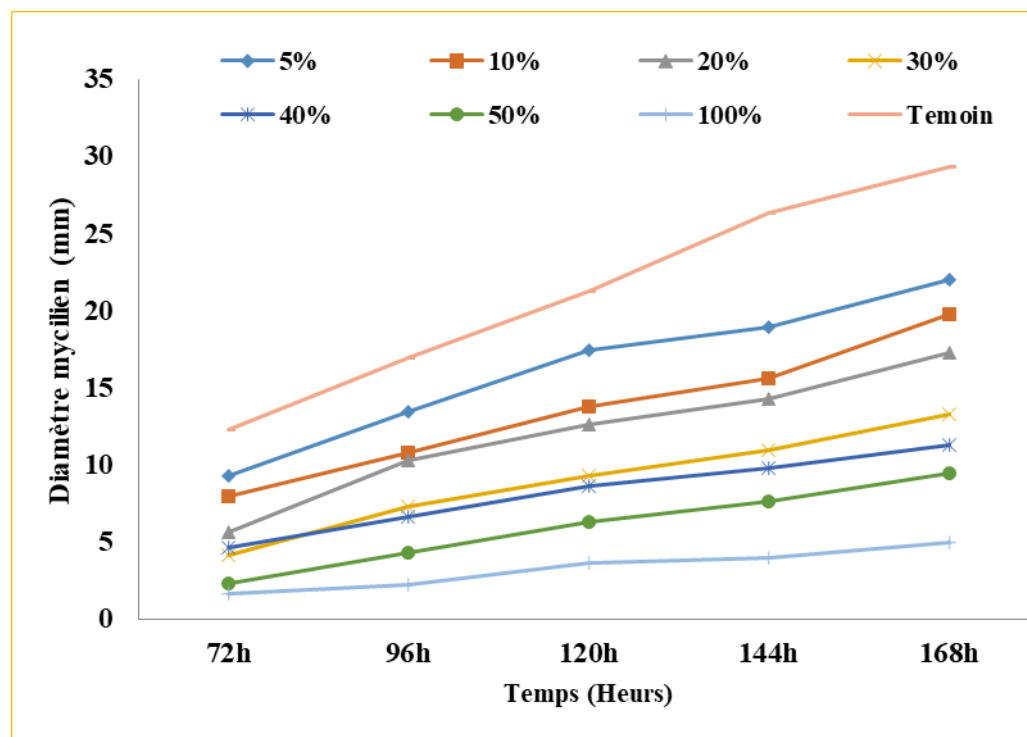


Figure 13 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* en incubation en présence de l'extrait de graines de *Peganum harmala* L

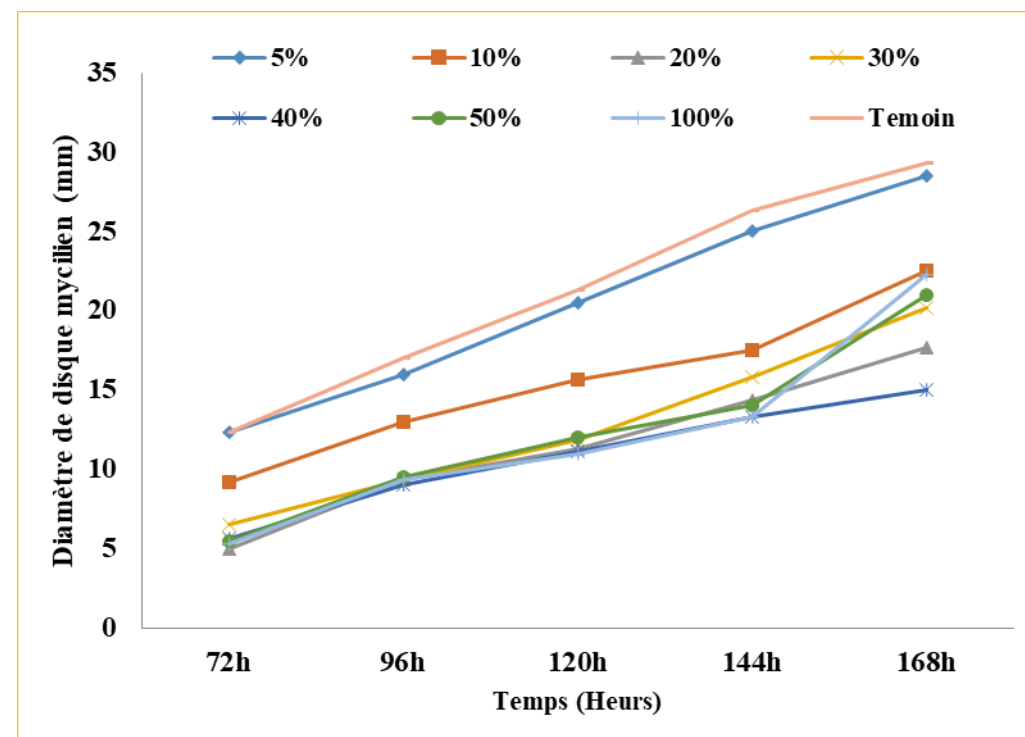


Figure 14 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* en incubation en présence de l'extrait des feuilles de *Peganum harmala* L

Les courbes d'évolution de la croissance des diamètres des disques mycéliens de *Foa* en présence de l'extrait des feuilles et de l'extrait des graines de *P. tomentosa* sont représentées dans les **Figures 15 et 16**.

Il en ressort que l'inhibition est enregistrée dans toutes les boîtes traitées par l'extrait des feuilles dès les 72 heures d'incubation et ce jusqu'à les 168 heures d'incubation. Le *Foa* présente une sensibilité remarquable à l'extrait de feuilles de *P. tomentosa*.

Concernant l'évaluation de l'extrait méthanolique des feuilles de *P. tomentosa*, les boîtes non traitées par l'extrait (témoin) montrent une croissance régulière et continue du champignon *Foa*, atteignant environ 45 mm après 168 heures (**Figure 15**).

Cependant, il est remarqué au vu des courbes relatives à l'extrait des graines un effet d'inhibition passager et limité, suivi par une phase de stimulation des colonies des boîtes traitées aux concentrations de l'extrait de 5%, 10%, 20%, 30% et 40%, ces colonies atteignent à la fin de l'essai des diamètres supérieurs à celui des témoins. Cependant, la concentration 50% d'extrait manifeste une inhibition tout le long du temps d'incubation (**Figure 16**).

D'après **Lahmer et al., (2017)**, l'extrait méthanolique de *P. tomentosa* révèle une activité inhibitrice (extrait des graines) sur la même espèce de *Fusarium* souche *Fusarium oxysporum* f.sp. *lycopersici*, agent causal de la fusariose vasculaire de la tomate.

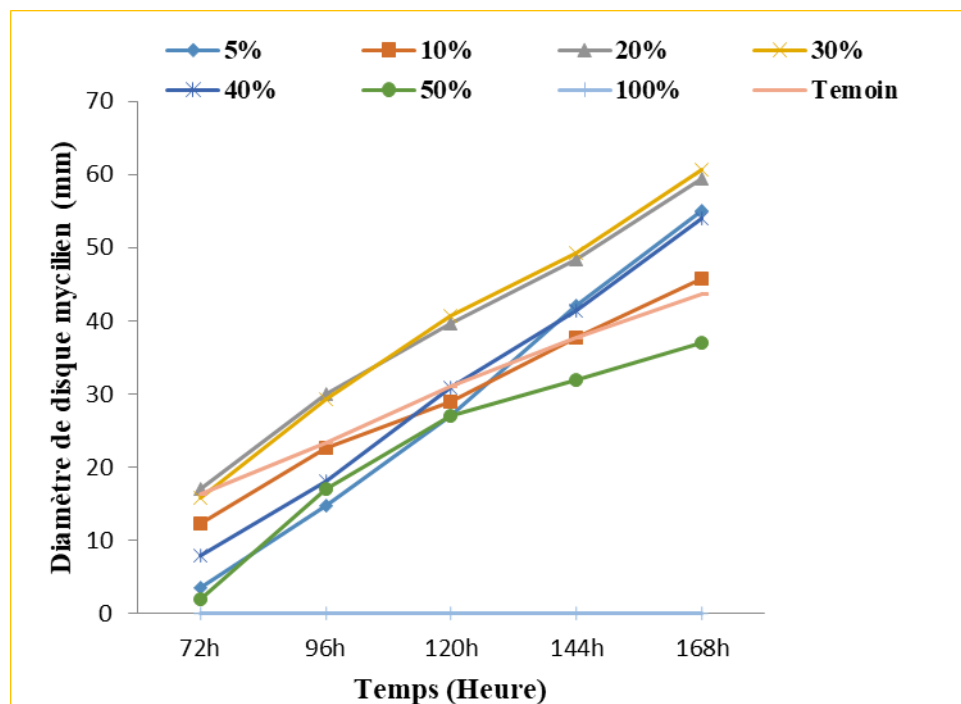


Figure 15 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* en incubation en présence de l'extrait des graines de *Pergularia tomentosa*.

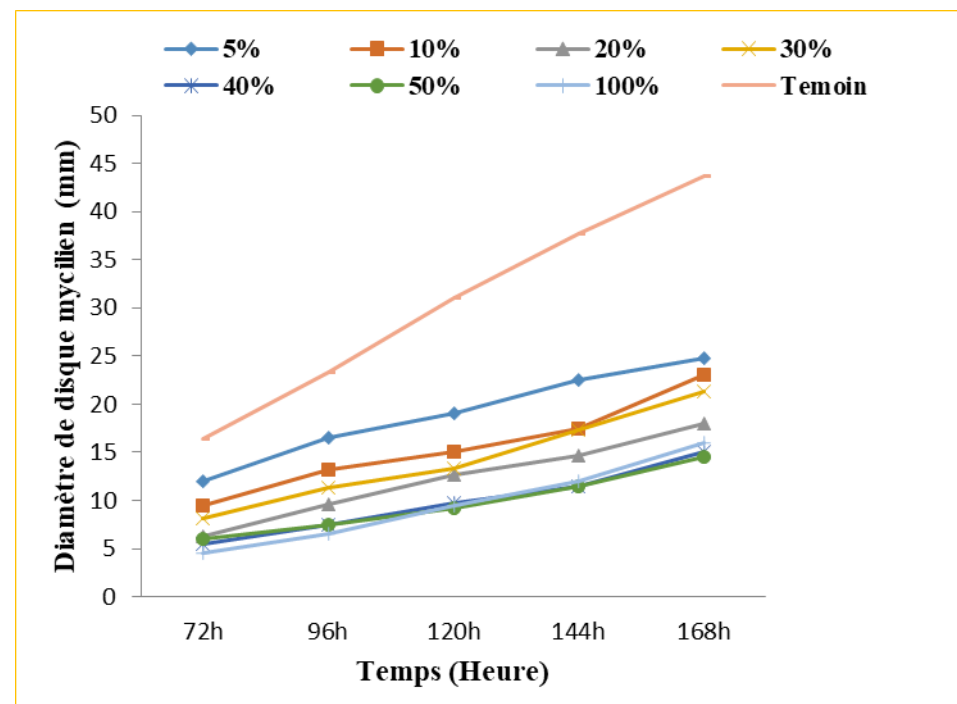


Figure 16 : Evolution du diamètre du disque mycélien de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* en incubation en présence de l'extrait des feuilles de *Pergularia tomentosa*.

II. 2.2.1. Taux d'inhibition

Au vu des résultats obtenus et représentés dans les **tableau 10** et **11** on a constaté que l'extrait des feuilles et des inflorescences de *C. cinerea* pur ou dilué jusqu'à 20%, engendre un fort taux d'inhibition de la croissance *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* (très bon effet inhibiteur).

Avec les plus grandes concentrations d'extraits des inflorescences 30%, 40%, 50% et 100% les disques de *Foa* semblent plus sensibles, car leurs taux d'inhibition sont supérieurs à 50% au bout des 168 heures d'incubation, ils sont respectivement $51,95 \pm 2,52$; $73,65 \pm 1,15$; $56,21 \pm 8,95$ et $71,33 \pm 5,86$ pour cent. Sous les faibles concentrations (5%, 20%) ces taux moindres variant entre $12,42 \pm 4,04$ et $48,07 \pm 3,21$ pour cent par rapport au témoin. (**Tableau 10**)

Les valeurs de moyen de taux d'inhibition des extraits des feuilles *C. cinerea* après incubation de 168h sont de 66,98% ; 59,34% ; 41,77% ; 30,29% ; 54,58% ; 36,59% ; 12,09%. pour respectivement 100%, 50%, 40%, 30%, 20%, 10% et 5%.

Globalement, nous concluons que les extraits *C. cinerea* (feuilles et inflorescences) révèlent une activité antifongique qui croît avec la concentration.

Tableau 10. Taux d'inhibition de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* par l'extrait des inflorescences de *Cotula cinerea* Del.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|--------------|
| 5% | 10.59 ± 1.15 | 18.44 ± 2.52 | 28.44 ± 5.51 | 12.71 ± 6.43 | 12.42 ± 4.04 | 16.52 |
| 10% | 52.97 ± 2.31 | 47.37 ± 2.08 | 53.94 ± 1.15 | 44.70 ± 0.35 | 36.05 ± 0.71 | 47.01 |
| 20% | 60.03 ± 1.53 | 56.57 ± 2.65 | 59.82 ± 4.73 | 51.69 ± 3.61 | 48.07 ± 3.21 | 55.24 |
| 30% | 55.30 ± 0.58 | 61.86 ± 2.52 | 58.82 ± 3.00 | 55.10 ± 2.52 | 51.95 ± 2.52 | 56.61 |
| 40% | 74.58 ± 0.87 | 74.34 ± 1.32 | 76.47 ± 2.00 | 74.57 ± 2.00 | 73.65 ± 1.15 | 74.72 |
| 50% | 62.36 ± 4.16 | 56.57 ± 4.00 | 59.82 ± 5.13 | 57.64 ± 12.9 | 56.21 ± 8.95 | 58.52 |
| 100% | 87.08 ± 2.75 | 80.26 ± 4.58 | 78.44 ± 6.51 | 74.57 ± 5.20 | 71.33 ± 5.86 | 78.34 |

Tableau 11. Taux d'inhibition de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* par l'extrait des feuilles de *Cotula cinerea* Del.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------|------------|------------|-------------|------------|--------------|
| 5% | 7.06±2.84 | 3.28±6.5 | 13.74±9.87 | 16.09±11.27 | 20.16±2.52 | 12.07 |
| 10% | 29.38±1.00 | 32.89±4 | 42.18±4.93 | 38.98±6.56 | 39.53±7.00 | 36.59 |
| 20% | 41.17±2.08 | 52.63±5.66 | 61.76±5.66 | 58.05±2.12 | 59.30±3.54 | 54.58 |
| 30% | 24.72±0.58 | 30.91±1.32 | 33.35±4.16 | 32.21±18.42 | 30.23±6.24 | 30.29 |
| 40% | 36.44±0.00 | 28.94±0.00 | 44.12±0.00 | 51.69±0.00 | 47.67±0.00 | 41.77 |
| 50% | 50.56±1.00 | 59.89±2.47 | 67.65±2.65 | 63.56±0.55 | 55.05±8.62 | 59.34 |
| 100% | 64.69±0.50 | 63.17±2.08 | 72.56±2.08 | 67.81±0.42 | 66.67±4.73 | 66.98 |

Les résultats rapportés dans (**Tableau 12 et 13**) illustrent l'évolution du diamètre mycélien de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* en fonction du temps, sous l'effet de plusieurs concentrations d'extraits de feuilles (**Tableau 12**) et de graines (**Tableau 13**) de *P. harmala*, avec un témoin négatif.

L'application de différentes concentrations, comprises entre 5% et 100%, de l'extrait méthanolique des graines de *Peganum harmala* entraîne une inhibition notable de la croissance mycélienne de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*. Après 168 heures d'incubation, les pourcentages moyens d'inhibition observés s'échelonnent de 23,14% pour la concentration la plus faible à 83,94% pour la concentration la plus élevée, traduisant une activité antifongique croissante et fortement dépendante de la dose.

Dans des conditions expérimentales similaires, l'extrait méthanolique obtenu à partir des feuilles de *P. harmala*, appliqué aux mêmes concentrations (5% à 100%), induit également une réduction de la croissance des disques mycéliens de Foa. Toutefois, l'effet inhibiteur est moins marqué que celui des extraits de graines. Les taux moyens d'inhibition enregistrés au terme des 168 heures d'incubation varient en effet de 3,53% à 49,44%, indiquant une activité antifongique modérée et également concentration-dépendante.

En 2012, Soro et al., ont mentionné que les flavonoïdes et les terpènes et les composés de même groupe ont une activité antifongique. L'activité de ces composés, est liée à leur lipophilie, qui favoriserait leur passage à travers la membrane cellulaire.

Tableau 12. Taux d'inhibition de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* par l'extrait des graines de *Peganum harmala* L.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------|------------|------------|------------|------------|--------------|
| 5% | 24.33±1.15 | 20.59±0.71 | 17.96±0.07 | 27.84±0.14 | 24.99±0.28 | 23.14 |
| 10% | 35.12±1.73 | 36.29±0.76 | 35.16±0.08 | 40.52±0.21 | 32.39±0.13 | 35.90 |
| 20% | 54.10±1.53 | 39.24±0.58 | 40.65±0.12 | 45.58±0.15 | 40.91±0.23 | 44.09 |
| 30% | 66.26±0.29 | 56.88±0.58 | 56.26±0.06 | 58.22±0.10 | 54.55±0.06 | 58.44 |
| 40% | 62.21±0.29 | 60.82±0.58 | 59.40±0.06 | 62.67±0.03 | 61.37±0.06 | 61.29 |
| 50% | 81.10±0.76 | 74.53±1.53 | 70.32±0.06 | 70.91±0.12 | 67.61±0.07 | 72.89 |
| 100% | 83.78±0.06 | 85.29±0.58 | 82.84±0.12 | 84.81±0.17 | 82.95±0.20 | 83.94 |

Tableau 13. Taux d'inhibition de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* par l'extrait des feuilles *Peganum harmala* L

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------|------------|------------|------------|------------|--------------|
| 5% | 0±3.51 | 5.88±4.58 | 3.89±3.54 | 5.05±2.83 | 2.83±2.12 | 3.53 |
| 10% | 25.71±1.61 | 23.53±1.73 | 26.58±1.53 | 33.54±2.18 | 23.29±0.71 | 26.53 |
| 20% | 59.45±1.00 | 45.12±1.53 | 46.88±0.58 | 45.58±1.53 | 39.79±1.15 | 47.36 |
| 30% | 47.28±0.50 | 45.12±0.58 | 44.54±0.76 | 39.88±1.44 | 31.26±1.26 | 41.62 |
| 40% | 54.58±1.15 | 46.71±1.10 | 47.68±0.29 | 49.37±0.58 | 48.86±1.00 | 49.44 |
| 50% | 55.39±0.71 | 44.12±0.71 | 43.74±1.41 | 46.83±0.00 | 28.40±0.00 | 43.70 |
| 100% | 56.77±1.15 | 45.12±1.53 | 48.43±1.00 | 49.37±1.53 | 24.14±2.47 | 44.77 |

Les résultats résumés dans les **tableaux 14 et 15** montrent les taux d'inhibition au cours de l'incubation du *Foa* durant 168 heures.

On constate que l'extrait de graines du *P. tomentosa* dilué à 5%, 10%, 40%, 50% et 100% engendre des taux moyens d'inhibition variable de la croissance des disques mycéliens en augmentation avec la concentration, oscillant entre 8,11% pour l'extrait à 40% et 100% pour l'extrait pur. On remarque que l'extrait pur de graines a un effet biocide total même après un deuxième repiquage de la colonie fongique.

Par contre, on enregistre au cours de l'incubation un certain effet stimulant de la croissance limité, comme pour les concentrations 5%, 10%, et 40% sans pour autant dépasser le témoin ou bien plus prononcé, dépassant la croissance du témoin, comme pour les concentrations 20% et 30% (**Tableau 14**).

Pour ce qui est de l'extrait des feuilles de *P. tomentosa* appliqué au *Foa*, on note que le taux d'inhibition de la croissance mycélienne est augmenté en fonction de l'augmentation de la concentration (**Tableau 15**).

En se référant aux données du **tableau 15**, nous constatons que les disques mycéliens de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* semblent plus sensibles à l'effet des concentrations d'extraits de feuilles de 20%, 30%, 40%, 50% et 100% de *P. tomentosa* qui provoquent des inhibitions à des taux supérieurs à 50% après 168h s'étalant de 52,75 à 69,10 pour cent.

Tableau 14. Taux d'inhibition de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* par l'extrait des graines de *Pergularia tomentosa* L.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------|-------------|-------------|-------------|-------------|---------------|
| 5% | 78.57±2.12 | 36.79±3.89 | 13.13±0.00 | -11.51±0.00 | -25.96±0.00 | 18.20 |
| 10% | 24.49±7.51 | 2.85±9.71 | 6.69±12.12 | -0.01±11.37 | -4.59±16.01 | 5.89 |
| 20% | -4.10±1.00 | -28.56±2.65 | -27.64±3.51 | -28.32±4.73 | -35.88±8.14 | -24.90 |
| 30% | 3.25±2.36 | -25.69±2.52 | -30.86±2.31 | -30.97±4.04 | -38.94±2.52 | -24.64 |
| 40% | 51.01±5.00 | 22.13±7.82 | 0.80±0.76 | -9.73±2.31 | -23.67±3.00 | 8.11 |
| 50% | 87.75±0.00 | 27.15±0.00 | 13.13±0.00 | 15.04±0.00 | 15.26±0.00 | 31.67 |
| 100% | 100±0.00 | 100±0.00 | 100±0.00 | 100±0.00 | 100±0.00 | 100.00 |

Tableau 15. Taux d'inhibition de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* par l'extrait des feuilles de *Pergularia tomentosa* L.

| Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h | TI moyen (%) |
|---------------|------------|------------|------------|------------|------------|--------------|
| 5% | 26.52±1.41 | 29.29±2.12 | 38.87±1.41 | 40.26±2.12 | 43.32±1.77 | 35.65 |
| 10% | 41.82±0.71 | 43.22±1.06 | 51.74±1.41 | 53.54±0.71 | 47.33±1.41 | 47.53 |
| 20% | 61.24±1.15 | 58.60±2.08 | 59.27±2.08 | 61.08±2.89 | 58.78±4.36 | 59.79 |
| 30% | 50.03±1.26 | 51.45±1.53 | 57.11±0.58 | 53.99±1.53 | 51.15±2.52 | 52.75 |

| | | | | | | |
|--------------|------------|------------|------------|------------|------------|--------------|
| 40 % | 66.32±0.71 | 67.86±0.71 | 68.63±1.06 | 69.47±2.12 | 65.65±1.41 | 67.58 |
| 50 % | 63.26±2.00 | 67.86±0.71 | 70.24±1.06 | 69.47±2.12 | 66.79±2.12 | 67.52 |
| 100 % | 72.44±0.71 | 72.14±0.71 | 69.43±0.71 | 68.14±1.41 | 63.36±6.43 | 69.10 |

II.2.2.3. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

La détermination du taux d'inhibition de la croissance mycélienne de chaque souche fongique pour chacune des concentrations testées permet de définir, pour chaque extrait, la concentration minimale antifongique.

Cette dernière correspond à la plus petite concentration d'extrait en présence de laquelle aucune croissance mycélienne n'est observée dans les nouvelles boîtes de Pétri où les explants ont été réensemencés.

Il est obligatoire d'étudier la cinétique de l'inhibition sur un deuxième repiquage de la colonie dans le milieu sans extrait.

En effet, ce deuxième repiquage de colonie fongique est recommandé pour confirmer la **CMI** de l'extrait étudié afin de vérifier si l'inhibition engendrée durant le test initial est de nature fongistatique, c'est-à-dire un arrêt temporaire de la croissance, ou fongicide, causant une destruction totale et irréversible du champignon.

Cette deuxième culture a pour but de rendre compte de la viabilité du champignon:

- s'il y a reprise de la croissance mycélienne, l'effet de l'extrait testé est alors fongistatique.
- S'il n'y a pas de croissance, l'effet de l'extrait est dans ce cas fongicide.

Les analyses des résultats des CMI montrent que les différentes concentrations des extraits présentent une activité antifongique remarquable sur la souche fongique *Foa*. En effet, l'extrait pur de graines de *P. tomentosa* révèle un effet fongicide contre le *Foa*

II.2.2.4. Détermination de la vitesse de croissance mycélienne (VC)

Les recherches sur les taux de croissance mycélienne des champignons révèlent des informations importantes sur leur biologie et leur écologie. Les taux de croissance varient considérablement selon les espèces (Glenn et Parker, 1988, Larraya et al., 2002).

Ces taux sont influencés par divers facteurs, notamment la composition du substrat et la source d'azote. La vitesse de croissance de champignons s'exprime par la croissance de mycélium (millimètre) par rapport au temps (jours).

Sur la base de la cinétique de croissance des disques mycéliens au cours de 168h d'incubation sous l'effet des extraits des inflorescences et des feuilles de *C. cinerea* en comparaison avec les témoins (culture sans extrait), on remarque que les colonies testées ont des vitesses de croissance variables, mais toujours en deçà de celle des témoins (10,66 mm/j) et ce quelle que soit la concentration et l'extrait étudiés (**Figure 17**).

La vitesse de croissance mycélienne sous l'effet de l'extrait des inflorescences de *C. cinerea* enregistre des valeurs relativement faibles dans les boîtes traitées aux grandes concentrations allant de 30% à 100%, ces vitesses oscillent entre 4,85 et 2,65 mm/j, par rapport à celles enregistrées dans les colonies traitées à l'extrait des feuilles et qui sont comprises entre 7,44 et 3,54 mm/j.

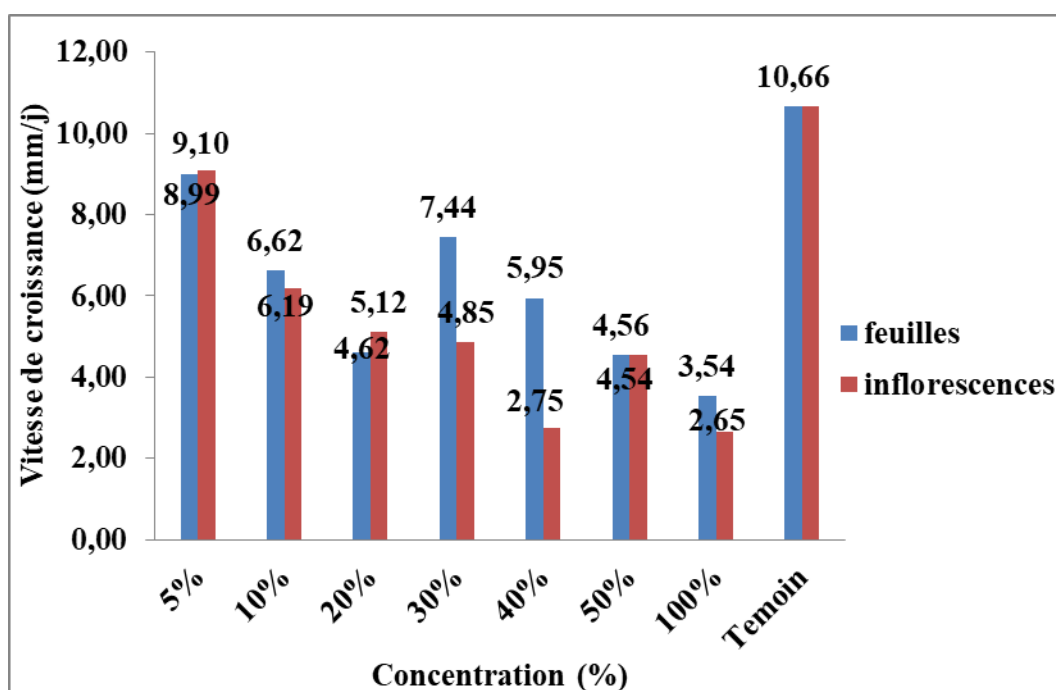


Figure 17 : Vitesse de croissance de disque mycélienne du *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* en présence d'extrait méthanolique des feuilles et graines de *Cotula cinerea* Del.

Les résultats rapportés dans la **figure 18** qui illustrent l'évolution de la vitesse de croissance radiale de disques mycéliens de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* en fonction du

temps, sous l'effet des concentrations croissantes des extraits de feuilles et de graines de *P. harmala*, avec un témoin négatif.

Les traitements aux six concentrations étudiées de l'extrait méthanolique de graines de *P. harmala* engendrent, au bout des 168 heures d'incubation, une moyenne de vitesse de croissance des disques mycéliens qui s'étale de respectivement 5,63 à 1,18 mm/j inférieures la vitesse des témoins. L'extrait des graines provoque un ralentissement plus efficace que l'extrait des feuilles, dont les vitesses de croissance mycélienne varient dans une plage supérieure de 7,18 à 3,75 mm/j ; donc à effet moindre comparativement à celui de l'extrait des graines.

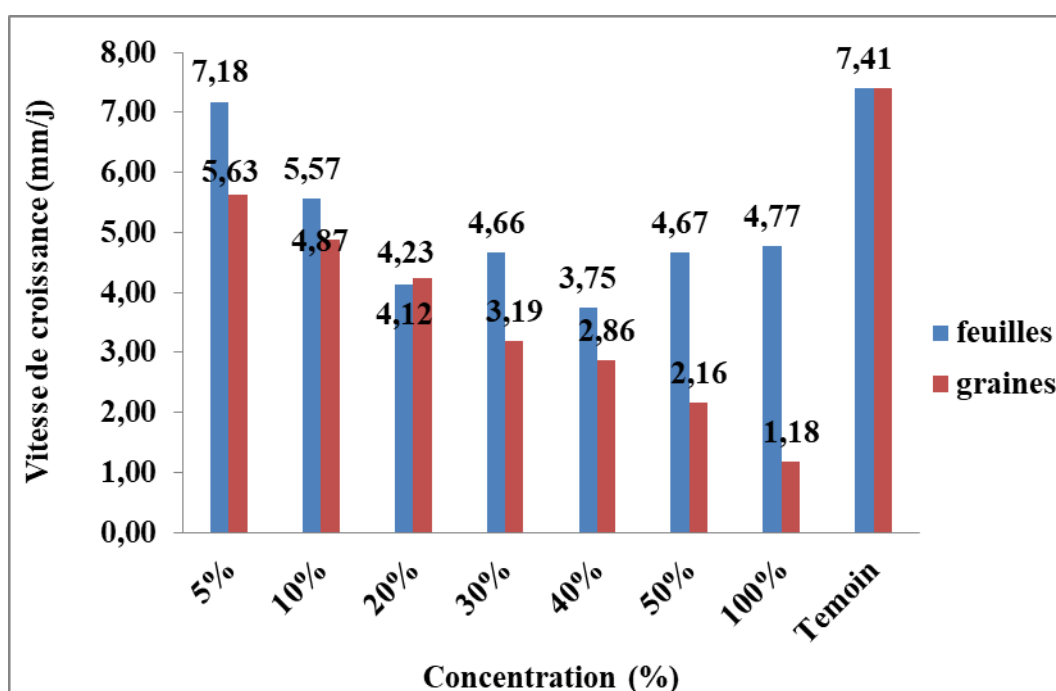


Figure 18 : Vitesse de croissance de disque mycélienne du *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* en présence d'extraits méthanoliques des feuilles et graines de *Peganum harmala* L

La **figure 19** relative à la vitesse moyenne de croissance des disques mycéliens au cours de 168 heures d'incubation, met en évidence la comparaison entre les extraits à différentes concentrations des extraits étudiés et ceux témoins sans extrait.

Il en ressort que les concentrations testées ont provoqué des vitesses variables de croissance du *Foa* au cours de 168h d'incubation, les concentrations appartenant à l'extrait des feuilles *P. tomentosa* ayant enregistré une croissance relativement plus lente (6,53 à 0 mm/j) par rapport à celles de l'extrait des graines (7,96 à 13,98 mm/j).

Pour l'extrait de ces dernières, on note un effet stimulateur engendré par certaines concentrations, à savoir 5%, 20%, 30%, et 40% enregistrant respectivement des vitesses croissances variant entre 10,79 et 13,98 mm/j supérieures à celle du témoin (10,70mm/j).

A l'inverse, les concentrations élevées 50% et 100% ont provoqué une chute remarquable de la vitesse de croissance respectivement jusqu'à son arrêt total.

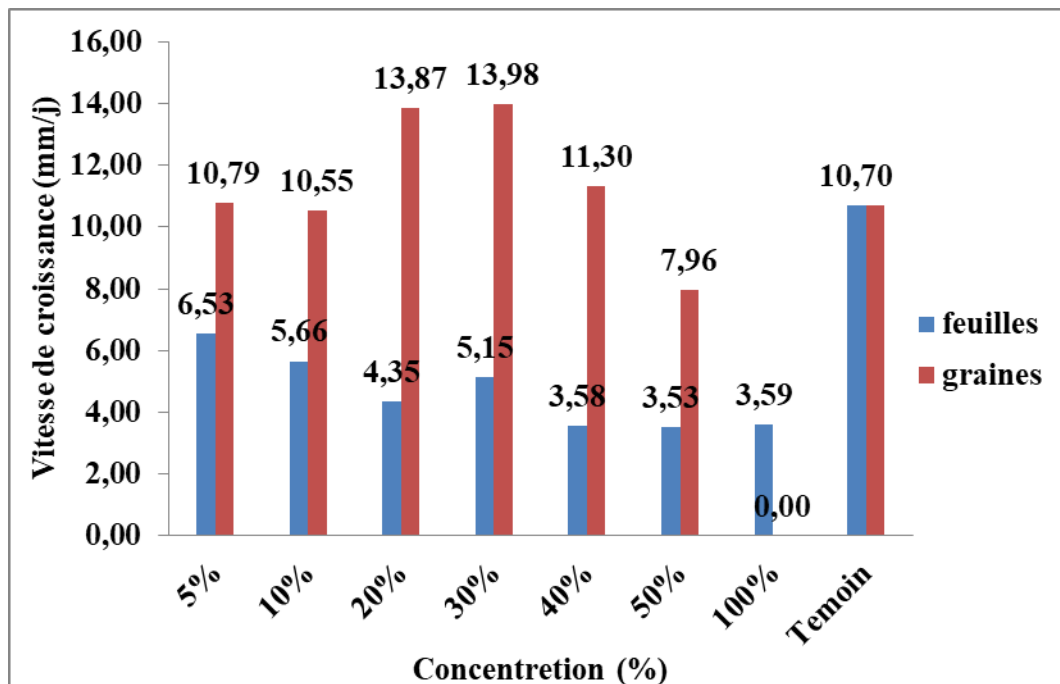


Figure 19 : Vitesse de croissance de disque mycélienne du *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* en présence d'extrait méthanolique des feuilles et graines de *Pergularia tomentosa* L.

II.3. Analyse statistique

Les données expérimentales obtenues ont été traitées à l'aide du logiciel *STATISTICA* 10. L'analyse statistique des résultats a été réalisée en utilisant l'analyse des variances (ANOVA). Selon le test de comparaison multiple de **Tukey**, $p < 0,05$ est considéré comme critère de significativité.

Les résultats des analyses statistiques des tests effectués *in vitro* sont exprimés en moyenne. Les comparaisons multiples et la détermination des degrés de signification sont faites par le test ANOVA suivi du test de Tukey.

Les résultats du **tableau 16** révèlent que toutes les concentrations d'extrait présentent une différence significative en tant qu'extrait inhibiteur de *Mauginiella scaettae* Cav.

L'interaction entre facteur « extrait » et « concentration » est significative ($P = 0$).
L'interaction entre le facteur « temps » et « extrait » est significative ($P = 0$).

L'interaction entre le facteur « temps » et « concentration » est significative ($P = 0$).
L'interaction entre le facteur « temps » et « extrait » et « concentration » est significative ($P = 0$)

Les facteurs type de «l'**extrait** » végétal, « **concentration** » de l'extrait le « **temps** » d'incubation du champignon agissent simultanément sur la réponse mesurée (inhibition ou stimulation).

C'est ce que révèlent les graphes relatifs aux taux et vitesse de croissance des disques mycéliens de *Mauginiella scaettae* sous l'effet de la présence de l'extrait comparativement aux témoins sans extraits.

Tableau 16 : Analyse ANOVA *Mauginiella scaettae* Cav.

| | SS | Degr. of (Freedom) | MS | F | p |
|-----------------------------|----------|-----------------------|----------|-----------|----------|
| Extrait | 279426,3 | 5 | 55885,26 | 77,834956 | 0 |
| Concentration | 43180,95 | 6 | 7196,825 | 10,023475 | 0 |
| TEMPS | 72096,68 | 4 | 18024,17 | 174,38128 | 0 |
| Extrait*Concentration | 228449,4 | 30 | 7614,981 | 10,605868 | 0 |
| TEMPS*Extrait | 29726,65 | 20 | 1486,332 | 14,380054 | 0 |
| TEMPS*Concentration | 7233,309 | 24 | 301,3879 | 2,915885 | 0,00001 |
| TEMPS*Extrait*Concentration | 21149,85 | 120 | 176,2487 | 1,705181 | 0,000106 |

Les résultats du **tableau 17** révèlent que toutes les concentrations des extraits représentent une différence significative en tant qu'extrait inhibiteur de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*

L'interaction entre le facteur « extrait » et « concentration » est significative ($P = 0$).
L'interaction entre le facteur « temps » et « extrait » est significative ($P = 0$). L'interaction entre le facteur « temps » et « concentration » est significative ($P = 0$). L'interaction entre le facteur « temps » et « extrait » et « concentration » est significative ($P = 0$)

Le test statistique indique à travers les degrés de signification obtenus que les réponses mesurées (inhibition ou stimulation) sont le résultat de l'interaction du « type d'extrait », « concentration de l'extrait » et du « temps d'incubation ».

C'est ce que révèlent les graphes relatifs aux taux et vitesse de croissance des disques mycéliens de *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* sous l'effet de la présence de l'extrait comparativement aux témoins sans extraits.

Tableau 17: Analyse ANOVA *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*

| | SS | Degr. of (Freedom) | MS | F | p |
|-----------------------------|----------|-----------------------|----------|-----------|---------|
| Extrait | 73430,46 | 5 | 14686,09 | 42,898307 | 0 |
| Concentration | 156204,1 | 6 | 26034,01 | 76,045765 | 0 |
| TEMPS | 4909,695 | 4 | 1227,424 | 37,292878 | 0 |
| Extrait*Concentration | 96696,01 | 30 | 3223,2 | 9,415019 | 0 |
| TEMPS*Extrait | 16694,49 | 20 | 834,7245 | 25,361478 | 0 |
| TEMPS*Concentration | 2177,461 | 24 | 90,72754 | 2,75658 | 0,00003 |
| TEMPS*Extrait*Concentration | 19423,41 | 120 | 161,8617 | 4,917854 | 0 |

Les résultats ont mis en évidence l'effet antifongique significatif des extraits par rapport au témoin. Cette signification a été réalisée à travers les valeurs du taux d'inhibition de croissance mycélienne (TI%).

L'extrait est considéré comme :

- Très actif lorsqu'il possède une inhibition entre 75 et 100 % ; la souche fongique est dite « très sensible » ;
- Actif lorsqu'il possède une inhibition entre 50 et 75 % ; la souche fongique est dite « sensible ».
- Moyennement actif lorsqu'il possède une inhibition entre 25 et 50% ; la souche est dite « limitée »
- Peu ou pas actif lorsqu'elle possède une inhibition entre 0 et 25% ; la souche est dite « peu sensible » ou « résistante ».

(**Smid et Gorris 1999**), l'inhibition de la croissance antifongique peut être expliquée par la forte teneur en certains composés comme les flavonoïdes, les tanins, les stérols et les triterpènes.

Concernant l'évaluation de l'activité antifongique *in vitro* des extraits des plantes sur la croissance de *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* responsable de la maladie du flétrissement vasculaire du palmier-dattier appelé « Bayoud » (**EPPO, 2024**)

Les manipulations des bio essais sont réalisées au niveau du laboratoire de microbiologie de la station régionale de protection des végétaux (SRPV - Ghardaïa), avec l'autorisation des services de la protection des végétaux de tutelle.

Récemment, les activités fongicides des extraits de plantes ont été largement rapportées (**Balouiri et al., 2016**). Il existe des effets antifongiques importants pour les différentes concentrations des extraits par rapport aux témoins. Nos résultats montrent que le taux d'inhibition augmente avec l'augmentation des concentrations de quelques extraits. Ce résultat pourrait s'expliquer par le fait que la teneur en molécules bioactives inhibitrices de la croissance mycélienne varie en fonction des concentrations.

Le criblage phytochimique réalisé sur les extraits des trois plantes a révélé la présence d'un extrait à un autre de groupes chimiques tels que les tanins, les flavonoïdes, les alcaloïdes, les terpénoïdes et les saponosides, dont les tanins qui sont réputés pour leur capacité à inhiber la croissance de nombreux microorganismes (**Sepúlveda et al., 2011**).

Selon l'étude *in vitro* sur des champignons phytopathogènes, **Laghchimi et al. (2014)**, ont rapporté que l'activité antifongique des plantes testées est liée étroitement à sa composition chimique. Toutefois, il est probable que cette activité dépend aussi de composés qui agissent d'une manière synergique. Cette activité trouve probablement son origine dans la composition chimique riche en composés phénoliques, connus pour leur pouvoir d'inhibition de la croissance mycélienne, de la germination des conidies et de la production des spores des pathogènes.

L'activité antimicrobienne de la famille de composés phénoliques est due à leur structure (Le noyau aromatique se trouve dans différentes positions en lien avec le groupement hydroxyle). Grâce à cette structure, ils peuvent former des liaisons hydrogène avec les groupes-SH dans les sites actifs des enzymes cibles, ce qui provoque la désactivation de ces enzymes dans les champignons. (**Ultee et al., 2002**).

L'effet inhibiteur des composés phénoliques pourrait s'expliquer par l'adsorption de membrane cellulaire, l'interaction avec les enzymes, la privation de substrat et d'ions métalliques. (Scalbert A 1991)

Seigler en 1998 prouve leur activité antifongique et antibactérienne des tanins.

Amarti et al., (2011) ; Mansouri et al., (2011) ; Bencheqroun et al., (2012) ; Rhafouri et al., (2014) ; Boussoula et al., (2016) ont montré que la présence des terpénoïdes dans la composition des métabolites secondaires de *C. cinerea* a des activités antifongiques.

Les terpènes phénoliques agissent sur la cellule microbienne en se fixant sur les groupes amines et hydroxylamines des protéines membranaires, en provoquant l'altération de la perméabilité et la fuite de contenus intracellulaires (**Juven et al., 1994 ; Ultee et al., 1999 ; Knowles et al., 2005 ; Lopez-Malo et al., 2005**).

Les terpènes affectent non seulement la perméabilité mais aussi d'autres fonctions dans les membranes cellulaires (**Omidbeygi et al., 2007 ; Cristani et al., 2007**). Toutefois, de tous les effets possibles des monoterpènes sur les membranes biologiques, les effets délétères sur les membranes mitochondriales devraient causer une inhibition du métabolisme énergétique mitochondrial, ce qui soustrait des perturbations dans un large éventail des processus physiologiques et biochimiques dans la cellule (**Yoshimura et al., 2010**).

Les composés phénoliques et les flavonoïdes sont connus pour leur action antimicrobienne (**Maatooq et al., 1997 ; Pengelly, 2004 ; Marica et al., 2008 ; Kumar et al., 2008 ; Nassiri-asl et Hosseinzadeh, 2009**)

D'après les résultats obtenus par **El Hacı et al., (2017)**, les extraits organiques polaires : méthanol, éthanol et acétone (extrait de la plante *Limoniastrum feei*) présentaient des niveaux considérables de phénols et de flavonoïdes. Le criblage phytochimique de la plante montrée une variété de composés phénoliques.

Les flavonoïdes ont une activité antimicrobienne reconnue (**Silverstein, 1998 ; Ortuno 2006 ; Mohammedi, 2013 ; Kouadio et al. 2015**).

Les flavonoïdes sont un groupe de substances responsables Il a été signalé que la capacité des flavonoïdes à complexer les protéines et les métaux peut être à l'origine de l'inhibition des enzymes. Le mécanisme dysfonctionne ou détruit la cellule par une réaction

interférer avec les biomembranes. C'est un mécanisme par lequel la croissance mycélienne peut être réduite ou totalement inhibée (**Mohammedi, 2013**). A titre d'exemple, les flavonoïdes sont des substances phénoliques hydroxylées, synthétisées par les plantes en réaction à une infection microbienne. Ce sont des antimicrobiens à large spectre in vitro. Leur activité est probablement due à leur capacité de complexer les protéines solubles et les protéines extracellulaires. (**Mohammedi, 2013**).

Les flavonoïdes sont présents en quantité importante dans les deux parties testées de *P. tomentosa*. (**Seguini et al., 2023 ; Belhi, 2021**)

Les quinones peuvent exercer une activité antifongique remarquable contre des champignons. En plus, il y a aussi le groupe des dérivés des quinones qui possèdent des propriétés antimicrobiennes (**Jackson, 2000; Hoffman, 2003**).

Les alcaloïdes ont, eux aussi, fait preuve d'activité antifongique et antibactérienne (**Araj et al., 1994 ; Fass et al., 1986**).

Les propriétés biologiques de ces composés biochimiques permettent de justifier les activités antifongiques manifestées dans cette étude et de mettre en relation ces activités et l'usage traditionnel de ces plantes dans le traitement des agents pathogènes et phytopathogènes.

Pour ce qui est de l'effet stimulateur (provisoire ou étendu jusqu'à la fin de l'incubation finale) sur la croissance mycélienne constaté pour certaines concentrations d'extrait, cela pourrait expliquer selon **Tiendrebeogo et al. (2017)**, lorsque les composés actifs sont à des doses trop faibles, les extraits agissent comme des sources de substances nutritives

Les extraits des parties utilisées (feuilles et graines) de *P. harmala* ont en particulier démontré une richesse en coumarines en stéroïdes. Les terpénoïdes sont présents en quantité modelable, par contre les quinones libres et les alcaloïdes sont absents, résultats qui sont similaires à ceux de **Babaousmail et al. (2014)** et **Bouabedelli et al. (2016)**.

L'effet antifongique remarquable des graines de *P. harmala* est probablement dû aux composés phénoliques, les flavonoïdes, qui jouent un rôle d'inhibition des enzymes de *Foa*. (**Waksmundzka-Hajnos et Mirosław 2008**), signalent que les coumarines peut-être jouent un rôle comme un agent antifongique. (**Boulanouar, 2014**), ce qui est remarqué présent dans les graines de *P. harmala*.

Behidj-Benyounes et al., 2013 confirme l'activité antifongique de l'extrait de *P. harmala* à l'égard de quelques champignons pathogènes.

L'étude phytochimique poussée de la composition des extraits peut contribuer à mettre au point un outil pouvant orienter en fonction des résultats des tests dans l'optique de la recherche de nouvelles substances antifongiques. Parfois l'effet antimicrobien est lié au mélange de composés (synergie) (**Cowan, 1999 ; Giordani et al., 2008**).

Les extraits des deux parties utilisées de *C. cinerea* a en particulier démontré une activité remarquable qui comme le souligne **Berbaoui (2020)** à l'instar de nombreuses Asteraceae utilisée pour ses effets antibactérien et antifongique avérés.

Pergularia tomentosa est plante spontanée largement utilisée en médecine traditionnelle et en pharmacologie. Elle a montré des propriétés antimicrobiennes (**Ahmad et al., 1992 ; Zaidi et Munir, 1995 ; Bellakhdar, 1997**). C'est une plante riche en alcaloïdes (**Munir et al., 1995**) et très toxique pour les animaux et l'homme en particulier (**Aqel et Haddi, 1991 ; El Bahri et Chemli 1991 ; Ayoub et al., 1994 ; Bruneton, 1996**),

L'activité antifongique de *P. tomentosa* a été testée et les résultats obtenus montrent que la plante a un effet antifongique contre *Aspergillus niger* (**Shinkafi, 2014**). Les constituants phytochimiques naturels de la plante de *P. tomentosa* ayant une activité antimicrobienne (**Rayyan et al., 2018**).

Notre résultat de criblage phytochimique de feuilles de *P. tomentosa* qui indique la présence des saponosides, des flavonoïdes, des tanins et des quinones. est en accord avec les tests des composés phytochimiques détectés dans l'étude de **Tlili et al., (2020)**.

Cependant, malgré la présence de quantité suffisante de polyphénols, certaines plantes sont dépourvues d'activité biologique, **Daoudi et Benmou (2017)**, c'est le cas de *P. tomentosa* qui n'a pas présenté d'activité antifongique vis-à-vis des souches fongiques testées, à l'exception d'une faible activité de l'extrait des feuilles sur *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*. Ces résultats sont confirmés par l'étude de **Belhi en 2021**.

On remarque que la souche la plus inhibée par les quatre extraits est *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*. Cinq extraits des six étudiés ont inhibé la croissance radiale du

mycélium. Le taux d'inhibition le plus élevé (100%) est produit par l'extrait pur de graines de *P. harmala*.

En 2017, **Daoudi et Bammou** ont rapporté chez des espèces de plantes spontanées telles que *Urginea maritima* L., *Chenopodium ambrosioides* L. indique une activité antifongique positive sur *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* avec un taux d'inhibition respectivement égal à 10 % et 27,77% pour une concentration de 10,71 mg/ml d'extraits aqueux.

Le mécanisme d'action des extraits des plantes a été évalué par plusieurs études. Certains chercheurs attribuent cette fonction aux composés phénoliques qui sont doués d'une activité antifongique. Ces composés peuvent altérer la structure de la membrane cellulaire, en inhibant la croissance mycélienne (**Ghani et al., 2008; Yan et al., 2008**).

En 2014, **Boulanouar et al.**, ont signalé que *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* est sensible face à l'activité antifongique des extraits des plantes *Citrullus colocynthis* et *Asteriscus*. Cette efficacité est peut être due aux composés phénoliques contenus dans les extraits de ces plantes

Les résultats de **Soro et al., (2012)** montrent la sensibilité de deux formes spéciales de *Fusarium* à huit extraits méthanoliques des espèces de plantes médicinales. Les auteurs rapportent sur des espèces voisines telles que *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum* et *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici* l'activité des composés flavonoïdes, surtout des iso flavones prénylées. Cette activité, selon les mêmes auteurs, est liée à leur lipophilie qui favoriserait leur passage à travers la membrane cellulaire fongique. La présence de ces composés dans l'extrait de *C. cinerea* pourrait justifier son activité antifongique contre les champignons du genre *Fusarium* de la famille *Asteraceae*.

Saraka et al. (2019) ont rapporté des activités antifongiques intéressantes in vitro des extraits aqueux des plantes à la fois sur *Fusarium sp.* et d'autres champignons phytopathogènes.

Les résultats de **Tiendrebeogo et al. (2017)** montrent la sensibilité de deux formes spéciales de *Fusarium* aux huit extraits méthanoliques des espèces de plantes médicinales.

Selon **Habouche et Ghernout (2018)** l'extrait méthanolique de *P. harmala* a manifesté un bon effet antifongique vis-à-vis de la croissance de *Fusarium sp.* à cause des composés des métabolites secondaires (tanins, alcaloïdes, flavonoïdes, saponines).

L'effet antifongique remarquable de *P. harmala* est probablement dû aux composés phénoliques, les flavonoïdes, qui jouent un rôle d'inhibition des enzymes de *Foa*. **Waksmundzka-Hajnos et Mirosław (2008)** ont rapporté que les coumarines peuvent jouer un rôle dans le renforcement de la défense des plantes face aux maladies cryptogamiques et que certains coumarines ont un effet antifongique. C'est ce qu'a remarqué **Boulanouar (2014)**, dans les graines de *P. harmala*.

Par contre, **Bahhou et Benhammouda (2021)**, ont rapporté que le traitement avec l'extrait de *P. harmala* a le pouvoir d'inhibition très faible contre le *Fusarium* sp.

Selon **Boulanouar et al., (2014)** l'extrait méthanolique des feuilles de *P. tomentosa* a une activité antifongique sur *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*.

Conclusion



Conclusion

Dans le but de chercher d'autres alternatives de lutte contre les champignons, entre autres par le recours à des composés biochimiques naturels, nous étudions dans ce travail le pouvoir biocide des extraits de trois plantes sahariennes.

Dans le domaine agronomique, on entend beaucoup de la lutte biologique toute forme d'utilisation d'organismes vivants ayant pour but de contrôler la pullulation et/ou la nocivité des divers ennemis des cultures, qui repose sur des interactions naturelles entre individus ou espèces, mises à profit de l'Homme et de l'environnement.

Il existe aussi d'autres méthodes de lutte biologique, comme les extraits de plantes, y compris les huiles essentielles et tous types d'extraits végétaux. Les plantes spontanées dans ce cadre contiennent une diversité de composés biochimiques ayant des propriétés antifongiques. De nombreux travaux de recherche ont été focalisés sur les extraits méthanoliques des plantes spontanées.

Dans cette optique, la présente étude a été initiée pour rechercher des moyens de lutte contre les maladies fongiques de palmier dattier qui soient raisonnés, de façon à limiter l'utilisation de pesticides chimiques toxiques pour les sols, l'eau et la santé humaine.

Pour ce faire, nous nous sommes intéressés aux agents cryptogamiques responsables du *bayoud* (trachéomycose) et du *khamedj* (pourriture des inflorescences) du palmier dattier (*Phoenix dactylifera* L.) causés respectivement par *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* et *Mauginiella scaetiae*.

Dans un premier temps une collecte des plantes spontanées a été menée, fait qui a orienté notre choix vers les familles des *Asteraceae*, des *Zygophylliaceae*, et des *Asclépiadaceae* qui a représenté parmi les grandes plantes médicinales et toxiques les plus connues par leurs caractéristiques biologiques et son richesse en métabolites secondaires.

Pour chaque espèce végétale et au sein de la même espèce, la nature des composants phytochimiques est à l'origine des activités biologiques de chaque extrait ou fraction. Ces activités dépendent également de la quantité (teneur) de la substance ou de l'ensemble des substances biologiquement actives.

Des extraits méthanoliques des inflorescences et des feuilles de *Cotula cinerea* Del (*Asteraceae*), de *Peganum harmala* L (*Zygophylliaceae*), et de *Pergularia tomentosa* L (*Asclepiadaceae*) ont été testés sur la croissance mycélienne *in vitro* des deux germes

fongiques phytopathogènes du palmier dattier de la famille Ascomycètes que sont *Mauginiella scaettae* Cav, *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*. L'extrait méthanolique des graines et feuilles de *P. harmala* et feuilles de *C. cinerea* s'est avéré plus efficace sur la croissance des deux germes fongiques phytopathogènes.

Les résultats obtenus nous ont permis de mettre en évidence le pouvoir antifongique des extraits des plantes testées. Nous pouvons noter que le *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis* est sensible à la fructification et aux feuilles de *C. cinerea*, graines et feuilles de *P. harmala* et feuilles de *P. tomentosa* et résistant aux graines de cette dernière.

Le screening phytochimique effectué sur les différents extraits méthanoliques de *C. cinerea*, *P. harmala* et *P. tomentosa* a indiqué la présence de polyphénols, de tanins, de flavonoïdes, de terpènes, de stéroïdes, des quinones libres, de composés réducteurs et de saponosides.

Parmi les extraits de plantes utilisés, l'extrait méthanolique de *C. cinerea* et *P. harmala*, à toutes les concentrations, a présenté une activité antifongique contre *Mauginiella scaettae* Cav. et *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*. Ces extraits ont montré aussi une vitesse de croissance très faible par rapport au témoin. L'extrait de graines de *P. harmala* 20% a totalement inhibé la croissance mycélienne de *Mauginiella scaettae* Cav. Cependant, il enregistra respectivement un taux d'inhibition de croissance de *Foa* de 61,29%, 72,89% et 83,94% dans les boîtes traitées par 40%, 50% de concentration et l'extrait pur.

Tandis que l'extrait de fructification de *P. tomentosa* a présenté une moyenne activité antifongique sur *Mauginiella scaettae* dans les boîtes traitées par les faibles concentrations. Les extraits des inflorescences et des feuilles de *C. cinerea* à 40% de plus ont inhibé la croissance de *Foa* de plus d'une de 50%. Enfin, il serait donc intéressant de vérifier l'effet synergique des extraits aqueux des plantes utilisées

A noter, l'effet stimulant sur la croissance mycélienne observé à certaines concentrations d'extraits, notamment celui des graines de *Pergularia tomentosa*. Cet effet peut s'expliquer selon certains auteurs, par des hypothèses prenant en compte la complication des interactions entre les composés bioactifs de l'extrait, les caractéristiques intrinsèques aux champignons ciblés et les conditions environnementales. Ces hypothèses se déclinent comme suit :

- Les extraits à certains niveaux appropriés de concentration peuvent constituer une source optimale de nutriments et de facteurs de croissance pour les champignons,

pouvant favoriser certains processus métaboliques, stimulant ainsi la croissance mycélienne, tandis que des concentrations trop faibles peuvent être insuffisantes et des concentrations trop élevées peuvent être inhibitrices.

- Le profil phytochimique des extraits peut contenir des biomolécules (phytohormones, acides aminés,...) susceptibles de déclencher des réponses physiologiques et biochimiques favorables dans le mycélium, telles que l'activation de gènes liés à la croissance et à la prolifération cellulaire.
- À certaines concentrations, les extraits peuvent stimuler la défense des champignons face à des stress biotiques ou abiotiques et augmenteront la biomasse mycélienne.
- La durée d'exposition aux extraits peut influencer les mécanismes de régulation génétique et métabolique, entraînant une stimulation suivie d'une toxicité à long terme.
- En sols dans certains cas, les extraits peuvent favoriser des interactions symbiotiques au sein de la flore microbienne tellurique pouvant améliorer l'absorption de nutriments et donc la croissance du mycélium.

Ces considérations et éventuellement d'autres ne seront vérifiées que par des essais contrôlés, en variant les concentrations d'extraits avec la connaissance approfondie de la biologie spécifique à chaque champignon en liaison avec ses réponses observées en vue d'identifier les mécanismes sous-jacents à ces effets stimulants.

Perspectives

Les résultats préliminaires de nos bioessais sur la bioactivité *in vitro* des extraits végétaux étudiés vis-sur *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* (Foa) et de *Mauginiella scaetiae* ouvrent des perspectives en matière de solutions alternatives de lutte contre ces deux agents phytopathogènes du palmier dattier.

- En guise de la poursuite du présent travail et en se basant les résultats obtenus, des axes recherche méritent d'être approfondis comprenant notamment ce qui suit:
- Analyses phytochimiques fines (chromatographiques et spectroscopiques) pour identifier et de quantifier les métabolites secondaires responsables de l'activité antifongique observée.
- Validation *in vivo* et évaluation de la phytotoxicité sur des jeunes plants de palmier dattier, en conditions contrôlées (serre, substrat stérile) puis sur terrain pour tester

l'efficacité en conditions réelles des extraits végétaux en question à la fois sur le comportement des agents phytopathogènes et le palmier traité.

- Étude des mécanismes d'action permettrait de mettre en évidence les sites d'action des composés actifs des extraits au sein des champignons ce qui permettrait de comprendre la l'interaction entre les métabolites végétaux et les agents pathogènes.
- Recherche d'effet de synergie biologique par le biais d'essais combinant une variété d'extraits végétaux et/ou les associant à d'autres agents de biocontrôle d'origine microbienne (tels que *Trichoderma* spp. ou *Bacillus* spp.,...).
- Évaluation de l'impact environnemental (microflore du sol, faune auxiliaire, qualité des eaux,...) des extraits végétaux étudiés en vue d'une utilisation durable.
- Lancement de travaux de développement de formulations biopesticides à travers des études portant sur la stabilité, la biodisponibilité et la persistance des composés actifs.
- L'objectif étant la conception de biopesticides stables, biodégradables sans occulter l'aspect de la faisabilité économique (production et commercialisation).

Références bibliographiques



Références bibliographiques

- **Abbassi L., Touil H., (2019).** Contribution à l'étude phytochimique de feuilles de *Pergularia tomentosa* L. dans la région d'El-Oued, Mémoire de Master en Biochimie appliquées, Université Echahid Hamma Lakhdar EL-OUED
- **Abdullah S. K., Asensio L., Monfort E., Gomez-Vidal S., Palma-Guerrero J., Salinas J., Lopez-Llorca L.V., Jansson H. B & Guarro J. (2005).** Occurrence in Elx, SE Spain of Inflorescence Rot Disease of Date Palms Caused by *Mauginiella scaetiae*. *Journal of pathology*, Vol 153(7), 417 - 422.
- **Abu Rayyan W., Alshammari S. A. G., ALSammary A. M. F., ALShammari M. S. S., Seder N., Abu-Qatouseh L., Bostami M., Mansoor K., Hamad M. F., AlMajali I. S & Abu Dayyih W (2018).** Phytochemical Analysis and Antimicrobial Activity of *Pergularia tomentosa* in the North East of The Kingdom of Saudi Arabia. *Biomedical & Pharmacology Journal*, Vol 11(4), 1763-1771
- **Abolhasani L., Salehi E & Esmailzade Kenari R, (2015).** Study of Antioxidant Capacity and Stability of Phenolic Compounds from the Seeds of *Peganum harmala*. *Journal of J. Appl. Environ. Biol. Sci.*, Vol 4(11) 218-222.
- **Aloui S., (2016).** Activité insecticide de l'extrait foliaire de *Pergularia tomentosa* L récoltée dans Oued metlili (Sahara Septentrional est Algérien, Mémoire de Master en Sciences de l'environnement, Université de Ghardaïa
- **Amarti F., El Ajjouri M., Ghanmi M., Satrani B., Aafi A., Farah A., Khia A., Guedira A., Rahouti M & Chaouch A, (2011).** Composition chimique, activité antimicrobiennne et antioxydante de l'huile essentielle de *Thymus zygis* du Maroc. *Phytothérapie*, Vol 9, 149-157.
- **Al Ani H.Y.; El Behadeli A.; Majeed H.A. & Majeed M., (1971).** Reaction of date palm cultivars to inflorescence rot and persistency and spreading of the disease. *Phytopathologia Mediterranea*, Vol 10, 57-62.
- **Al-Farraj, A.S., Al-Wabel, M.I. (2007).** Heavy metals accumulation of some plant species grown on mining area at Mahad AD'Dahab. Saudi Arabia. *Journal of Applied Sciences*, Vol 7(8): 1170-1175.
- **Alhassan K. K & Waleed B. K, (1977).** Biological Study on *Mauginiella scaetiae*. Cav the Cause of inflorescence rot of date palms in Iraq. *Year book of Plant Protection*.

- **AlSaid, M.S., Abu-Jayyab, A. et Hifnawy, M.S. (1989).** Biochemical studies on ghalakinoside, a possible antitumor agent from *Pergularia tomentosa* Ait. *Journal of Ethnopharmacology*, Vol 27(1/2): 235-240.
- **AlShamma A., Drake S., Flynn D. L., Mitscher A., Park Y. H & Rao G. S., (1981).** Antimicrobial agents from higher plants, antimicrobial agent from *Peganum harmala* seeds, *Journal of Natural Products*, Vol, 44, 440-745,
- **Araj, G.F. Uwaydah, M.M. Alami, S.Y. (1994).** Antimicrobial susceptibility patterns of bacterial isolates at the American University Medical centre in Lebanon. *Diagn Microbiol Infect Dis*, Vol 3 : 151-158
- **Aires A., Marques E., Carvalho R., Rosa E. A. S. & Saavedra M. J. (2013).** Evaluation of biological value and appraisal of polyphenols and glucosinolates from organic baby-leaf salads as antioxidants and antimicrobials against important human pathogenic bacteria. *Molécules*, Vol 18, 4651- 4668.
- **Ait Kettout T & Rahmania F, (2010).** Identification par CG-SM de l'acide phénylacétique produit par *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*, agent causal du bayoud, Comptes Rendus Biologies. *Académie des sciences*. Publié par Elsevier Masson SAS. Vol 333, 808–813. doi:10.1016/j.crv.2010.10.001
- **Atef C., Boualem M., Cherif M., Hadeif Y & Azzedine C, (2015).** Chemical composition and antimicrobial activity of essential oils in Xerophytic plant *Cotula cinerea* Del (*Asteraceae*) during two stages of development: flowering and fruiting. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, Vol 5 (03), 029-034
- **Babaousmail M., Idder M.A & Kemassi A. (2014).** First Attempts to Repel Scale Insects Using Plant Extracts: Effect on The Date Palm Scale *Parlatoria blanchardi* Targ. (*Hemiptera: Diaspididae*). *World Journal of Environmental Biosciences*, Vol 7(4), 59–63.
- **Bahhou D. I et Benhammouda T, (2021).** Efficacité antifongique d'un extrait méthanolique issu de six plantes du Sahara septentrional algérien sur le *Fusarium sp* dans les conditions "in vitro", Mémoire de master phytoprotection et environnement, université de Kasdi Merbah-Ouargla, p 36
- **Bahorun T., Gressier B., Trotin F., Brunet C., Dine T., Luyckx M., Vasseur J., Cazin M., Cazin J. C. & Pinkas M, (1996).** Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Arznei. Forschung*, Vol 46, 1086-1089.

- **Behidj-Benyounes N., Dahmane T., Aknouche F & Demmouche K, (2013).** Screening phytochimique et évaluation de l'activité antimicrobienne des alcaloïdes des feuilles de *Peganum harmala* L, récoltées dans la région de M'sila, *Jourlane of Sciences & Technologie* Vol 38, 27-37,
- **Bellakhdar J, (1997).** Contribution à l'étude de la pharmacopée traditionnelle au maroc : la situation actuelle, les produits' les sources du savoir, thèse de doctorat, Université de METZ, France.
- **BELOUED, (2001).**
- **Balouiri, M., Sadiki, M., and Ibsouda, S. K. (2016).** Methods for in vitro evaluating antimicrobial activity: A review. *Journal of Pharmaceutical Analysis*, Vol 6(2), 71-79. doi:10.1016/j.jpha.2015.11.005
- **Belhi Z., (2021).** Etude phytochimique bioguidée des extraits de quelques plantes sahariennes et leur effet sur les cellulases du *Fusarium oxysporum* f.sp. *ablbenedinis*. Thèse de doctorat sciences biologiques. Université de Kasdi Merbah-Ouargla, P76
- **Bencheqroun H.K., Ghanmi M., Satrani B., Aafi A., Aberchane M., Echchelh A., Chaouch A. (2012).** Effect of phenological stages on yield, chemical composition and bioactivity of *Artemisia mesatlantica* essential oil of Morocco. *Journal of Natural Products*, Vol 8(5), 198-207
- **Benhamou N, Rey P, Chérif M, Hockenhull J, and Tirilly Y, (1997).** : Treatment with the Mycoparasite *Pythium oligandrum* Triggers Induction of Defense-Related Reactions in Tomato Roots When Challenged with *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici*. *The American Phytopathological Society*, Vol. 87 (1), 108-122
- **Bensizerara D, Menasria T, Melouka M, Cheriet L, Chenchouni H, (2013).** Antimicrobial Activity of Xerophytic Plant (*Cotula cinerea* Delile) Extracts Against Some Pathogenic Bacteria and Fungi. *Jordan Journal of Biological Sciences*, Vol 6 (4), 266 – 271
- **Berbaoui H, (2020).** Exploration phytochimique des extraits anti-nosocomiaux de quelques *Asteraceae* médicinales du Sahara algérien, thèse de doctorat en Microbiologie, université de Kasdi Merbah-Ouargla, p 170
- **Bouabedelli, F., Missoun, F., Benhamimed, E. & Djebli, N. (2016).** Phytochemical and antimicrobial study of the seeds and leaves of *Peganum harmala* L. against urinary tract infection pathogens. *Asian Pacific Journal of Tropical Disease*, Vol 6, 822–826.
- **BOURGAUD (2013)**

- **Bouziane, M. (2002).** Caractérisation structurale de quelques molécules organiques dans la plante : *Cotula cinerea* de la région de Ouargla. Thèse de doctorat. université de Kasdi Merbah-Ouargla. P76
- **Bounaga N. ; Djerbi M., (1990).** Pathologie du palmier dattier. Unité de Recherche sur les Zones Arides, URZA (Algérie), Institut national de la recherche agronomique, INRA, El Harrach (Algérie). P129
- **Boulenouar N, Marouf A, Cheriti. A, (2009).** Le BAYOUD: Symptômes et Lutte, Annales de l'Université de Bechar, N° 5, ISSN : 1112-6604
- **Bouhlali E. D. T., Ben-Amar H., Meziani R & Essarioui A, (2021).** Development of a fungicide-based management strategy of inflorescence rot disease caused by *Mauginiella scaetiae* Cav on date palm (*Phoenix dactylifera* L.) in Morocco, *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, Vol 20, 173-179.
- **Boussoula E, Ghanmi M, Satrani B, Alaoui M B, Rhafouri R, Farah A, Amusant N and Chaouch (2016).** A Chemical quality, antibacterial and antifungal activities of *Cotula cinerea* essential oil from South Morocco, *Environmental Science: an Indian journal*, Vol 12(5), 209-216
- **Bouziane M., (2015).** Extraction et analyse de la composition chimique de plantes sahariennes d'intérêt médicinal. Thèse de doctorat en chimie. Université de Kasdi Merbah Ouaregla.
- **Bouziane N., (2021).** Action des extraits de quelques plantes spontanées à caractère acridicide ou acridifuge du Sahara septentrional algérien sur quelques paramètres biologiques et physiologiques chez *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (*Orthoptera- Acrididea*). Thèse de doctorat en Protection des végétaux. Université de Kasdi Merbah Ouaregla.
- **Bruneton, J., (1996).** Plantes toxiques. Végétaux dangereux pour l'homme et les animaux. Ed. Techniques et documentation/ Lavoisier. Paris, France, 529 p.
- **Bukhari N, Choi J. H, Jeon C. W, Park H. W, Kim W. H, Khan M. A, Leet S. H, (2008).** Phytochemical Studies of the Alkaloids from *Peganum harmala*. *Appl. Chem*, Vol 12(1), 101-104.
- **Cristani M., Darrigo M., Mandalari G., Castelli F., Sarpietro M.G. et Micieli D., (2007).** Interaction of four monoterpenes contained in essential oils with modal membranes, Implications for their antibacterial activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* Vol 55: 6300-6308.

- **Cowan M, (1999).** Plant products as antimicrobial agents. *Clin Microbiol Rev*, Vol 12, 564-582.
- **Daoudi A, Bammou, (2017).** Activite Antifongique Des Extraits Aqueux De *Calendula Officinalis* L, *Urginea Maritima* (L.) Baker Et *Chenopodium Ambrosioides* L. *European Scientific Journal*, Vol 13 (24), 483-497
- **Dendougui, H., Seghir, S., Jay, M., Benayache, F., & Benayache, S. (2012).** Flavonoids from *Cotula cinerea* Del. *International Journal of Medicinal and Aromatic Plants*, Vol 2, 589-595.
- **DJERBI, M., (1983).** Diseases of the date palm (*Phoenix dactylifera*) Regional Project for Palm and Dates Research Centre in Near East and North Africa .Baghdad, Iraq, FAO.
- **DJERBI, (1988).** Maladies des palmiers et des dattes. *Ed. Al Watan, Liban*, 160p
- **De Corato U., Trupo M., Leone G. P. G., Di Sanzo G. Di., Zingarelli G. And Adami M., (2007).** Antifungal activity of leaf extracts of laurel, sweet orange, and olive, obtained using the supercritical carbon dioxide technique, *Journal of Plant Pathology*, Vol 89, (3), 27-68
- **El Haci, I. A., Mazari, W., Atik-Bekkara, F., Hassani, F., and Gherib, M. (2017).** Assessment of the cytotoxic activity and the reduction power of *Limoniastrum feei* Girard (Batt.): a medicinal plant from Algerian Sahara. *Oriental Pharmacy and Experimental Medicine*, Vol 17(2), 143-150. doi:10.1007/s13596-017-0270-1
- **Ellis, M.B. (1971).** Dematiaceous Hyphomycetes, Common wealth mycological institute, Kew, Surrey, England, 608
- **EPPO, 2024.** *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*. EPPO datasheets on pests recommended for regulation. <https://gd.eppo.int>
- **Essam Nabih Ads, Abouzied A S, Alshammari K (2020).** Evaluation of Cytotoxic Effects of Methanolic Extract of *Pergularia tomentosa* L Growing Wild in KSA, *Asian Pacific Journal of Cancer Prevention*, Vol 22, 67-72 DOI:10.31557/APJCP.2021.22.S1.67
- **Fass, R.J. Helsel, V.L. Barnishan, J. Ayers, L.W. (1986).** In vitro susceptibilities of four species of coagulase negative Staphylococci. *Antimicrob Agents Chemother*, Vol 30, 545-552
- **Fattorusso E & Taglialatela-Scafati O (2007).** Modern Alkaloids. Struture, Isolation, Synthesis and Biology. *Ed. WILEY-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA*, Weinheim, République Fédérale d'Allemagne, P691

- **Fernandez D, Lourd M, Ouinten M, Tantaoui A & Geiger J P (1995).** Le bayoud du palmier dattier, Une maladie qui menace la phoeniciculture. Cultures fruitières, *Phytoma - La Défense des végétaux* Vol 469, P36,
- **Field, B., Jorden, F. & Osboum, A (2006).** First encounters-deployment of defense-related natural products by plants. *New Phytol*, Vol 172, 193-207.
- **Fontanay S, Mougenot M. E & Duval J (2015).** Évaluation des activités antibactériennes des huiles essentielles et/ou de leurs composants majoritaires. *Hegel* Vol. 5 (2), 109-118.
- **Jinoussa & Fereshteh R., (2012).** Chemistry, pharmacology and medicinal properties of *Peganum harmala* L. *African Journal of Pharmacy and Pharmacology*, Vol 6(22), 1573-1580.
- **Habouche M & Ghernout M (2018).** Étude de l'activité antifongique de quelques extraits végétaux. Mémoire de master, Université Mohamed BOUDIAF de M'sila, P33.
- **Hadacek, F. (2002).** Secondary Metabolites as Plant Traits: Current Assessment and Future Perspectives. *Critical Reviews in Plant Sciences*, Vol 21, 273 - 322.
- **Hadj kouider Y., (2017).** Evaluation du pouvoir allélopathique de l'extrait aqueux de deux plantes sahariennes (*Peganum harmala* L.) et (*Tamarix gallica* L.) sur la germination des graines d'Orge (*Hordeum vulgare* L.), Mémoire de Master en Ecologie, Université de Ghardaïa.
- **Hagerman A E., Muller-Harvey & Makkar H P S (2000).** Quantification of tanins in tree foliage. FAO/IAEA Division of Nuclear Techniques in food and Agriculture. Vienna, P26.
- **Hibar K, Daami-Remadi M, Khiareddine H & El Mahjoub M, (2005).** Effet inhibiteur in vitro et in vivo du *Trichoderma harzianum* sur *Fusarium oxysporum* f. sp. *Radiciislycopersici*, *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* Vol 9 (3), 163–171
- **Hoffman D. (2003).** Medical Herbalism: The Science and Practice of Herbal Medicine. Published by Healing Arts Press, Ed (1), USA
- **Hosam O. Elansary, , Szopa A, Kubica P , Ekiert H ,. Al-Mana F A & Ahmed A. El-Shafei ., (2020).** Polyphenols of *Frangula alnus* and *Peganum harmala* Leaves and Associated Biological Activities, *Plants*, Vol 9, 1086
- **Juven B.J., Kanner J., Schved F. & Weisslovicz H., (1994).** Factors that can interact with the antibacterial action of thyme essential oil and its active constituents. *J. Appl. Bacteriol*, Vol 76, 626-631.

- **Gacem M. A. (2011).** Contribution à l'étude de l'activité antifongique et antimycotoxinogène des extraits méthanolique et aqueux des graines de *Citrullus colocynthis* sur la croissance de quelque moisissure d'altération de blé tendre stocké. Mémoire de Magister, Université Kasdi Merbah-Ouargla.
- **Galletti, J., Tobaldini-Valerio, F. K., Silva, S., Kioshima, É. S., Trierveiler-Pereira, L., Bruschi, M., Negri, M., & Estivalet Svidzinski, T. I. (2017).** Antibiofilm activity of propolis extract on *Fusarium* species from onychomycosis. *Future microbiology*, Vol 12 (14), 1311-1321.
- **Ghani, S. B. A., Weaver, L., Zidan, Z. H., Ali, H. M., Keevil, C. W., & Brown, R. C, (2008).** Microwave-assisted synthesis and antimicrobial activities of flavonoid derivatives. *Bioorganic & medicinal chemistry letters*, Vol 18(2), 518-522.
- **Giordani R., Hadeff Y & Kaloustian J., (2008).** Compositions and antifungal activities of essential oils of some Algerian aromatic plants. *Fitoterapia*, Vol 79, 199-203.
- **Glenn, O.F & Parker, C.A. (1988).** Growth and infectivity of *Gaeumannomyces graminis* var. *tritici* in soil. *Soil Biology & Biochemistry*, Vol 20, 575-576.
- **Gomah N, (2010).** Antibacterial and antifungal activities of (beta)-carboline alkaloids of *Peganum harmala* L seeds and their combination effects, *Fitoterapia*, Vol 81, 779–782.
- **Grover, R. K & Moore J. D., (1962).** Toximetric studies of fungicides against brown rot organism *Sclerotinia fructicola* and *S. laxa*. *Phytopathology* Vol 52, 876-880
- **Guaouguaou, F., Ahl Bebaha, M.A., Yadlapalli, S., Taghzouti, K., & Es-Safi, N. (2019).** Structural characterization of bioactive compounds in *Cotula cinerea* extracts by ultra-high-performance liquid chromatography with photodiode array and high-resolution time-of-flight mass spectrometry detectors. *Rapid Commun Mass Spectrom*, Vol 34(8), P8695
- **Kemassi, (2014).** Toxicité comparée des extraits d'*Euphorbia guyoniana* (Stapf.) (*Euphorbiaceae*), *Cleome arabica* L. (*Capparidaceae*) et de *Capparis spinosa* L. (*Capparidaceae*) récoltés de la région de Ghardaïa (Sahara septentrional) sur les larves du cinquième stade et les adultes de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (*Orthoptera-Cyrtacanthacridinae*), thèse de doctorat en Écologie Saharienne et Environnement, université de Kasdi Merbah-Ouargla, P264
- **Kneyta M & Doulbeau S. (2010).** Le palmier dattier en Mauritanie. Biotechnologie du palmier dattier. In *Aberlenc-Bertossi, F. (Ed.) IRD Editions* 65-72.

- **Knowles J.R., Roller S., Murray D.B. & Naidu A.S., (2005).** Antimicrobial action of carvacrol at different stages of dual-species biofilm development by *Staphylococcus aureus* and *Salmonella enterica* Serovar Typhimurium. *Appl. Environ. Microbiol.*, Vol 71, 797-803.
- **Killian C & Maire R, (1930).** Le bayoud maladie de dattier. *SOC. Hist. Afri. Nord*, Vol 21, 89-101.
- **Khallouki F, Sellam K, Koyun R, Ricarte I, Alem C, Elrhaffari L & Owen R. W (2015).** Phytoconstituents and in vitro Evaluation of Antioxidant Capacities of *Cotula Cinerea* (Morocco) Methanol Extracts, *Rec. Nat. Prod.* Vol 9 (4), 572-575
- **Kouadio N. J., Guessennd N. K., Kone M. W, Moussa B., Koffi Y. M., Guede K. B, Yao K., Bakayoko A, TraBi H. F & Dosso M (2015).** Evaluation de l'activité des feuilles de *Mallotus oppositifolius* (Geisel.) Müll.-Arg (*Euphorbiaceae*) sur des bactéries multirésistantes et criblage phytochimique, *Int. J. Biol. Chem. Sci.* Vol 9(3), 1252-1262
- **Lashammari S.A.G, Al-Sammary A. M. F, Alshammari M. S. S, Seder N, Qatoosh L. F. A, Bostami M, Mansoor K, Hamad M. F, Almajali I. S & Daiyyah W. A (2018).** The phytochemical analysis and antimicrobial activity of *Pergularia tomentosa* in north east kingdom of Saudi arabia KSA. *Biomedical & Pharmacology Journal*, Vol 11(4), 1763-1771
- **Lahmar I, Belghith H, Ben Abdallah F, & Belghith K (2017).** Nutritional Composition and Phytochemical, Antioxidative, and Antifungal Activities of *Pergularia tomentosa* L. *BioMed Research International* Volume 2017, Article ID 6903817, P9 <http://dx.doi.org/10.1155/2017/6903817>
- **Lakhdar, M. (2018).** Traditional uses, phytochemistry and biological activities of *Cotula cinerea* Del: A review. *Tropical Journal of Pharmaceutical Research*, Vol 17, 365-373.
- **Laghchimi A, Znini M, Majidi L , Renucci F , El Harrak A & Costa J, (2014).** Composition chimique et effet des phases liquide et vapeur de l'huile essentielle de *Lavandula multifida* sur la croissance mycélienne des moisissures responsables de la pourriture de la pomme. *J. Mater. Environ. Sci.* Vol 6, 1770-1780, ISSN : 2028-2508
- **Larraya, L., Idareta, E., Arana, D., Ritter, E., Pisabarro, A.G., & Ramírez, L. (2002).** Quantitative Trait Loci Controlling Vegetative Growth Rate in the Edible Basidiomycete *Pleurotus ostreatus*. *Applied and Environmental Microbiology*, Vol 68, 1109 - 1114.
- **Lee, H.S., (2007).** Fungicidal property of active component derived from *Acorus gramineus* rhizome against phytopathogenic fungi. *Bioresour. Technol.*, Vol 98, 1324-1328.

- **Leslie, J.F & Summerell. A. I. (2006).** The Fusarium Lab Manual. Blackwell, *Phytopathol*, Vol 96, 653.
- **Liu L, Zhao T, Cheng X.M, Wang C.H & Wang Z.T. (2013).** Characterization and Determination of Trace Alkaloids in Seeds Extracts from *Peganum harmala* Linn. Using LC–ESI–MS and HPLC, *Acta Chromatographica* , Vol 25(2), 221–240
- **Lopez-Maloa A, Alzamora S. M & Paloua E, (2005).** *Aspergillus flavus* growth in the presence of chemical preservatives and naturally occurring antimicrobial compounds. *International Journal of Food Microbiology*, Vol 99, 119 – 128
- **Marzouki H, Elaissi A, Khaldi A, Bouzid S, Falconieri D, Marongiu B, Piras A & Porcedda S, (2009).** Seasonal and Geographical Variation of *Laurus nobilis* L. Essential Oil from Tunisia, *The Open Natural Products Journal*, Vol 2, 86-91
- **Maiza K, Brac De La Perriere Ra & Hammiche V. (1993).** Pharmacopée traditionnelle saharienne: Sahara septentrional. 2nd *Proc of European Conf on Ethnopharmacology & 11th Int Conf of Ethnomedicine*, Heidelberg France, 169-171.
- **Mamoun, M., & Olivier, J.M. (1991).** Influence du substrat carboné et de la forme d'azote minéral sur la croissance de *Tuber melanosporum* (Vitt) en culture pure. Application à la production de biomasse mycélienne. *Agronomie*, Vol 11, 521-527.
- **Mansouri N., Satrani B., Ghanmi M., El Ghadraoui L & Aafi A. (2011).** Étude chimique et biologique des huiles essentielles de *Juniperus phoenicea* ssp. *lycia* et *Juniperus phoenicea* ssp. *turbinata* du Maroc, *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.*, Vol 15(3), 415-424.
- **Mebarki L (2018).** Traditional uses, phytochemistry and biological activities of *Cotula cinerea* Del, *Tropical Journal of Pharmaceutical Research*, Vol 17 (2), 365-373
- **Mohammedi Z., (2013).** Etude phytochimique et activités biologiques de quelques plantes médicinales de la région nord et sud ouest de l'Algérie. Thèse de Doctorat en Biologie. Université aboubekr Belkaid. Algérie. 170p
- **Nassiri-Asl, M. & Hosseinzadeh, H. (2009).** Review of the pharmacological effects of *Vitis vinifera* (grape) and its bioactive compounds. *Phytotherapy Research*, Vol 23(9), 1197-1204.
- **Nenaah G., (2010).** Antibacterial and antifungal activities of (beta)-carboline alkaloids of *Peganum harmala* L seeds and their combination effects. *Fitoterapia*, Vol 81, 779–82.
- **Ousameur N & Ksikis C, (2016).** Fractionnement des extraits obtenus de deux plantes spontanées sahariennes et évaluation de leur activité antioxydante. Master académique chimie appliquée, université de Kasdi Merbah-Ouargla, p46

- **Ozanda P, (1977).** Flore du Sahara -Deuxième édition- édition du centre nationale de la recherche scientifique 15 quai Anatole-France_75700. Paris 1977
- **Pandey D. K., Tripathi N. N., Tripathi R. D & Dixit S. N (1982).** Fungitoxic and phytotoxic properties of the essential oil of *Hyptis suaveolens*, *Journal of Plant Diseases and Protection*, Vol 89 (6), 344-349,
- **Rhafouri R., Strani B., Zair T., Ghanmi M., Aafi A., El Omari M & Bentayeb A (2014).** Chemical composition, antibacterial and antifungal activities of the *Cedrus atlantica* (Endl.) Manettiex Carrière seeds essential oil, *Mediterranean Journal of Chemistry*, Vol 3(5), 1027 1036.
- **Rharrabe K., Bakrim A, Ghailani N & Sayah F (2007).** Bioinsecticidal effect of harmaline on *Plodiainter punctella* development (*Lepidoptera Pyralidae*). *Pestic. Biochem. Physiol*, Vol 89, 137–45.
- **Rattan S S, AL-Dboon A. A. 1980:** Notes on fungi associated with date palm. *Sydowia*, Vol 32, 356–371.
- **Saadabi A (2006).** Antifungal activity of some Saudi plants used in traditional medicine. *Asian J Plant Sci*, Vol 5, 907–916.
- **Achour S, Rhalem N, Khattabi A, Lofti H, Mokhtari A, Soulaymani A, Turcant A & Bencheikh R.S (2012).** L'intoxication au *Peganum harmala* L. au Maroc : à propos de 200 cas, *Toxicologie, Société Française de Pharmacologie et de Thérapeutique*. Vol 67 (1), 53–58, DOI: 10.2515/therapie/2012003
- **Saraka A. I, Abo K, Ouattara K. E & Zirihi G. N (2019).** Étude botanique, tri phytochimique et évaluation in vitro de l'activité antifongique des extraits de feuilles de *Mallotus oppositifolius* (Geisel.) Müll. Arg (*Euphorbiaceae*) sur *Fusarium sp.* et *Phytophthora sp.* deux champignons phytopathogènes, *Journal of Animal & Plant Sciences* Vol 41 (2), 6903-6915. <https://doi.org/10.35759/JAnmPISci.v41-2.4>
- **Scalbert A (1991).** Antimicrobial properties of tannins. *Phytochemistry*, Vol 30, 3875-83.
- **Sedra M H, (1993)** Remarques sur la stabilité et la relation entre les caractères morphologiques et le pouvoir pathogène du *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*, agent du bayoud du palmier dattier, Laboratoire de Phytopathologie I,N RA Centre Régional du Haouz Pré-Sahara B P: 533 Marrakech, MAROC, AL AWAMIA - N" 82 – Septembre 1993, P39.

- **Sedra M H, (2005)** Caractérisation des clones sélectionnés du palmier dattier pour combattre la maladie du Bayoud. Erfoud-Maroc: Actes du symposium international sur : le développement durable des systèmes oasiens. 08 au 10 mars 2005, 72–79.
- **Seigler David S. (1998).** Plant secondary metabolism, *Springer nature, book*, 193-214.
- **Segueni K, Chouikh A & Tlili M L (2023).** Phytochemical profile, antioxidant Phytochemical profile, antioxidant and anti-inflammatory activities of inflammatory activities of crude latex (*Pergularia tomentosa* L.) in Algerian Saharan. *Not Sci Biol*, Vol 15(4), article number 11772
- **Sepúlveda L, Ascacio A, Rodríguez-Herrera R, Aguilera-Carbó A & Aguilar CN. (2011).** Ellagic acid: Biological properties and biotechnological development for production processes. *Afr. J. Biotech*, Vol 10(22), 4518-4523.
- **Shinkafi S (2014).** Phytochemical analysis and chromatographic studies of *Pergularia tomentosa* L. and *Mitracarpus scaber* Zucc. *Br Microbiol Res J*, Vol 4, 550-9.
- **Silverstein, (1998).** Identification spectroscopique de composés organiques. Paris. 3eme Edition 2016, P75
- **Singh U P, Srivastava J & Khosa R (2002).** Effect of Ent-norsecurinine, an Alkaloid, on Spore Germination of Some Fungi, *Folia Microbiology*, Vol, 30(4), 225-227,
- **Smid EJ, Gorris LGM (1999).** Natural antimicrobials for food preservation. In: Rahman MS, editor. Handbook of food preservation. New York: Marcel Dekker. 285-308.
- **Soliman A., Abu-El-Zahab H. S & Alswiai G. A, (2013).** Efficacy evaluation of the protein isolated from *Peganum harmala* seeds as an antioxidant in liver of rats Asian Pacific. *Journal of Tropical Medicine*, 285-295
- **Soro D, Kone M. Kone W. D & Kamanzi K, 2012 :** Evaluation de l'activité antifongique par bioautographie de quelques plantes médicinales de côte d'ivoire contre deux formes spéciales de *Fusarium oxysporum*. *Agronomie Africaine*, Vol 24 (1), 19 - 28
- **Tantaoui. A & Boisson. C (1991).** Compatibilité végétative d'isolats du *Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis* et de *Fusarium oxysporum* de la rhizosphère du Palmier dattier et des sols de palmeraies, *Phytopathologica. Mediterania.*, Vol 30, 155-163
- **Thompson E O., (2014).** Variation in plants secondary metabolites and potential ecological roles, Environmental science, biology, A review
- **Tlili M., L, Hammoudi R., Chouikh A., Hadj-Mahammed M (2020).** Antidiabetic, Anti-Alzheimer And Antioxidant Activities Of Alkaloids Extract Of *Pergularia tomentosa* L.

Collected From Algerian Sahara. *International Journal of Sciences and Research*, Vol 76 (2/1) DOI: 10.21506/j.ponte.2020.2.13

- **Omidbeygi M., Barzegar M., Hamidi Z. & Nalhdibadi, H (2007).** Antifungal activity of thyme, summer savory and clove essential oils against *Aspergillus flavus* in liquid medium and tomato paste. *Food Control*, Vol 18, 1518-1523.
- **Ortuno (2006).** *Citrus paradisi* and *citrus sinensis* flavonoids: Their influence in the defence mechanism against *Penicillium digitatum*. *Food Chemistry*, Vol 98 (2), 351-358
- **Øyvind M. A & Kenneth R. M (2006).** Flavonoids. Chemistry, Biochemistry and Applications. *Ed. CRC Press, Taylor & Francis Group USA*, P1212.
- **Ultee A, Bennik M. H. J & Moezelaar R (2002).** The Phenolic Hydroxyl Group of Carvacrol Is Essential for Action against the Food-Borne Pathogen *Bacillus cereus*, *Applied and environmental microbiology*, Vol 68 (4), 1561–1568
- **Waksmundzka-Hajnos, M & Mirosław A.H. (2008).** Application of TLC in the Isolation and Analysis of Coumarins. *TLC in Phytochemistry*. USA: CRC Press Taylor & Francis Group. 365-404
- **Wang L. et Weller C.L. (2006).** Recent advances in extraction of nutraceuticals from plants. *Trends in Food Science & Technology*, Vol 17(6), 300-312.
- **Walt & Liebenberg (1999).** On *Mauginiella scaettae* Central bureau voor Schimmel cultures, Baarn, Holland, *Microbiology Research Group, Council for Scientific and Industrial Research*, Pretoria, 42-45.
- **Yan, D., Jin, C., Xiao, X.-H., & Dong, X.-P. (2008).** Antimicrobial properties of berberine alkaloids in *Coptis chinensis* Franch by microcalorimetry. *Journal of biochemical and biophysical methods*, Vol 70 (6), 845-849.
- **Yoshimura H., Sawai Y., Tamotsu S. & Sakai A (2010).** 1, 8-cineole inhibits both proliferation and elongation of BY-2 cultured tobacco cells, *J Chem Ecol.*, 1-9.
- **Zouaoui S. A, Megherbi B. A, Toumi B. F & Ouair D (2018).** Contribution à l'étude du pouvoir antifongique des graines du *Chenopodium quinoa* Wild vis-à-vis de deux champignons phytopathogènes de l'orge : *Pyrenophora tritici-repentis* et *Rhynchosporium secalis*. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, Vol. 87, 100- 111

Annexe



ANNEXES

Tableau 1 : Teneur en matière sèche es extraits des plantes.

| Teneur en MS | MOYEN = poids de 1ml extrait frais | MOYEN = poids de 1ml extrait sec | la teneur en matière sèche |
|------------------------------|---------------------------------------|-------------------------------------|-------------------------------|
| <i>P. harmala</i> graines | 1.04 | 0.21 | 20.1 |
| <i>P. harmala</i> feuilles | 1.14 | 0.25 | 0.22 |
| <i>C. cinerea</i> feuilles | 1.07 | 0.25 | 0.24 |
| <i>C. cinerea</i> fleurs | 0,93 | 0,17 | 0,18 |
| <i>P. tomentosa</i> feuilles | 1.02 | 0.21 | 0.21 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 1.01 | 0.11 | 0.11 |

Tableau 2 : Analyse ANOVA *Mauginiella scaettae* Cav

| | SS | Degr. of (Freedom) | MS | F | p |
|------------------------------------|----------|-----------------------|----------|-----------|----------|
| Intercept | 1351660 | 1 | 1351660 | 1882,543 | 0 |
| Extrait | 279426,3 | 5 | 55885,26 | 77,834956 | 0 |
| Concentration | 43180,95 | 6 | 7196,825 | 10,023475 | 0 |
| Extrait*Concentration | 228449,4 | 30 | 7614,981 | 10,605868 | 0 |
| TEMPS | 72096,68 | 4 | 18024,17 | 174,38128 | 0 |
| TEMPS*Extrait | 29726,65 | 20 | 1486,332 | 14,380054 | 0 |
| TEMPS*Concentration | 7233,309 | 24 | 301,3879 | 2,915885 | 0,00001 |
| TEMPS*Extrait*Concentration | 21149,85 | 120 | 176,2487 | 1,705181 | 0,000106 |

Tableau 3: Analyse ANOVA *Fusarium oxysporum* f.sp. *albedinis*

| | SS | Degr. of (Freedom) | MS | F | p |
|------------------------------------|----------|-----------------------|----------|-----------|---------|
| Intercept | 1299048 | 1 | 1299048 | 3794,5387 | 0 |
| Extrait | 73430,46 | 5 | 14686,09 | 42,898307 | 0 |
| Concentration | 156204,1 | 6 | 26034,01 | 76,045765 | 0 |
| Extrait*Concentration | 96696,01 | 30 | 3223,2 | 9,415019 | 0 |
| Error | 28414,77 | 83 | 342,3467 | | |
| TEMPS | 4909,695 | 4 | 1227,424 | 37,292878 | 0 |
| TEMPS*Extrait | 16694,49 | 20 | 834,7245 | 25,361478 | 0 |
| TEMPS*Concentration | 2177,461 | 24 | 90,72754 | 2,75658 | 0,00003 |
| TEMPS*Extrait*Concentration | 19423,41 | 120 | 161,8617 | 4,917854 | 0 |

| | | | | | |
|--------------|----------|-----|----------|--|--|
| Error | 10927,14 | 332 | 32,91309 | | |
|--------------|----------|-----|----------|--|--|

Tableau 5: Taux d'inhibition % (*Maginiella scaettae* Cav)

| Extrait | Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h |
|----------------------------------|---------------|-------|--------|-------|-------|-------|
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 5% | 25 | 56,65 | 22,44 | 21,07 | 31,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 5% | 37,5 | 63,87 | 0,00 | 0,00 | 1,02 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 5% | 37,5 | 63,87 | 12,10 | 17,13 | 19,02 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 10% | 0 | 34,97 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 10% | 50 | 71,10 | 22,44 | 9,23 | 16,02 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 10% | 0 | 27,75 | 0,00 | 0,00 | 1,02 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 20% | 50 | 71,10 | 43,12 | 25,02 | 31,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 20% | 18,75 | 53,03 | 12,10 | 9,23 | 22,02 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 20% | 0 | 27,75 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 30% | 75 | 85,55 | 63,81 | 64,48 | 64,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 30% | 50 | 71,10 | 22,44 | 25,02 | 37,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 30% | 25 | 56,65 | 0,00 | 0,00 | 10,02 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 40% | 50 | 71,10 | 43,12 | 36,86 | 34,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 40% | 37,5 | 63,87 | 17,27 | 5,29 | 22,02 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 40% | 50 | 71,10 | 27,61 | 13,18 | 34,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 50% | 82,5 | 89,88 | 68,98 | 32,91 | 28,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 50% | 100 | 100,00 | 68,98 | 68,43 | 70,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 50% | 100 | 100,00 | 79,32 | 76,32 | 70,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 100% | 100 | 100,00 | 89,66 | 72,38 | 67,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 100% | 87,5 | 92,77 | 79,32 | 44,75 | 43,01 |
| <i>C. cinerea</i> inflorescences | 100% | 100 | 100,00 | 89,66 | 84,21 | 88,00 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 5% | 28,06 | 11,32 | 6,93 | 0,00 | 7,69 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 5% | 40,05 | 31,79 | 27,61 | 16,90 | 23,08 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 5% | 28,06 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 11,54 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 10% | 52,04 | 45,43 | 27,61 | 16,90 | 15,38 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 10% | 40,05 | 31,79 | 27,61 | 16,90 | 23,08 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 10% | 40,05 | 31,79 | 12,10 | 12,28 | 15,38 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 20% | 28,06 | 59,07 | 45,71 | 49,22 | 46,15 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 20% | 52,04 | 65,89 | 48,29 | 53,83 | 53,85 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 20% | 52,04 | 38,61 | 17,27 | 21,51 | 30,77 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 30% | 76,02 | 52,25 | 43,12 | 39,98 | 46,15 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 30% | 52,04 | 59,07 | 48,29 | 49,22 | 57,69 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 30% | 40,05 | 31,79 | 27,61 | 30,75 | 42,31 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 40% | 76,02 | 86,36 | 68,98 | 58,45 | 53,85 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 40% | 76,02 | 86,36 | 68,98 | 49,22 | 42,31 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 40% | 76,02 | 86,36 | 84,49 | 81,53 | 38,46 |

| | | | | | | |
|---------------------------|------|--------|--------|--------|--------|--------|
| <i>C. cinerea</i> feuille | 50% | 76,02 | 79,54 | 74,15 | 53,83 | 38,46 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 50% | 100,00 | 93,18 | 84,49 | 76,92 | 69,23 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 50% | 100,00 | 86,36 | 68,98 | 72,30 | 46,15 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 100% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 90,77 | 92,31 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 100% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>C. cinerea</i> feuille | 100% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 5% | 26,79 | 33,77 | 20,39 | 7,68 | 8,03 |
| <i>P. harmala</i> graines | 5% | 12,15 | 25,50 | 8,14 | 7,68 | 0,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 5% | 26,79 | 33,77 | 5,08 | 17,40 | 10,12 |
| <i>P. harmala</i> graines | 10% | 100,00 | 91,72 | 81,63 | 80,56 | 79,10 |
| <i>P. harmala</i> graines | 10% | 100,00 | 83,44 | 69,38 | 63,56 | 63,42 |
| <i>P. harmala</i> graines | 10% | 59,74 | 58,61 | 47,95 | 51,41 | 42,52 |
| <i>P. harmala</i> graines | 20% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 20% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 20% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 30% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 30% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 30% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 40% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 40% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 40% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 50% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 50% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 50% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 100% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 100% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> graines | 100% | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 | 100,00 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 5% | 59,35 | 59,28 | 45,05 | 38,82 | 35,75 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 5% | 64,43 | 70,14 | 55,62 | 42,22 | 32,24 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 5% | 64,43 | 66,34 | 61,96 | 52,41 | 44,51 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 10% | 100,00 | 89,14 | 61,96 | 45,62 | 38,67 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 10% | 74,59 | 70,14 | 50,97 | 35,42 | 32,83 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 10% | 79,67 | 78,28 | 61,96 | 52,41 | 32,83 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 20% | 84,76 | 72,86 | 57,73 | 45,62 | 32,83 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 20% | 59,35 | 56,57 | 49,28 | 38,82 | 15,30 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 20% | 77,64 | 78,28 | 57,73 | 45,62 | 35,75 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 30% | 57,32 | 48,43 | 49,28 | 28,62 | 26,99 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 30% | 44,11 | 56,57 | 53,51 | 38,82 | 25,53 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 30% | 33,94 | 40,28 | 38,72 | 25,22 | 18,22 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 40% | 100,00 | 51,14 | 40,83 | 32,02 | 18,22 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 40% | 79,67 | / | / | / | / |
| <i>P. harmala</i> feuille | 40% | 33,94 | 29,42 | 15,47 | 18,42 | 24,07 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 50% | 39,02 | 29,42 | 28,15 | 25,22 | 18,22 |

| | | | | | | |
|-----------------------------|------|--------|--------|-------|-------|-------|
| <i>P. harmala</i> feuille | 50% | 59,35 | 40,28 | 36,60 | 35,42 | 18,22 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 50% | 18,70 | 34,85 | 23,92 | 25,22 | 0,70 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 100% | 57,32 | 51,14 | 49,28 | 38,82 | 18,22 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 100% | 64,43 | 45,71 | 36,60 | 25,22 | 18,22 |
| <i>P. harmala</i> feuille | 100% | 28,86 | 29,42 | 32,38 | 28,62 | 24,07 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 5% | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 5% | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 5% | 33,33 | 0,00 | 8,81 | 0,00 | 12,15 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 10% | 100,00 | 9,91 | 0,00 | 0,00 | 4,83 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 10% | 100,00 | 39,94 | 0,00 | 6,93 | 12,15 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 10% | 33,33 | 9,91 | 0,00 | 0,00 | 4,83 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 20% | 66,67 | 39,94 | 24,01 | 17,27 | 12,15 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 20% | 33,33 | 69,97 | 16,41 | 17,27 | 19,47 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 20% | 100,00 | 39,94 | 35,41 | 32,78 | 23,13 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 30% | 33,33 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 30% | 66,67 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 4,83 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 30% | 33,33 | 9,91 | 1,22 | 6,93 | 19,47 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 40% | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 40% | 33,33 | 39,94 | 8,81 | 17,27 | 19,47 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 40% | 33,33 | 39,94 | 0,00 | 0,00 | 1,17 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 50% | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 50% | 33,33 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 50% | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 100% | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 100% | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> graines | 100% | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 5% | 66,67 | 75,98 | 84,80 | 87,59 | 70,72 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 5% | 100,00 | 100,00 | 73,40 | 43,12 | 41,43 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 5% | 66,67 | 63,96 | 62,01 | 27,61 | 34,11 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 10% | 33,33 | 24,92 | 0,00 | 1,76 | 30,45 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 10% | 100,00 | 84,98 | 24,01 | 1,76 | 4,83 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 10% | 100,00 | 84,98 | 54,41 | 37,95 | 34,11 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 20% | 66,67 | 69,97 | 39,21 | 27,61 | 19,47 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 20% | 100,00 | 100,00 | 84,80 | 58,63 | 41,43 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 20% | 46,67 | 54,95 | 24,01 | 0,00 | 4,83 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 30% | 100,00 | 93,99 | 39,21 | 27,61 | 26,79 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 30% | 33,33 | 39,94 | 8,81 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 30% | 50,00 | 32,43 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 40% | 100,00 | 69,97 | 54,41 | 12,10 | 19,47 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 40% | 100,00 | 39,94 | 24,01 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 40% | 0,00 | 39,94 | 39,21 | 17,27 | 19,47 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 50% | 100,00 | 39,94 | 39,21 | 17,27 | 19,47 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 50% | 33,33 | 39,94 | 8,81 | 17,27 | 0,00 |

| | | | | | | |
|-----------------------------|------|-------|-------|-------|-------|-------|
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 50% | 66,67 | 69,97 | 24,01 | 0,00 | 12,15 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 100% | 33,33 | 9,91 | 0,00 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 100% | 33,33 | 39,94 | 8,81 | 0,00 | 0,00 |
| <i>P. tomentosa</i> feuille | 100% | 66,67 | 69,97 | 39,21 | 17,27 | 19,47 |

Tableau 5: Taux d'inhibition % (*Fusarium oxysporum* f. sp. *albedinis*)

| Extrait | Concentration | 72h | 96h | 120h | 144h | 168h |
|---------------------------|---------------|-------|-------|-------|--------|-------|
| C .cinerea inflorescences | 5% | 15,31 | 9,2 | 20,59 | 0,84 | 6,98 |
| C .cinerea inflorescences | 5% | 1,2 | 17,09 | 17,65 | 5,92 | 6,98 |
| C .cinerea inflorescences | 5% | 15,31 | 28,94 | 47,06 | 31,35 | 23,26 |
| C .cinerea inflorescences | 10% | 43,54 | 56,57 | 55,88 | 45,33 | 37,21 |
| C .cinerea inflorescences | 10% | 71,77 | 44,73 | 55,88 | / | / |
| C .cinerea inflorescences | 10% | 43,54 | 40,78 | 50 | 44,06 | 34,88 |
| C .cinerea inflorescences | 20% | 50,6 | 44,73 | 44,12 | 41,52 | 39,53 |
| C .cinerea inflorescences | 20% | 71,77 | 64,47 | 70,59 | 59,32 | 53,49 |
| C .cinerea inflorescences | 20% | 57,66 | 60,52 | 64,71 | 54,23 | 51,16 |
| C .cinerea inflorescences | 30% | 50,6 | 52,63 | 50 | 54,23 | 51,16 |
| C .cinerea inflorescences | 30% | 57,66 | 60,52 | 58,82 | 49,15 | 46,51 |
| C .cinerea inflorescences | 30% | 57,66 | 72,36 | 67,65 | 61,86 | 58,14 |
| C .cinerea inflorescences | 40% | 68,24 | 78,29 | 76,47 | 79,66 | 72,09 |
| C .cinerea inflorescences | 40% | 78,83 | 76,31 | 82,35 | 74,57 | 76,74 |
| C .cinerea inflorescences | 40% | 78,83 | 68,42 | 70,59 | 69,49 | 72,09 |
| C .cinerea inflorescences | 50% | 29,43 | 40,78 | 47,06 | 44,06 | 44,19 |
| C .cinerea inflorescences | 50% | 85,89 | 72,36 | 76,47 | 79,66 | 80,23 |
| C .cinerea inflorescences | 50% | 71,77 | 56,57 | 55,88 | 106,36 | 44,19 |
| C .cinerea inflorescences | 100% | 64,71 | 60,52 | 58,82 | 59,32 | 55,81 |
| C .cinerea inflorescences | 100% | 96,47 | 84,21 | 79,41 | 82,2 | 81,4 |
| C .cinerea inflorescences | 100% | 100 | 96,05 | 97,06 | 82,2 | 76,74 |
| C. cinerea feuille | 5% | 0 | 0 | 0 | 0,84 | 6,98 |
| C. cinerea feuille | 5% | 1,2 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| C. cinerea feuille | 5% | 29,43 | 9,2 | 17,65 | 8,47 | 11,63 |
| C. cinerea feuille | 10% | 22,37 | 32,89 | 35,29 | 23,72 | 23,26 |
| C. cinerea feuille | 10% | 29,43 | 17,09 | 32,35 | 36,44 | 39,53 |
| C. cinerea feuille | 10% | 36,49 | 48,68 | 58,82 | 56,78 | 55,81 |
| C. cinerea feuille | 20% | 29,43 | / | / | / | / |
| C. cinerea feuille | 20% | 36,49 | 36,83 | 50 | 54,23 | 53,49 |
| C. cinerea feuille | 20% | 57,66 | 68,42 | 73,53 | 61,86 | 65,12 |
| C. cinerea feuille | 30% | 22,37 | 28,94 | 29,41 | 26,26 | 25,58 |
| C. cinerea feuille | 30% | 22,37 | 26,96 | 23,53 | 23,72 | 18,6 |

| | | | | | | |
|--------------------|------|-------|-------|-------|-------|-------|
| C. cinerea feuille | 30% | 29,43 | 36,83 | 47,06 | 46,61 | 46,51 |
| C. cinerea feuille | 40% | / | / | / | / | / |
| C. cinerea feuille | 40% | 27,44 | 20,98 | 37,11 | 40,29 | 43,56 |
| C. cinerea feuille | 40% | 36,49 | 28,94 | 44,12 | 51,69 | 47,67 |
| C. cinerea feuille | 50% | 57,66 | 66,44 | 73,53 | 77,12 | 76,74 |
| C. cinerea feuille | 50% | 43,54 | 48,68 | 58,82 | 49,15 | 37,21 |
| C. cinerea feuille | 50% | 50,6 | 64,47 | 70,59 | 64,4 | 51,16 |
| C. cinerea feuille | 100% | 64,71 | 60,52 | 70,59 | 64,4 | 62,79 |
| C. cinerea feuille | 100% | 61,19 | 72,36 | 79,41 | 79,66 | 79,07 |
| C. cinerea feuille | 100% | 68,24 | 56,57 | 67,65 | 59,32 | 58,14 |
| P. harmala graines | 5% | 18,9 | 23,53 | 20,3 | 31,64 | 31,81 |
| P. harmala graines | 5% | 35,12 | / | / | / | / |
| P. harmala graines | 5% | 18,9 | 17,65 | 15,61 | 24,04 | 18,17 |
| P. harmala graines | 10% | 18,9 | 32,35 | 32,02 | 31,64 | 28,4 |
| P. harmala graines | 10% | 43,23 | 41,18 | 39,05 | 46,83 | 36,92 |
| P. harmala graines | 10% | 43,23 | 35,29 | 34,36 | 43,03 | 31,81 |
| P. harmala graines | 20% | 43,23 | 41,18 | 43,74 | 46,83 | 45,45 |
| P. harmala graines | 20% | 51,34 | 41,18 | 43,74 | 50,63 | 45,45 |
| P. harmala graines | 20% | 67,56 | 35,29 | 34,36 | 39,23 | 31,81 |
| P. harmala graines | 30% | 67,56 | 58,82 | 57,81 | 58,22 | 55,68 |
| P. harmala graines | 30% | 67,56 | 58,82 | 57,81 | 62,02 | 52,27 |
| P. harmala graines | 30% | 63,5 | 52,94 | 53,12 | 54,42 | 55,68 |
| P. harmala graines | 40% | 63,5 | 64,71 | 62,49 | 63,92 | 59,09 |
| P. harmala graines | 40% | 59,45 | 58,82 | 57,81 | 62,02 | 62,5 |
| P. harmala graines | 40% | 63,5 | 58,82 | 57,81 | 62,02 | 62,5 |
| P. harmala graines | 50% | 79,72 | 82,35 | 71,87 | 73,41 | 69,31 |
| P. harmala graines | 50% | 75,67 | 64,71 | 67,18 | 73,41 | 65,91 |
| P. harmala graines | 50% | 87,83 | 76,47 | 71,87 | 65,82 | / |
| P. harmala graines | 100% | 91,89 | 88,24 | 85,94 | 88,61 | 89,77 |
| P. harmala graines | 100% | 83,78 | 88,24 | 76,56 | 77,21 | 76,13 |
| P. harmala graines | 100% | 83,78 | 82,35 | 85,94 | 88,61 | 82,95 |
| P. harmala feuille | 5% | 2,68 | 11,76 | 15,61 | 12,65 | 7,94 |
| P. harmala feuille | 5% | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| P. harmala feuille | 5% | 27,01 | 29,41 | / | / | / |
| P. harmala feuille | 10% | 31,06 | 29,41 | 24,99 | 29,74 | 24,99 |
| P. harmala feuille | 10% | 10,79 | 11,76 | 20,3 | 27,84 | 21,58 |
| P. harmala feuille | 10% | 35,12 | 29,41 | 34,36 | 43,03 | |
| P. harmala feuille | 20% | 51,34 | 35,29 | 43,74 | 39,23 | 35,22 |
| P. harmala feuille | 20% | 59,45 | 52,94 | 48,43 | 50,63 | 42,04 |
| P. harmala feuille | 20% | 67,56 | 47,06 | 48,43 | 46,83 | 42,04 |
| P. harmala feuille | 30% | 51,34 | 47,06 | 48,43 | 43,03 | 35,22 |
| P. harmala feuille | 30% | 47,28 | 47,06 | 43,74 | 43,03 | 31,81 |
| P. harmala feuille | 30% | 43,23 | 41,18 | 41,4 | 33,54 | 26,7 |

| | | | | | | |
|----------------------|------|-------|-------|-------|-------|-------|
| P. harmala feuille | 40% | 59,45 | 52,94 | 48,43 | 46,83 | 45,45 |
| P. harmala feuille | 40% | 43,23 | 40 | 48,43 | 50,63 | 48,86 |
| P. harmala feuille | 40% | 59,45 | 47,06 | 46,09 | 50,63 | 52,27 |
| P. harmala feuille | 50% | 59,45 | 47,06 | 48,43 | 35,11 | 27,33 |
| P. harmala feuille | 50% | / | / | / | / | / |
| P. harmala feuille | 50% | 51,34 | 41,18 | 39,05 | 46,83 | 28,4 |
| P. harmala feuille | 100% | 67,56 | 52,94 | 53,12 | 54,42 | / |
| P. harmala feuille | 100% | 51,34 | 47,06 | 48,43 | 50,63 | 30,11 |
| P. harmala feuille | 100% | 51,34 | 35,29 | 43,74 | 43,03 | 18,17 |
| P. tomentosa graines | 5% | / | / | / | / | / |
| P. tomentosa graines | 5% | 87,75 | 48,59 | 35,1 | 16,88 | 0 |
| P. tomentosa graines | 5% | 69,38 | 25,02 | 13,13 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 10% | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 10% | 26,52 | 0 | 0,26 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 10% | 69,38 | 48,59 | 48,52 | 33,63 | 31,30 |
| P. tomentosa graines | 20% | 2,02 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 20% | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 20% | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 30% | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 30% | 8,14 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 30% | 14,27 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 40% | 81,63 | 52,87 | 0,26 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 40% | 51,01 | 27,16 | 3,47 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 40% | 20,39 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| P. tomentosa graines | 50% | 87,75 | 27,16 | 13,13 | 15,05 | 15,27 |
| P. tomentosa graines | 50% | 85,98 | 33,98 | 15,83 | 14,46 | 16,87 |
| P. tomentosa graines | 50% | / | / | / | / | / |
| P. tomentosa graines | 100% | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 |
| P. tomentosa graines | 100% | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 |
| P. tomentosa graines | 100% | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 |
| P. tomentosa feuille | 5% | / | / | / | / | / |
| P. tomentosa feuille | 5% | 32,64 | 35,73 | 42,08 | 44,25 | 46,19 |
| P. tomentosa feuille | 5% | 20,39 | 22,88 | 35,65 | 36,29 | 40,46 |
| P. tomentosa feuille | 10% | 38,76 | 40,02 | 48,52 | 52,22 | 45,04 |
| P. tomentosa feuille | 10% | / | / | / | / | / |
| P. tomentosa feuille | 10% | 44,89 | 46,44 | 54,95 | 54,87 | 49,62 |
| P. tomentosa feuille | 20% | 69,38 | 61,44 | 61,39 | 65,49 | 65,65 |
| P. tomentosa feuille | 20% | 57,13 | 48,59 | 51,74 | 52,22 | 47,33 |
| P. tomentosa feuille | 20% | 57,13 | 65,72 | 64,61 | 65,49 | 63,36 |
| P. tomentosa feuille | 30% | 51,01 | 52,87 | 54,95 | 54,87 | 51,91 |
| P. tomentosa feuille | 30% | 41,82 | 44,30 | 58,17 | 49,56 | 45,04 |
| P. tomentosa feuille | 30% | 57,13 | 57,16 | 58,17 | 57,53 | 56,49 |
| P. tomentosa feuille | 40% | 63,26 | 70,01 | 71,04 | 73,45 | 67,94 |

| | | | | | | |
|----------------------|------|-------|-------|-------|-------|-------|
| P. tomentosa feuille | 40% | / | / | / | / | / |
| P. tomentosa feuille | 40% | 69,38 | 65,72 | 66,22 | 65,49 | 63,36 |
| P. tomentosa feuille | 50% | 75,51 | 70,01 | 67,82 | 65,49 | 63,36 |
| P. tomentosa feuille | 50% | 63,26 | 65,72 | 72,65 | 73,45 | 70,23 |
| P. tomentosa feuille | 50% | 51,01 | / | / | / | / |
| P. tomentosa feuille | 100% | 75,51 | 74,29 | 71,04 | 70,80 | 65,65 |
| P. tomentosa feuille | 100% | 69,38 | 70,01 | 67,82 | 65,49 | 61,07 |
| P. tomentosa feuille | 100% | / | / | / | / | / |