

UNIVERSITE KASDI MERBAH OUARGLA

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences Agronomiques



Mémoire de Master Académique

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences agronomiques

Spécialité : Phytoprotection et environnement

Présenté par : Mlle. Chaimaa KAFI

THÈME

Utilisation du *Metarhizium anisopliae* sur termites chez le palmier dattier

Soutenu publiquement

Le : 23/06/2025

Devant le jury :

| | | | |
|-----------------------------|--------------|-----|-------------|
| M. Khaled Chaich | Président | MCA | UKM Ouargla |
| M. Raouf Korichi | Promoteur | MCA | UKM Ouargla |
| Mme. Rokia Bouzgueg-Chenouf | Examinatrice | MCA | UKM Ouargla |

Année universitaire : 2024/2025

Remerciements

Avant tout, Louange à Dieu, c'est grâce à lui que je suis arrivée à ce niveau. Á l'heure où j'apporte la touche finale à ce mémoire.

Je tiens aussi à remercier les membres de jury Mr. K. Chaich, maitre de conférences à la faculté SNV pour avoir accepté de présider ce jury et Mme. R. Bouzgueg-Chenouf, maitre de conférences à la faculté SNV, pour avoir bien voulu me faire honneur d'examiner ce mémoire.

Je tiens à remercier les personnes qui m'ont permis de réaliser ce mémoire : mes Chaleureux remerciements à mon encadrant Mr. R. Korichi pour m'avoir encadré le long de ce travail, je le remercie pour sa patience et pour avoir proposé, orienté ainsi que pour les efforts et ses conseils.

Mes remerciements vont également à Mme. Oussaid Yamina, chef de service au département mycologie de l'Institut National de la Protection des végétaux d'El Harrach, de m'avoir donné toute les facilités pour la réalisation de ce travail, qu'elle trouve ici l'expression de ma profonde gratitude.

A Mr. Med. Bellatreche chef de service contrôle et suivi technique à l'Institut National de protection des végétaux d'El Harrach, pour m'avoir fait l'honneur d'orienter ce travail et de ses précieux conseils et orientations sur la démarche à suivre.

Je remercie particulièrement Mme. Khellaf S., Mr. Bouricha M., Mr. Youcef M. et Mr. Chaich K. pour leur orientations, aide et conseils.

J'apporte ma reconnaissance et gratitude envers tous les enseignants, les responsables du Département d'Agronomie de l'Université Kasdi Merbah Ouargla, sans exception.

Enfin, je tiens à exprimer, mes remerciements à toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail exceptionnellement Mr. Lakehal, Beggari et Mr. Laamri Abderrazak pour leurs efforts.

Merci à tous et à toutes.

Dédicace

Au terme de ce travail, je tiens à dédier ce mémoire tout
particulièrement à mes très chers parents que j'aime :

Mon père Mohamed Zineddine et ma mère Khalida pour tous leur sacrifice, leur amour, leurs
prières tout au long de mes études.

A mes chères sœurs Nihad et Safia pour leur encouragement
permanent, leur soutien moral.

A mon cher frère, Moussa pour son appui et son
encouragement.

A tous mes cousins et cousines et toute ma famille maternelle et
paternelle.

Aux familles : Kafi-Anseur

A toutes mes amis : Fatma, Rayane, Wissam, Ikram, Malak, Djanna.

A toute la promotion d'Agronomie et phytoprotection et environnement dont je garde des
souvenirs inoubliables.

A tous ceux qui m'aiment, et que j'aime.

Chaimaa Kafi

Liste des abréviations

CL50 : Concentration létale qui provoque 50% de mortalité dans la population étudiée.

CL90 : Concentration létale qui provoque 90% de mortalité dans la population étudiée.

TL50 : Temps nécessaire pour que 50% d'une population d'organismes meure.

INPV : Institut National de la Protection des Végétaux.

SDA : La gélose de Sabouraud Dextrose.

ANOVA : Analyse de la variance.

µm : Micrometer.

K : Nombre de groupes comparés.

P : Valeur de probabilité.

D : Concentration.

M. anisopliae : *Metarhizium anisopliae*.

Liste des figures

| | |
|--|----|
| Figure 1 : A : mycélium de <i>M. anisopliae</i> avec sporulation de conidies. B: Culture de <i>M. anisopliae</i> sur gel de dextrose | 7 |
| Figure 2 : Caractéristiques de la colonie de <i>Metarhizium anisopliae</i> | 9 |
| Figure 3 : (a) et (b) Aspect microscopique de <i>Metarhizium anisopliae</i> | 9 |
| Figure 4 : Cycle de développement du champignon <i>Metarhizium anisopliae</i> | 11 |
| Figure 5 : Cycle biologique et mode d'infection des champignons entomopathogènes | 12 |
| Figure 6 : Mode de vie des termites | 16 |
| Figure 7 : Cycle de vie du termite souterrain de Formose, <i>Coptotermes formosanus</i> Shiraki | 17 |
| Figure 8 : Castes (reproducteurs, soldats et pseudergates – reproducteurs immatures) du termite du bois sec des Antilles, <i>Cryptotermes brevis</i> (Walker). | 17 |
| Figure 9 : Etape de préparation pour l'isolement de champignon | 23 |
| Figure 10 : Purification de <i>Metarhizium</i> | 23 |
| Figure 11 : Collecte des termites dans une ancienne palmeraie à El Goug (Touggourt)..... | 24 |
| Figure 12 : Boite de conservation des termites | 25 |
| Figure 13 : Préparation des doses de <i>M. anisopliae</i> a : Grattement de la colonie fongique, b :Filtration de la solution mère, c : Détermination de la dose du solution mère, d,e : Dilution du solution mère à savoir : 10^8 , 10^6 , 10^4 , 10^2 spores /ml. | 26 |
| Figure 14 : Différentes étapes de traitement des termites par contact..... | 27 |
| Figure 15 : (A) Cadavres des termites traités par <i>Metarhizium anisopliae</i> , (B) Isolement des cadavres. | 30 |
| Figure 16 : Cinétique de mortalité des termites sous l'effet des concentrations de <i>M. anisopliae</i> | 32 |
| Figure 17 : Taux de mortalité des termites sous l'effet de de <i>M. anisopliae</i> | 33 |

Liste des tableaux

| | |
|--|----|
| Tableau 1 : Principaux dommages causés par les termites en agriculture. | 18 |
| Tableau 2: Matériel et produits utilisée au laboratoire. | 22 |
| Tableau 3 : Valeurs de CL50 et CL90..... | 33 |
| Tableau 4 : Valeurs de TL 50..... | 34 |
| Tableau 5 : Test de Shapiro-Wilk | 36 |
| Tableau 6 : Statistique descriptive des différentes concentrations de <i>Metarhizium anisopliae</i> | 36 |
| Tableau 7 : Résultat du test de Kruskal-Wallis. | 37 |
| Tableau 8 : Comparaison multiple des groupes (Steel-Dwass-Critchlow-Fligner)..... | 37 |

Table des matières

| | |
|--|----|
| Remerciements..... | A |
| Dédicace | B |
| Liste des abréviations | C |
| Liste des figures | D |
| Liste des tableaux | E |
| Introduction | 1 |
| Partie bibliographique | |
| I.1. Champignons entomopathogènes | |
| I.1.1. Généralités | 6 |
| I.1.2. Métabolites des champignons entomopathogènes | 6 |
| I.1.3. Genre <i>Metarhizium</i> | 7 |
| I.1.3.1. Systématique de <i>Metarhizium anisopliae</i> | 8 |
| I.1.3.2. Caractères morphologiques et cultureux | 8 |
| I.1.3.3. Ecologie | 10 |
| Facteurs abiotiques | 10 |
| Température | 10 |
| Humidité | 10 |
| Facteurs biotiques liés à l'hôte | 11 |
| I.1.3.4. Biologie | 11 |
| I.1.3.5. Mode d'infection | 12 |
| I.1.3.6. Production de <i>Metarhizium anisopliae</i> | 12 |
| I.1.3.7. Effets sur les populations auxiliaires | 13 |
| I.2. Termites | |
| I.2.1. Généralités sur les termites | 15 |
| I.2.2. Systématique..... | 15 |

| | |
|--|-----------|
| I.2.3. Biologie | 15 |
| I.2.4. Ecologie..... | 17 |
| I.2.5. Dommages..... | 18 |
| Partie expérimentale | |
| Matériel et méthodes | |
| II.1. Matériel et produits utilisés au laboratoire..... | 22 |
| II.2 Matériel biologique | 22 |
| II.2.1. Mise en culture de <i>Metarhizium anisopliae</i> | 22 |
| II.2.1.1. Identification | 24 |
| II.2.1.1.1. Identification macroscopique | 24 |
| II.2.1.1.2. Identification microscopique | 24 |
| II.2.2. Matériel animal..... | 24 |
| II.3. Conduite de l'essai | 25 |
| II.3.1. Préparation des doses | 25 |
| II.3.2. Traitement par contact | 26 |
| II.4. Analyse Probit | 28 |
| II.5. Test de Kruskal-Wallis..... | 28 |
| Résultats et discussion | |
| III. Résultats et discussion..... | 30 |
| III.1. Observation macroscopique..... | 30 |
| III.2. Effet de <i>Metarhizium anisopliae</i> sur la mortalité des termites | 31 |
| III.2.1. Calcul de CL50 et CL90..... | 33 |
| III.2.2. Calcul du temps l'étal de la moitié de la population (TL 50)..... | 34 |
| III.3. Exploitation statistique | 35 |
| III.3.1. Test de normalité | 36 |
| III.3.2. Analyse statistique par le test de Kruskal-Wallis | 36 |
| Conclusion | 39 |

Références bibliographiques42

Annexes

Résumés

Introduction

Introduction

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera*) constitue une ressource économique et sociale importante pour les régions sahariennes d'Algérie. En tant que culture stratégique, il joue un rôle fondamental dans la sécurité alimentaire, la stabilité écologique et le maintien de la biodiversité oasienne (Bouguedoura, Benkhalifa et Bennaceur, 2010). Cependant, cette ressource stratégique est menacée par une série de ravageurs phytophages, dont les termites (Ben Cheikh *et al.*, 2021).

Ces ravageurs peuvent causer des pertes économiques très importantes dans les palmeraies, en particulier là où les palmiers sont mal entretenus, avec des dommages pouvant atteindre 70-100 % chez les jeunes plants (FAO, s.d., 2018). Selon (Sileshi *et al.*, 2009), dans certaines régions d'Afrique subsaharienne, les termites peuvent détruire jusqu'à 50% des cultures vivrières comme le sorgho et le mil, surtout en zones sèches ou dégradées. Leur présence est souvent difficile à détecter en raison de leur vie souterraine et de leur comportement social organisé, ce qui complique leur gestion (Chouvenc et Su, 2012). Devant l'inefficacité à long terme des traitements chimiques, qui présentent en outre des risques pour la santé humaine, l'environnement et la biodiversité du sol, la recherche se tourne vers des alternatives écologiquement durables. La lutte biologique, notamment par l'usage des champignons entomopathogènes. Parmi eux, *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin est l'un des agents biologiques les plus étudiés et utilisés pour le contrôle des insectes nuisibles, y compris les termites (Zimmermann, 2007 ; Shah et Pell, 2003).

Ce champignon a la capacité de pénétrer la cuticule des insectes grâce à ses enzymes (protéases, chitinases) et de coloniser leur hémocoel, entraînant ainsi la mort en quelques jours (Butt *et al.*, 2001). Plusieurs travaux ont démontré son efficacité contre différentes espèces de termites comme : *Coptotermes formosanus* (Chouvenc *et al.*, 2009), *Reticulitermes flavipes* (Milner, 2003), et *Odontotermes spp.* (Quesada-Moraga et al., 2004). Ces études ont rapporté des CL50 et TL50 variables, influencées par des facteurs comme la souche utilisée, la concentration, l'humidité et le comportement social des termites (auto-toilettage, isolement des infectés).

Malgré l'abondance des recherches sur le contrôle chimique des termites, les données concernant l'usage de *Metarhizium anisopliae* sur les espèces locales de termites attaquant le palmier dattier en Algérie sont encore rares. Il est donc crucial de tester l'efficacité de ce champignon dans les conditions locales, afin de proposer une stratégie de biocontrôle adaptée.

Dans ce contexte, ce travail a pour objectif d'évaluer l'effet de différentes concentrations de *Metarhizium anisopliae* sur la mortalité des termites déprédateurs du palmier dattier, en déterminant notamment les paramètres toxicologiques tels que CL50, CL90, TL50, et proposer éventuellement, une alternative pour la lutte contre les termites du palmier dattier.

Ce document est structuré en une partie bibliographique et une autre expérimentale. Dans la première partie, une revue des champignons entomopathogènes et des termites est développée. Une partie expérimentale développe les biotest et leurs résultats avec discussion. Une introduction et une conclusion aborde et clôture respectivement ce manuscrit.

Partie bibliographique

I.1 Champignons entomopathogènes

I.1.1. Généralités

Les champignons entomopathogènes sont des agents pathogènes eucaryotes qui provoquent des maladies chez les insectes, représentent un vaste groupe hétérogène. Ils se répartissent en 700 espèces appartenant approximativement à 100 ordres (Hamoudi, 2021).

Ces champignons possèdent des noyaux, des organites bien définis et une paroi cellulaire chitineuse. Ils se présentent parfois sous forme de cellules individuelles, mais le plus souvent sous forme de filaments (hyphes) constituant le mycélium et dans lesquels sont rangées les cellules. Leur reproduction se fait par formation de spores sexuées ou asexuées. Les mycètes sont donc capables de vivre dans un environnement rude (Tortora *et al.*, 2003). Selon Abdelaziz (2019), les mycètes se développent à pH légèrement acide (3 et 7) et à une température optimale comprise entre 20°C et 30°C, cependant certaines espèces sont psychrophiles, se développant à des températures très basses (<15°C ou même parfois à <0°C).

Ces champignons peuvent être transmis de trois façons, au sein d'une population d'insectes : horizontalement (au sein d'une même génération par des individus infectés), verticalement (entre générations) ou être déplacés par des vecteurs. Cette troisième méthode joue un rôle important dans la dissémination des champignons vers de nouveaux habitats. Le cycle de vie des champignons entomopathogènes comprend une phase parasite et une phase saprophyte. Ils appartiennent aux taxons Mastigomycotina, Zygomycotina, Ascomycotina et Deuteuromycotina. Le plus grand nombre de pathogènes se trouvent dans la classe des Zygomycètes, mais les plus utilisées en lutte biologique proviennent des Deutéromycètes dont on connaît la reproduction asexuée (champignon imparfait), comme les espèces de genre *Metarhizium* sont les plus utilisées en lutte biologique (Bechiri et Hanachi, 2021).

I.1.2. Métabolites des champignons entomopathogènes

Chez les mycètes, la production de métabolites secondaires est un processus couplé au développement morphologique en particulier à la phase de sporulation. De ce fait, les métabolites secondaires peuvent avoir certaines activités :

1- Métabolites qui activent la sporulation (acide linoléique et ses dérivés produit par *Aspergillus nidulans*).

2- Pigments nécessaires (mélanine) pour la formation des spores sexuelles et asexuelle.

3- Métabolites toxiques secrétés par des colonies à la période approximative de la sporulation (la biosynthèse des mycotoxines).

Ultérieurement, les métabolites secondaires peuvent :

1. Retarder la germination des spores jusqu'à ce que les conditions environnementales soient favorables.
2. Protègent les spores en dormance contre des amibes.
3. Eliminer dans l'environnement immédiat des microorganismes concurrents pendant la germination (Abdelaziz, 2019).

I.1.3. Genre *Metarhizium*

Les espèces du genre *Metarhizium* produisent des spores sexuées uniquement dans des cas exceptionnels. Ces champignons se développent généralement sous leur forme mycélienne et se reproduisent par formation de « conidies ». Du point de vue phylogénétique, si le genre *Metarhizium* (fig. 1, A.B), appartient à la famille des *Clavicipitaceae*. (Ascomycota), sa taxonomie a été passablement revue ces dernières années (Noé *et al.*, 2018).

En effet, l'espèce la plus utilisée en agriculture *Metarhizium anisopliae* s.l. est en fait un complexe de 9 espèces cryptiques génétiquement distinctes, mais morphologiquement identiques : *M. anisopliae* s.s., *M. guizhouense* (syn. *M. taii*), *M. pingshaense*, *M. acridum*, *M. lepidio-tae*, *M. majus*, *M. globosum*, *M. robertsii*, et *M. brunneum*, s'ajoutant aux espèces connues *M. album*, *M. flavoviride* et *M. frigidum* (Noé *et al.*, 2018).

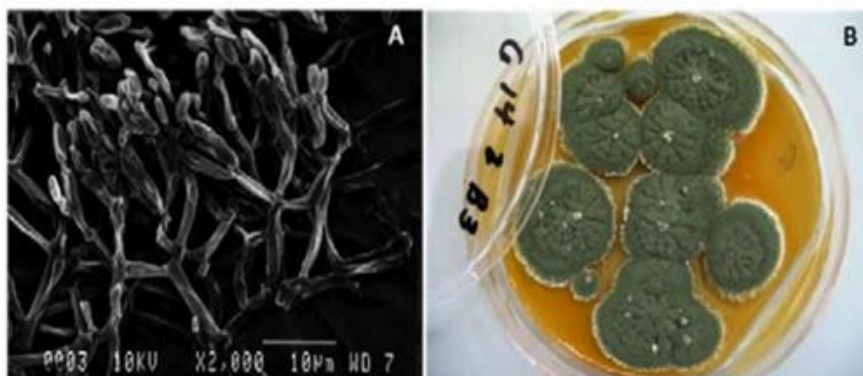


Figure 1: A : mycélium de *M. anisopliae* avec sporulation de conidies.
B: Culture de *M. anisopliae* sur gel de dextrose (Noé *et al.*, 2018).

I.1.3.1. Position systématique de *Metarhizium anisopliae*

La classification de ce genre a été basée sur des caractères morphologiques des conidies et des cellules (Bechiri et Hanachi, 2021).

Règne : Fungi

Embranchement : Dikarya

Sous-embranchement : Ascomycota

Classe : Pezizomycotina

Ordre : Hypocreales

Famille : Clavicipitaceae

Genre : *Metarhizium*

Espèce : *Metarhizium anisopliae* (Metchnikoff) Sorokin, 1883.

I.1.3.2. Caractères morphologiques et culturels

Le genre *Metarhizium* est caractérisé par des spores spécialisées appelées conidies et un appareil végétatif (ou mycélium) septé, autrement dit, les filaments (ou hyphes) sont cloisonnés. Il est caractérisé par la présence des chaînes porteuses des phialides, des colonies de conidies cylindriques, sèches et généralement de couleur verte.

Aspect macroscopique

Après l'ensemencement sur un milieu de culture gélosé, les colonies de la souche apparaissent au bout de 7 jours d'incubation à 28°C et à l'obscurité. Les colonies sont formées d'une agrégation des chaînes conidiennes et sont poudreuses où cotonneuse de couleur blanche devenues verdâtre foncée après la maturation, contournées à leur périphérie (fig. 2). Au 21^{ème} jour d'incubation, pratiquement toutes les souches apparaissent pigmentées (Bechiri et Hanachi, 2021).

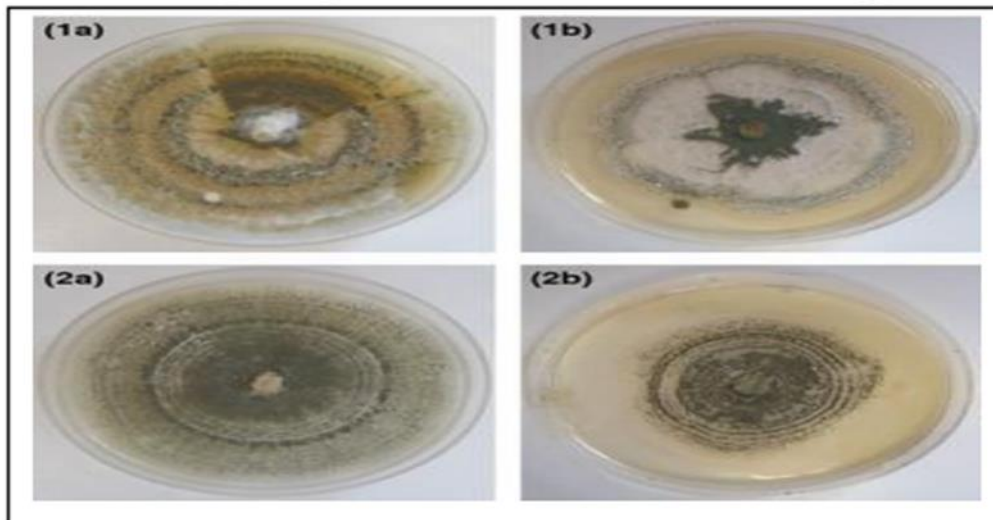


Figure 2 : Caractéristiques de la colonie de *Metarhizium anisopliae* (Bechiri et Hanachi, 2021).

Aspect microscopique

Metarhizium anisopliae est caractérisé par des conidiophores de longueur variable, courte, irrégulièrement ramifiées ou non et arrangés en groupes compacts formant une masse de spores. Leur aspect microscopique, montre que leur fructification se fait sous forme de phialides ; ces derniers donnent naissance aux conidies ou phialospores. Les phialides peuvent être uniques, en paires ou plusieurs, ont une forme cylindrique ou légèrement gonflés. Les spores étant allongées avec des cotés parallèles (fig. 3 a,b).

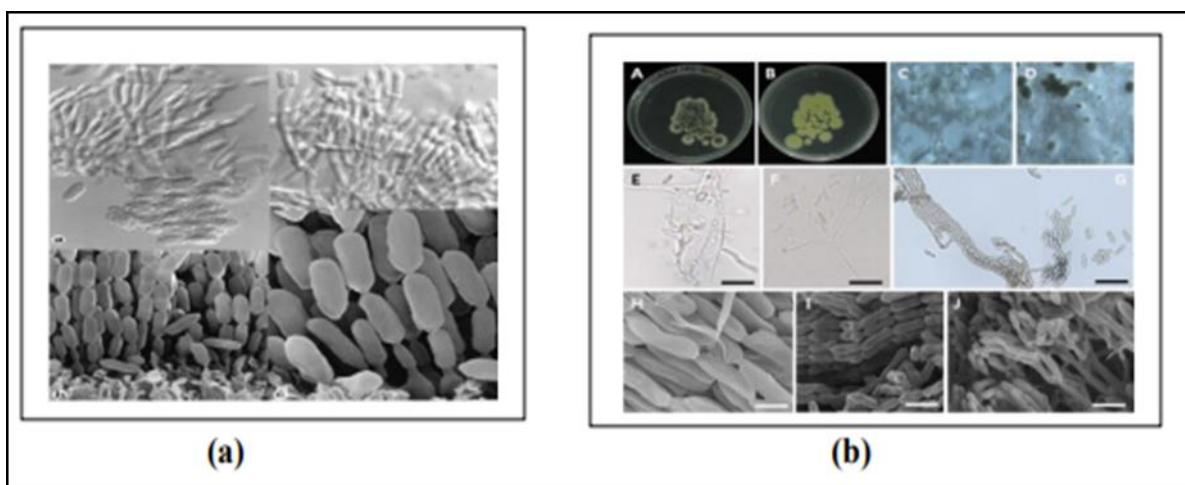


Figure 3 : (a) et (b) Aspect microscopique de *Metarhizium anisopliae* (Bechiri et Hanachi, 2021).

I.1.3.3. Ecologie

Facteurs abiotiques

Des facteurs climatiques notamment la température et l'humidité ambiante influencent sur le développement et la croissance de *M. anisopliae*.

Température

Des études ont établi que la température de la croissance de *Metarhizium anisopliae* était plus importante à 20°C qu'à 28°C (Bechiri et Hanachi, 2021). Généralement les températures au-dessus de 35°C empêchent la croissance et le développement des mycètes entomopathogènes, les conidies de *B.bassiana* ne peuvent pas survivre plus que 15 minutes à 40°C (Hamoudi, 2021).

Humidité

L'humidité environnementale est un paramètre important pour la germination des conidies dans la nature ; elle affecte aussi la persistance et la survie des champignons entomopathogènes. La plupart de ces champignons exigent au moins 95% de l'humidité relative à la surface de l'insecte afin de germer. Un certain nombre d'études indique que les conditions sèches juste après l'application des champignons entomopathogènes sont moins pathogènes (Hamoudi, 2021). L'humidité relativement élevée dans les endroits abrités fournit un microenvironnement favorable pour le développement des spores. Le sol est l'habitat dans lequel le champignon *Metarhizium anisopliae* pousse naturellement, nécessaire pour l'application correcte de ces champignons dans le champ. Ces derniers sont présents presque dans tous les sols du monde. Mais ils préfèrent un sol acide ayant un pH inférieur à 7. Son développement est favorisé par les climats tempérés et humides. Alors, il se concentre en grande quantité dans les pays ayant une latitude supérieure à 40° Nord comme les Etats-Unis (Bechiri et Hanachi, 2021).

Facteurs biotiques liés à l'hôte

Il est maintenant reconnu que tous les stades de développement de l'insecte, peuvent être sensibles à l'infection fongique. L'épizootie fongique survient généralement à de forte densités de la population hôte favorisant ainsi la probabilité de contact entre le pathogène et l'hôte ; de même qu'entre les insectes infectés et non infectée (Hamoudi, 2021).

I.1.3.4. Biologie

Le cycle biologique de *Metarhizium anisopliae* commence par le contact de la cuticule de l'hôte qui n'est autre que l'insecte, sous forme des spores asexuée également appelées des conidies (fig. 4).

Dans des conditions favorables de température et d'humidité (généralement élevé), ces spores germent, se développent sous forme d'hyphes et colonisent la cuticule de l'insecte, après la germination, ils traversent la cuticule et le champignon croît rapidement dans l'hémocoèle. Au bout d'un certain temps, l'insecte est généralement tué (parfois par des toxines fongiques) dans un délai court de 3 à 10 jours.

Lorsque l'insecte meurt, le champignon colonise les organes internes avec un stade hyphal, puis sporule à la surface de l'insecte et il se multiplie avant de trouver un autre hôte (Rakotoarisoa, 2007).

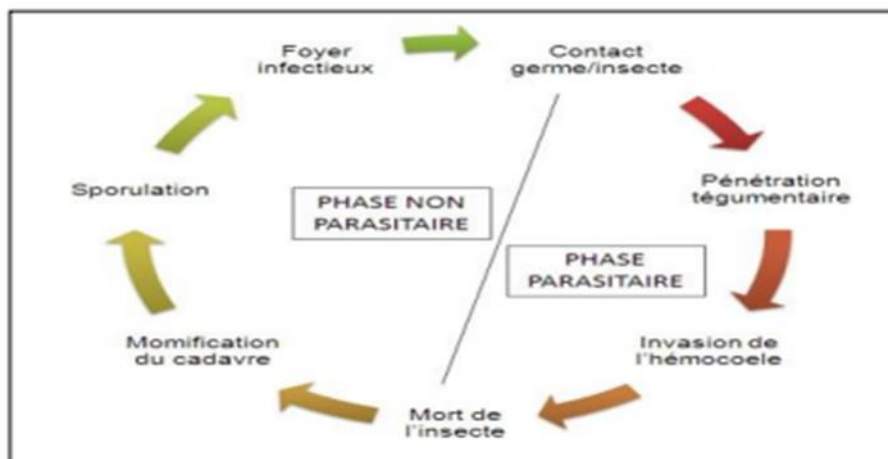


Figure 4 : Cycle de développement du champignon *Metarhizium anisopliae* (Rakotoarisoa, 2007)

Deux phases ont été observé lors de la multiplication de *Metarhizium anisopliae* : une phase végétative marquée par la croissance de mycélium, au cours de cette phase le champignon vit aux dépend de l'insecte hôte jusqu'à ce que ce dernier meurt (3 à 4 jours).

Une deuxième phase reproductive durant laquelle se forment les spores et relâchées dans l'environnement, les spores se fixent sur les cadavres d'insectes jusqu'à ils trouvent un nouvel hôte, donc le mode de désamination du champignon dans la nature est assurée par l'insecte hôte, le vent et l'eau (Bechiri & Hanachi, 2021).

I.1.3.5. Mode d'infection

En général, les champignons entomopathogènes tuent les hôtes qu'ils infectent. A titre d'exception, ils peuvent parfois juste réduire leurs activités métaboliques. Ces pathogènes naturels sont par ailleurs plus efficaces lorsque l'insecte est déjà affaibli par un autre facteur : un stress nutritif par exemple. Ils sont également très efficaces lorsque les populations d'insectes cibles sont très denses, comme dans une culture lorsqu'il y a pullulation de ravageurs. Mais c'est avant tout l'état du système immunitaire des insectes qui va fortement influencer la toxicité de ces entomophages. L'infection sur un hôte se réalise en 4 étapes bien distinctes (fig. 5) : l'adhésion, la germination, la pénétration et la dissémination (Noé *et al.*, 2018).

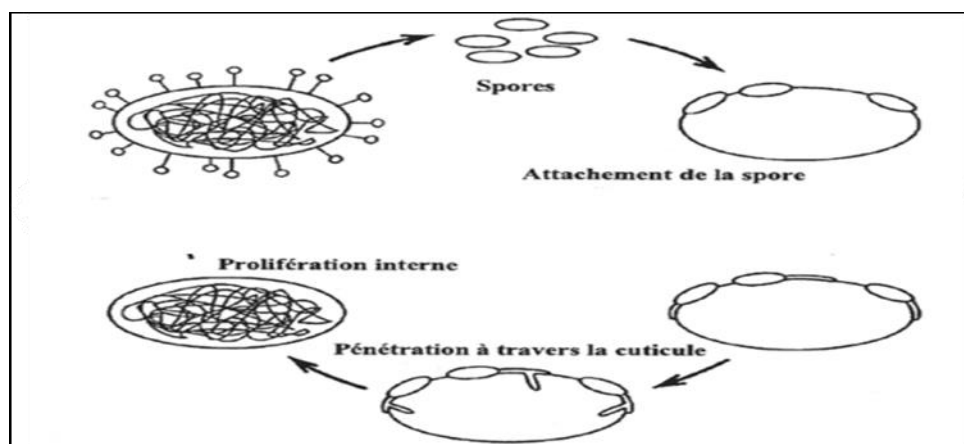


Figure 5 : Cycle biologique et mode d'infection des champignons entomopathogènes (Noé *et al.*, 2018).

I.1.3.6. Production de *Metarhizium anisopliae*

La commercialisation d'un agent de lutte microbien dépend bien sûr de son action pathogène, mais également de la facilité et du coût de production. Selon des conditions de croissance, la production en masse du champignon *Metarhizium anisopliae* est variée, et trois types de spores peuvent être produits par le champignon, la croissance du *M. anisopliae* dans un milieu solide produit des conidies aériennes.

Dans un milieu liquide, il produit surtout des blastospores, des conidies submergées. Les blastospores sont généralement de grande taille par rapport aux conidies et ont une durée de vie plus courte que celles-ci lors de l'entreposage. Les blastospores ont une stabilité limitée et sont moins virulentes que les conidies chez *Metarhizium anisopliae*.

De plus, les blastospores sont plus sensibles à la dessiccation que les conidies. Les formulations les plus couramment utilisées sont à la base des conidies sur le terrain. Quelques études ont permis d'évaluer les meilleurs substrats de culture, et de conclure sur le meilleur rendement en spores viables obtenu sur un substrat liquide composé de mélasse de canne à sucre avec un taux de germination des spores de 99,7%, par contre, 84,7% pour un milieu pomme de terre.

Pour les milieux solides, le riz (95,3% de germination) et les graines de sorgho (93,7% de germination) ont les meilleurs résultats (Bechiri et Hanachi, 2021).

I.1.3.7. Effets sur les populations auxiliaires

La littérature fournit peu d'informations sur le sujet, et ce, probablement par manque d'expérimentation. Quelques chercheurs abordent ce problème en étudiant l'impact du biopesticide "Green muscle" sur quelques espèces de biocénose aquatique " et en particulier comparé la toxicité de plusieurs insecticides avec celle de *Metarhizium flavoviride*.

Les résultats ont montré une faible toxicité sur la faune aquatique et les invertébrés sauvages utiles de la région d'El Harrach, contrairement à plusieurs insecticides (Noé *et al.*, 2018).

I.2. Termites

I.2.1. Généralités sur les termites

Les sociétés de termites, comme celles des hyménoptères eu-sociaux (les fourmis et certaines abeilles et guêpes), sont généralement de grandes familles étendues avec une division caractéristique du travail de reproduction. Cependant, la similitude apparente entre l'organisation sociale des termites et des hyménoptères, et en particulier des fourmis, est plutôt superficielle. Les deux groupes d'insectes sociaux ont développé des sociétés complexes de manière indépendante et leurs différentes origines leur ont fourni des pré-adaptations différentes au cours de leur cycle de vie pour l'évolution sociale (Inward *et al.*, 2007).

I.2.2. Systématique

La systématique est basée sur les caractéristiques morphologiques, les hydrocarbures cuticulaires et la biologie moléculaire des termites (Hua Guo *et al.*, 2004). Khan et Ahmad (2018) propose la systématique suivante :

Règne : Animalia

Embranchement : Arthropoda

Classe : Insecta

Ordre : Blattodea

Famille : Termitidea

I.2.3. Biologie

Les termites sont des insectes eu-sociaux montrant une division complexe du travail au sein de chaque colonie, généralement avec des castes reproductrices (alates), soldats et ouvrières. Seuls quelques individus au sein d'une colonie se reproduisent (chez les termites, généralement un roi et une reine ; fig 6), tandis que la grande majorité des individus renoncent à leur propre reproduction, au moins temporairement (chez les termites, ce sont les ouvriers et les soldats. (fig. 7 et 8). Presque toutes les espèces se nourrissent de matière végétale morte à différents stades de décomposition (humification). Ces substrats alimentaires incluent le bois mort, la litière de feuilles, l'herbe sèche et le sol.

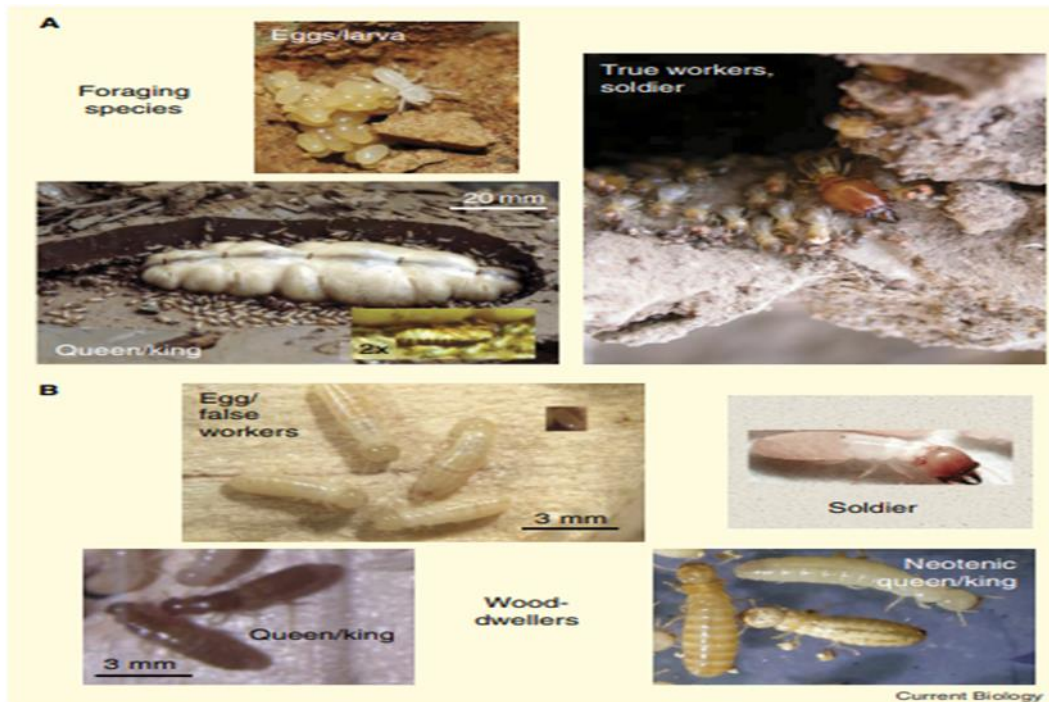


Figure 6 : Mode de vie des termites (Korb, 2007)

Ils présentent également une très grande diversité de morphologies de travailleurs et de soldats, ainsi qu'un niveau peut être unique de variation dans l'anatomie intestinale des travailleurs, qui est corrélée à leur substrat alimentaire. Toutes les espèces de termites connues ont des relations mutualistes complexes avec les microbes intestinaux.

Toutes les familles de termites ont des populations dominantes de protozoaires flagellés cellulolytiques dans leurs intestins, à l'exception de la famille phylogénétiquement la plus apicale et la plus spacieuse, les Termitidae, dans laquelle les flagellés ont été perdus et où les champignons et les procaryotes (dans les Macrotermitinae) ou les procaryotes (dans les autres Termitidae) prédominent (Eggleton et Tayasu, 2001).

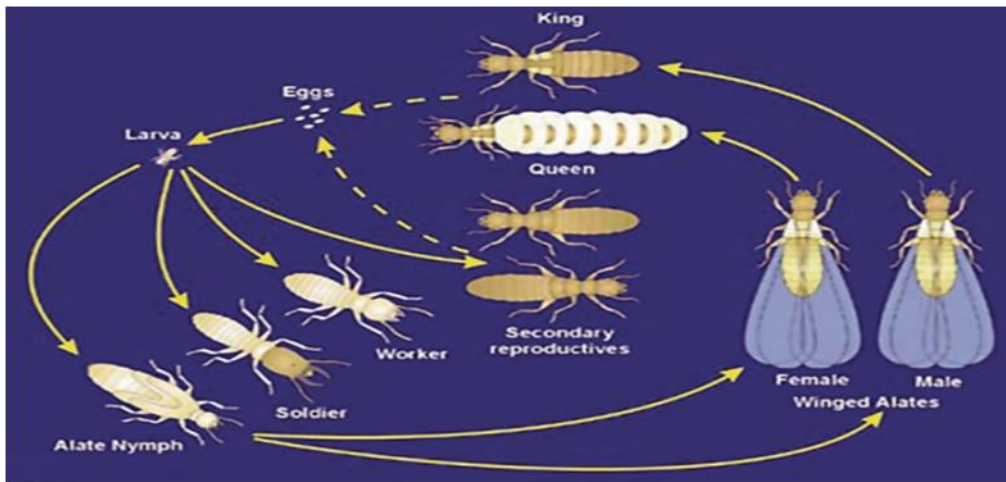


Figure 7 : Cycle de vie du termite souterrain de Formose, *Coptotermes formosanus* Shiraki (Khan et Ahmad, 2018).



Figure 8 : Castes (reproducteurs, soldats et pseudergates – reproducteurs immatures) du termite du bois sec des Antilles, *Cryptotermes brevis* (Walker). (Khan et Ahmad, 2018).

I.2.4. Ecologie

Les termites sont principalement distribués dans les régions tropicales, avec la plus grande diversité d'espèces trouvée dans les forêts tropicales, où ils sont de loin les décomposeurs invertébrés les plus écologiquement importants. La composition et la répartition de la faune en termites est largement conditionnée par le facteur eau. Les espèces doivent avoir la possibilité de se soustraire à la sécheresse qui sévit pendant la majeure partie de l'année. Les adaptations à

ces conditions extrêmes sont variées, l'architecture des nids peut permettre la création d'un microclimat spécial (Lepage, 1972).

Les ouvriers et les soldats, qui constituent une grande proportion de la population de la colonie, ont un tégument mou qui les rend extrêmement vulnérables à la dessiccation. L'humidité environnante est d'une importance capitale pour la survie des termites souterrains, qui sont très sensibles à la dessiccation, faisant de l'humidité un facteur critique pour leur survie.

De nombreuses études ont examiné l'influence de l'humidité sur le comportement de creusement et d'alimentation des termites souterrains qui ont une cuticule relativement douce et qui se dessèche facilement. Comme stratégie de survie, les termites souterrains s'associent toujours à des environnements humides et moites. L'humidité peut être obtenue à partir de nombreuses sources, y compris la dégradation métabolique des sucres (source de nourriture) et des matériaux alimentaires humides (Khan et Ahmad, 2018).

I.2.5. Dommages

Le tableau 1 résume les principaux dommages des termites en agriculture dans le monde.

Tableau 1 : Principaux dommages causés par les termites en agriculture.

| Type de dommage | Culture attaquée | Organe attaqué | Description du dommage | Référence |
|------------------------|-------------------------|-------------------------|--|------------------------------------|
| Direct | Maïs, sorgho, mil. | Racines, tige. | Affaissement des plantes, réduction du rendement. | - FAO, 2000. |
| Direct | Riz. | Plantule, tiges. | Diminution de la levée, dessèchement des jeunes pousses. | -UNEP/FAO, 2000. |
| Direct et Indirect | Palmier dattier. | Racines, stipe (tronc). | Affaiblissement des jeunes plants, galeries internes, mort des palmiers affaiblis. Ouverture aux champignons et autres ravageurs | - Ben Cheikh et <i>al.</i> , 2021. |

| | | | | |
|----------|-------------------------------------|-------------------|---|---------------------------|
| | | | secondaires via les galeries de termites. | |
| Direct | Arbres fruitiers (mangue, agrumes). | Racines, tige. | Stress hydrique, croissance ralentie ou mort de l'arbre. | - Zohdy & Al-Ajlan, 2020. |
| Indirect | Toutes cultures. | Sol / structures. | Dégradation des infrastructures agricoles (silos, clôtures, systèmes d'irrigation). | - FAO, 2000. |

Ainsi, les termites (isoptères) détruisent les moyens de subsistance des agriculteurs tropicaux et dévorent littéralement les maisons. Selon une estimation datant de 2005, les dommages annuels causés par ces insectes s'élèveraient à environ 50 milliards de dollars dans le monde, les États-Unis ayant investi à eux seuls plus de 11 milliards de dollars dans la lutte contre les termites en 1994. Certaines espèces de termites causent aussi des pertes agricoles importantes surtout dans les régions tropicales et subtropicales (Logan *et al*, 1990) :

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

II.1. Matériel et produits utilisés au laboratoire

Au cours de cette expérimentation, nous avons utilisé les matériels et les produits suivant:

Tableau 2: Matériel et produits utilisée au laboratoire.

| Matériel utilisé | Produits utilisés |
|--|---|
| <ul style="list-style-type: none"> - Etuve - Spectrophotomètre (SHIMADZU UV-1800) - Une loupe binoculaire - Une balance électroniques - Une plaque chauffante - Un microscope optique - Un bec bunsen - Un autoclave - Erlenmeyer de 1000 ml et de 500 ml - Des boites de Pétri - Des béchers - Des pipettes Pasteur - Des flacons - Micropipette - Para film - Lame et lamelle - Pince - Papier filtre 0.70µm | <ul style="list-style-type: none"> - Alcool ou eau de javel pour désinfection de matériel et paillasse - Eau distillée stérile - Milieux SDA (forme poudreuse) - Na Cl - Bleu de méthyle |

II.2 Matériel biologique

II.2.1. Mise en culture de *Metarhizium anisopliae*

Ce champignon entomopathogène largement utilisé comme agent de lutte biologique dans le monde entier pour réguler les populations d’insectes affectant les zones agricoles (Soumatia et Saidani, 2019). Cette espèce comprend un grand nombre de souches différentes et d’isolats (Nourrisson *et al.* 2017). Le champignon a été obtenu du département de Mycologie de l’Institut National de la Protection des Végétaux (INPV) d’El Harrach, sous forme poudreuse de couleur verte et conservée au réfrigérateur à 4 C°. La culture fongique a d’abord été cultivée sur des boites de gélose Dextrose Sabouraud (SDA) qui été préparé à partir de 65g (fig. 9.a) de ce dernier en poudre dans un litre d’eau distillée le tout dans un Erlenmeyer (fiolle) et faire bouillir à 100°C pendant 20 minutes (fig. 9.b,c) tout en agitant puis passer la préparation à l’autoclave (120°C) pendant 20 minutes pour stérilisation (fig. 9.d,e). Puis dans une zone stérile à côté du bec bunsen, faire couler la solution obtenue dans une boite de Pétri, puis avec une anse, prendre un peu de poudre fongique et la mettre au centre de cette dernière (fig. 9.f,g).

Ensuite, fermer hermétiquement les boîtes de Pétri à l'aide de para film, puis placer les boîtes dans un incubateur à 28 °C de 7-14 jours (fig. 9.h) (Syazwan *et al.*, 2021).

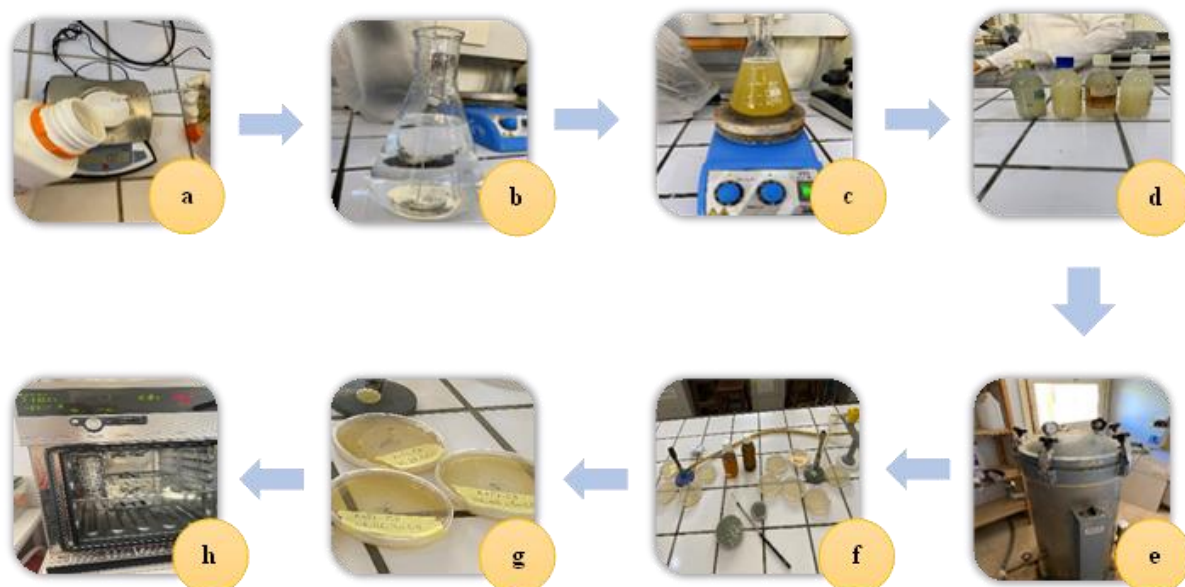


Figure 9 : Etape de préparation pour l'isolement de champignon (Laboratoire de l'université Kasdi Merbah - Ouargla) d'après Kafi C. (2025)

Afin d'obtenir une souche fongique pure de notre cryptogame, nous avons procédé à plusieurs étapes :

D'abord, prélever quelques spores à la marge du thalle et l'ensemencer de manière aseptique dans des boîtes de Pétri contenant le milieu SDA. Afin d'obtenir un développement typique du champignon, l'ensemencement est réalisée en un seul point au centre de la boîte (Botton *et al.*, 1990).

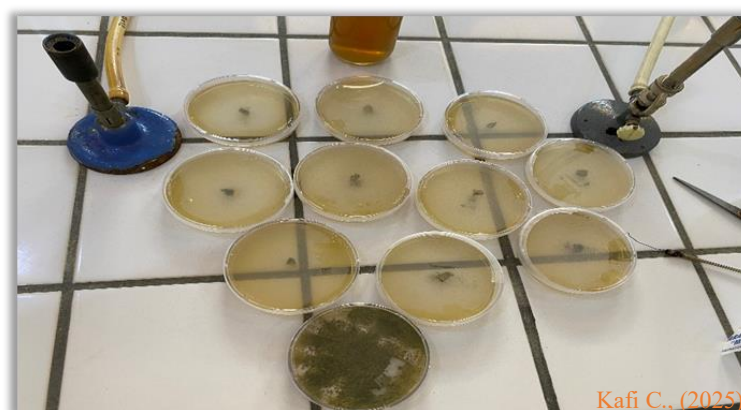


Figure 10 : Purification de *Metarhizium*

II.2.1.1. Identification

II.2.1.1.1. Identification macroscopique

L'examen macroscopique des souches isolées, permet de déterminer la croissance et le développement du champignon, le diamètre de la colonie, sa texture, la couleur du thalle, la couleur du revers ainsi que son odeur (Abdelaziz, 2019).

II.2.1.1.2. Identification microscopique

L'observation microscopique s'effectue sur un petit fragment mycélien soigneusement prélevé à la marge du thalle à l'aide d'une Anse de Platine stérile. Le fragment prélevé est ensuite coloré au Bleu de méthyle, ce qui permet ainsi de détecter la présence et la nature du mycélium, les caractéristiques des fructifications et les spores (Abdelaziz, 2019).

II.2.2. Matériel animal

L'espèce de termite retenue pour cette étude correspond à *Rhinotermitidae* sp. ind. , appartenant à une famille ayant un impact négatif dans les habitations et sur les cultures (Mariau *et al*, 1992).

Les termites sont récoltés manuellement (fig. 11) entre novembre, décembre 2024 et de janvier à avril 2025 à l'aide d'une raclette et une hache à la base de vieux pieds de palmier dattier du cultivar Ghars dans une ancienne palmeraie à El Goug (32°54'22.0"N 5°59'25.5"E) près de Touggourt où l'infestation par les termites a été observée.



Figure 11 : Collecte des termites dans une ancienne palmeraie à El Goug (Touggourt).

Seules les ouvrières (200 individus) sont collectées puis conservées dans une boîte en matière plastique destinée à les accueillir et contenant de la terre (sable humidifié) et des fragments de bois (cornes ou base de pétioles de palmes) du même lieu de prélèvement, ceci afin de garantir leur survie avant de réaliser le test (du coton humide est déposé et humidifié régulièrement pour éviter une dessiccation (fig. 12).



Figure 12 : Boîte de conservation des termites

II.3. Conduite de l'essai

II.3.1. Préparation des concentrations

Une suspension est préparée en commençant à gratter doucement par une spatule stérile la colonie fongique qui sera mélangée convenablement dans un flacon stérile avec 10ml de l'eau physiologique (fig. 13 a) (9 g de Na Cl sur 1L d'eau distillé stérile). Ensuite, on filtre le mélange avec un papier filtre de $0,70\mu\text{m}$ (fig. 12 b). Après filtration, on passe la suspension au spectrophotomètre réglé sur 580nm (fig. 13 c) qui nous donne 0,54Abs ($5,4 \times 10^{10}$ spores /ml). Puis on prélève 1 ml de la suspension mère pour le diluer dans 9 ml d'eau physiologique (fig. 13 d). A la fin, quatre doses de suspensions de spores sont préparées (fig. 13 e) à savoir : 10^8 , 10^6 , 10^4 , 10^2 spores /ml soit de fortes concentrations à de faibles concentrations pour déterminer la toxicité aigüe du produit (Wright *et al.*, 2004).

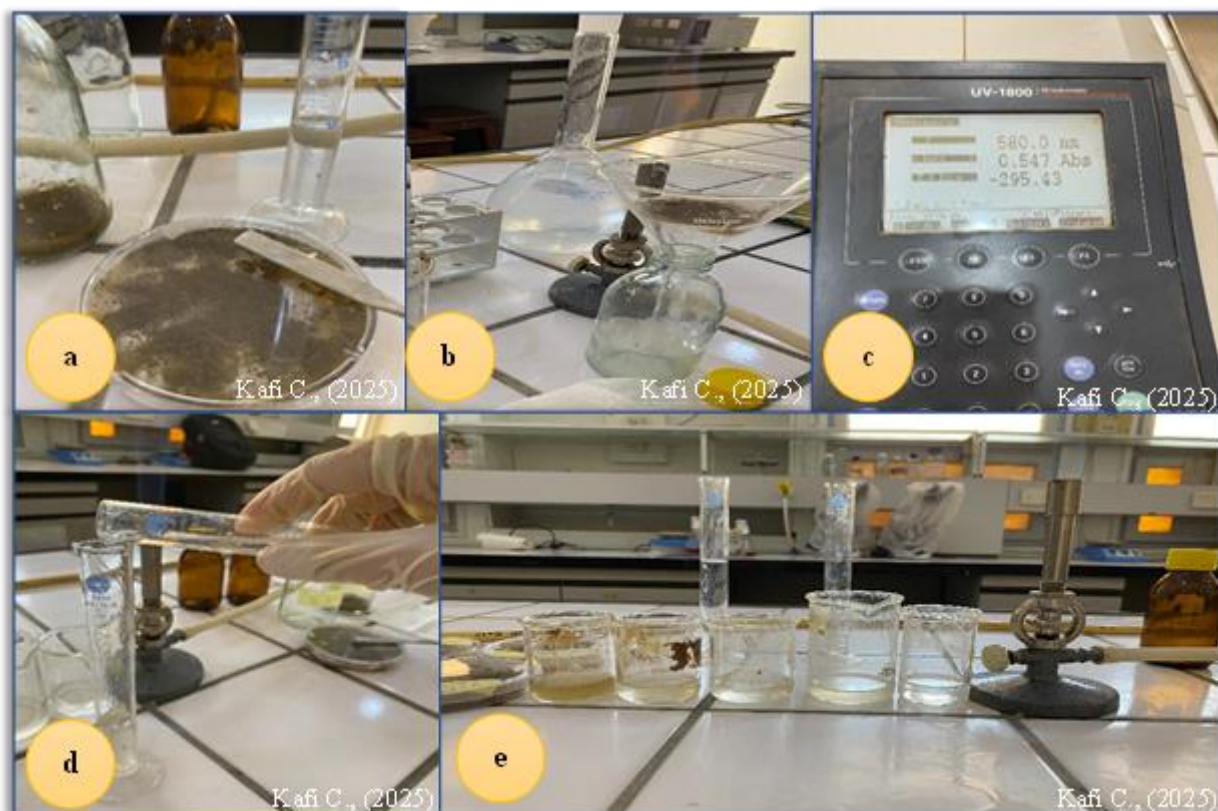


Figure 13 : Préparation des doses de *M. anisopliae*

a : Grattage de la colonie fongique, b : Filtration de la solution mère, c : Détermination de la dose du solution mère, d,e : Dilution du solution mère à savoir : 10^8 , 10^6 , 10^4 , 10^2 spores /ml.

II.3.2. Traitement par contact

Pour étudier l'effet du *Metarhizium anisopliae* sur la mortalité des termites, des boîtes de Pétri, dont le fond est recouvert d'une couche de coton humide ont été préparées. Dans chaque boîte on dépose un peu de cornéon pour assurer une source d'alimentation des individus durant la période d'observation. Dix individus de termites adultes désinfectés à l'eau de javel (2%) (Annexe. 1) et séchés aussitôt, sont déposés dans chaque boîte (fig. 13,A). L'inoculation des termites (vivants et non parasités) a été effectuée par pulvérisation de 1ml d'une suspension conidienne du champignon (fig. 14,B). Pour chaque concentration testée il y a quatre répétitions, en outre une boîte de Pétri contenant le même effectif de termites est pulvérisée par de l'eau distillée uniquement, sert de témoin (fig. 14,C). On dénombre les individus morts toutes les 1, 3, 6, 12, 24, 48, 96 et 144 h post-inoculation (Syazwan *et al*, 2021).

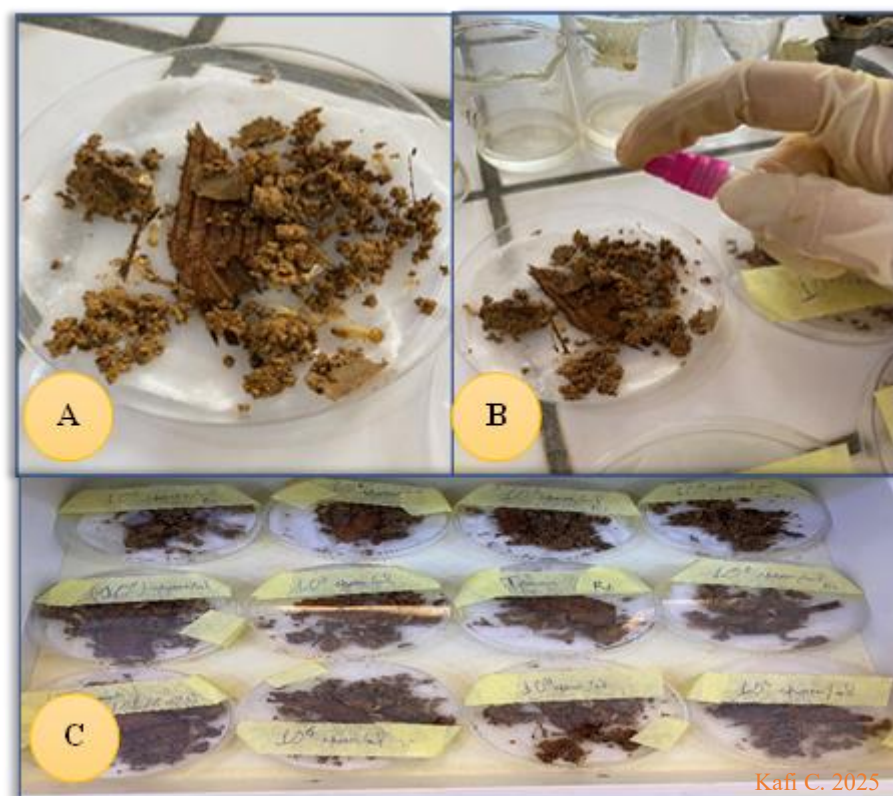


Figure 14 : Différentes étapes de traitement des termites par contact

À chaque contrôle, les insectes morts sont éliminés avant la sporulation du pathogène pour éviter la transmission horizontale de l'infection.

La mortalité corrigée est calculée selon la formule de Schneider et Oreilli:

$$\text{Mortalité corrigée (MC \%)} = \frac{M2 - M1 \times 100}{100 - M1}$$

M2 : Pourcentage de mortalité dans le lot traité.

M1 : Pourcentage de mortalité dans le lot témoin.

Afin d'évaluer l'efficacité du champignon testé sur termites, le pourcentage de mortalité est transformé en probits, la régression du logarithme de la dose en fonction des probits des mortalités a permis de déterminer la concentration létale pour 50% de la population testé (CL 50). La régression du logarithme du temps en fonction des probits de mortalités permet de déterminer le temps létale 50% (TL50). Ces paramètres servent de références pour déterminer la toxicité aigüe d'un produit.

II.4. Analyse Probit

Pour estimer la CL50 (dose nécessaire et suffisante pour tuer la moitié d'une population) et de le TL50 (temps létal au bout duquel on obtient 50% de mortalité) nous avons utilisé pour chaque dose la transformation en Probit des pourcentages de mortalités corrigées (Cavalier,1976). Notons que les valeurs sont tabulées. A partir des équations de droites de régression « Probit-logarithme » nous pouvons calculer la CL50 et le TL50 en remplaçant Y par le probit 5. Ces transformations permettent d'établir les droites de régression de type :

$$Y=ax+b$$

Y : probit des mortalités corrigées

x : logarithmes de la dose ou des temps a : la pente

II.5. Test de Kruskal-Wallis

Le test de Kruskal-Wallis est une méthode statistique non paramétrique utilisée pour comparer les distributions de plusieurs groupes indépendants (généralement trois ou plus). Contrairement à l'ANOVA classique, ce test ne nécessite pas que les données suivent une loi normale ni que les variances soient homogènes. Il est donc particulièrement adapté lorsque ces conditions ne sont pas remplies. Le test évalue si les différentes populations ont des médianes significativement différentes, en se basant sur les rangs des données. Une valeur de $p < 0,05$ indique qu'il existe une différence significative entre au moins deux groupes. Ce test est largement utilisé en biologie expérimentale, notamment dans les études de toxicité, où les données biologiques peuvent souvent violer les conditions de normalité (Kruskal et Wallis, 1952). Il est utilisé afin d'évaluer si une différence significative existe entre les différentes concentrations utilisées, lors de cette étude.

Résultats et discussion

III. Résultats et discussion

Ce chapitre résume les principaux résultats sur la mortalité induite par le traitement du champignon en question, l'élaboration de la CL50, CL90 et TL50.

III.1. Observation macroscopique

Les premiers signes de l'attaque sont marqués par l'apparition de filaments blanc sur le corps des termites (Annexe 2), accompagnée d'un affaiblissement progressif et d'une diminution de leur activité. En effet, après avoir isolé les individus morts (Annexe. 3), nous avons pu remarquer qu'elles ont développé une couche brun verdâtre à la surface et à l'intérieur du corps accumulé en grande quantité au niveau abdominale. Ce qui correspond très probablement aux hyphes du champignon parasite.

La figure 15, représente l'aspect macroscopique de l'isolement d'un cadavre (Annexe. 4,5) de termite déjà traité par *M. anisopliae*.

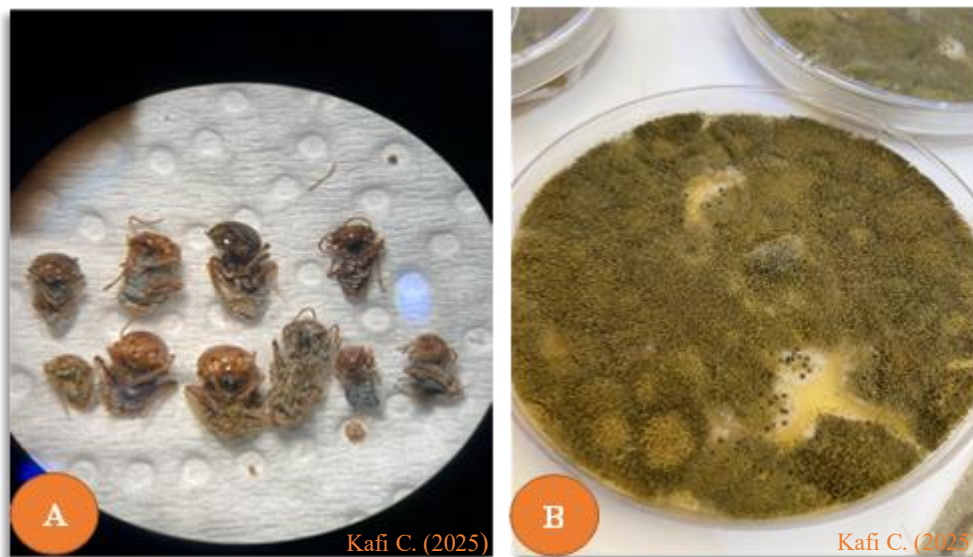


Figure 15 : (A) Cadavres des termites traités par *Metarhizium anisopliae*, (B) Séparation des cadavres.

Cette espèce est connue pour son pouvoir entomopathogène sur les criquets. Les termites morts présentent des hyphes mycéliens de couleur verte au niveau d'abdomen d'abord puis sur l'ensemble du corps. Des colonies pures de texture poudreuses où cotonneuse de couleur verdâtre foncée sont développées tout autour de l'insecte qui confirme l'infection des termites par *M. anisopliae*. Ce mycélium se présentait sous forme de longs filaments ramifiés cloisonnés.

Selon Nielson *et al.*, (2004), *Metarhizium anisopliae* est une espèce agricole du fait de sa forte présence dans les agro écosystèmes par rapport aux autres espèces.

Le genre *Metarhizium* représente un large nombre de champignons entomopathogènes communément isolés à partir d'insectes (Poprawski et Yule, 1991 ; Pedro et Condidó, 1997).

III.2. Effet de *Metarhizium anisopliae* sur la mortalité des termites

Après l'exposition à des concentrations connues du pathogène dans le cadre d'un bio-test, nous pouvons évaluer la mortalité à travers le suivi du nombre de morts dans le temps. La figure 16, représente la mortalité moyenne des termites (Annexe. 6) sous l'effet de différentes concentrations de *Metarhizium anisopliae*.

La mortalité des individus de termites en contact avec *M. anisopliae* commence après 6 heures du traitement (fig. 16). Ce champignon a réussi avec 10^8 spores/ml à éliminer 97,5 % de la population dans une période de 144h. Ce résultat est similaire au à celui de Chouvenc et Su (2010) qui ont montré une mortalité atteignant 80–100 % en 7 jours avec des doses $\geq 1 \times 10^7$ conidies/mL chez les termites *Coptotermes formosanus* ce qui valide l'efficacité de la souche. On remarque que le taux de mortalité augmente avec le temps pour tous les groupes exposés suggérant un effet cumulatif ou progressif du traitement (le champignon met un certain temps à agir soit une période de latence), ce qui est typique de la biologie de *Metarhizium anisopliae* qui prend 3-10 jours pour tuer l'hôte après pénétration (Rakotoarisoa, 2007). Les concentrations 10^4 et 10^6 montrent une mortalité modérée mais fluctuante et la dose 10^2 montre une augmentation significative seulement à partir de 48 heures. Selon Faria et Wraight (2007), la baisse initiale de mortalité observée après l'application de *M. anisopliae* correspond généralement à la phase de latence durant laquelle les spores germent et le champignon pénètre progressivement dans l'organisme de l'insecte hôte. Ensuite, la reprise de la mortalité s'explique par la propagation du champignon au sein de la population (fig. 16).

De même, Par ailleurs, Chouvenec *et al.* (2009) ont souligné que les termites disposent de mécanismes sociaux, comme le toilettage, qui peuvent retarder ou inhiber l'infection fongique. Cela peut expliquer une latence observée dans la mortalité aux faibles concentrations ou dans les premières heures suivant l'exposition (fig. 16).

Le groupe de témoin confirme que la mortalité observée dans les autres groupes est bien due au traitement et non à des causes environnementales ou aléatoires.

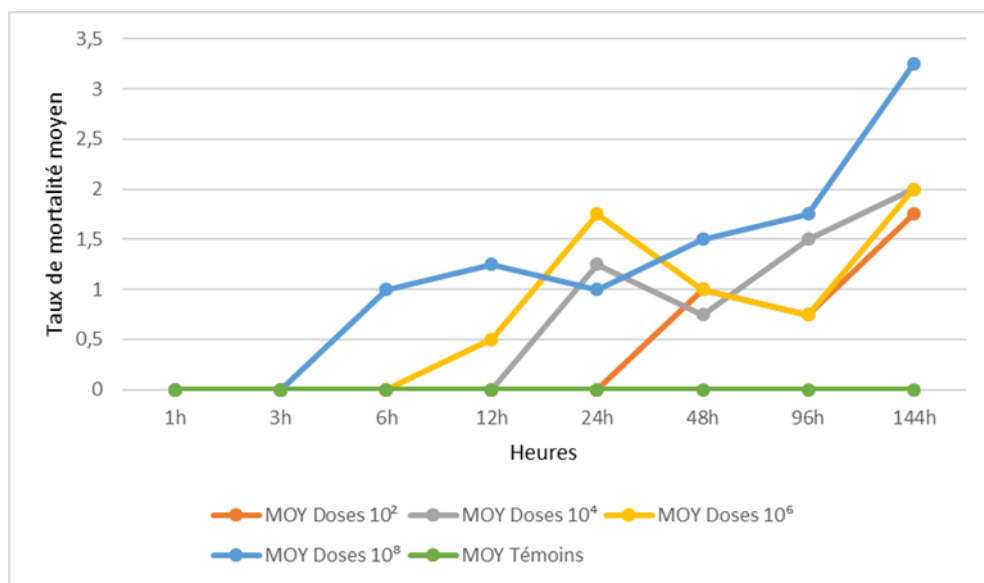


Figure 16 : Cinétique de mortalité des termites sous l'effet des concentrations de *M. anisopliae*

La figure 17, représente la relation proportionnelle qui existe entre les différentes concentrations et le taux de mortalité (Probits) de l'isolat testé. Il existe une corrélation positive entre les concentrations de *M. anisopliae* et la mortalité des termites avec un coefficient de corrélation de 0,8461.

Il est à rappeler que chez certains champignons entomopathogènes incluant *Metarhizium anisopliae*, il y a production de mycotoxines pendant la pénétration des hyphes dans l'insecte. Ces métabolites secondaires jouent un rôle important lors de l'invasion de l'insecte par le pathogène, puisqu'ils accélèrent la mort de l'hôte et permettent au champignon de proliférer plus rapidement (Vey *et al.*, 1986; Ignoffo, 1988; Ravallec *et al.*, 1989).

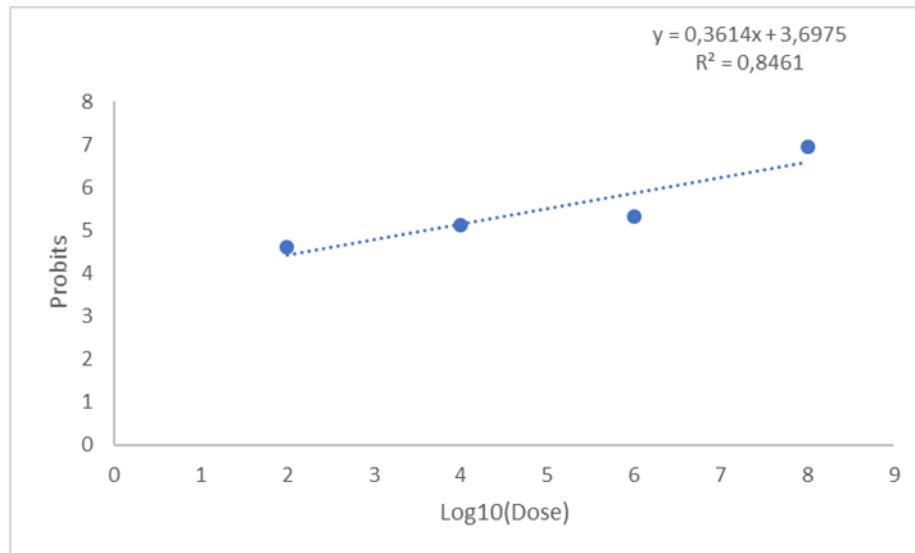


Figure 17 : Taux de mortalité des termites sous l’effet de de *M. anisopliae*.

III.2.1. Calcul de CL50 et CL90

Les valeurs de CL50 et CL90 sont reportées dans le tableau 3.

Tableau 3 : Valeurs de CL50 et CL90

| coefficient de corrélation | Droite de régression | CL50 | CL90 |
|----------------------------|----------------------|--------------------|--------------------|
| R ² = 0.8461 | y=0,3614x + 3,6975 | 10 ^{3,66} | 10 ^{7,14} |

D’après la droite de régression du tableau 3, on remarque que la CL50 est de 10^{3,66} spores/ml et CL90 est de 10^{7,14}spores/ml. Ceci signifie que la distribution de la mortalité est progressive et qu’il existe une variabilité de sensibilité au sein de la population testée ou un comportement social de défense. Selon Chouvenec *et al.* (2009), ayons des résultats similaires avec de CL50 ≈10⁴ spores/ml et une CL90 > 10⁷ sur *Coptotermes formosanus* ce qui est très proche des résultats obtenus. Par ailleurs, plusieurs autres travaux ont rapporté des valeurs de CL₅₀ similaires ou légèrement supérieures aux nôtres. En effet, Rath (2000) a observé une CL₅₀ de 1,4 × 10⁶ spores/ml contre *Coptotermes lacteus*.

Par ailleurs, El-Sufty *et al.* (2003) trouvent une valeur de CL_{50} de $2,5 \times 10^7$ spores/ml pour *Microcerotermes diversus* et Singh *et al.*, (2001) qui rapportent des valeurs de CL_{50} allant de 10^5 à 10^7 spores/ml selon les conditions d'humidité et de formulation du fongique.

L'évaluation de l'efficacité du champignon entomopathogène *Metarhizium anisopliae* contre les termites a montré une mortalité significative des individus traités, en fonction de la concentration et du temps d'exposition. Les résultats ont révélé que les doses les plus élevées ont entraîné les taux de mortalité les plus importants, avec une diminution significative du TL_{50} à mesure que la concentration augmentait, ce qui confirme l'effet dose-dépendant du champignon.

Ces observations sont cohérentes avec les travaux de Mburu *et al.* (2009), qui ont comparé la virulence de différents isolats de *M. anisopliae* sur les termites et ont mis en évidence une mortalité croissante avec des doses plus élevées.

III.2.2. Calcul du temps léthal de la moitié de la population (TL 50)

Le tableau 4 résume les valeurs de TL 50 obtenues après le test.

L'analyse des temps létaux médians (TL_{50}) obtenus pour différentes concentrations de *Metarhizium anisopliae* appliquées sur les termites révèle une dynamique classique de type dose-effet (tab. 4).

Tableau 4 : Valeurs de TL 50

| Concentrations | coefficient de corrélation | Formules | Log (x) | TL50 |
|----------------|----------------------------|-----------------------|------------|-----------------------|
| 10^2 | 0,6888 | $y= 0,3177x + 0,7415$ | 2.19044376 | $2,53 \times 10^{13}$ |
| 10^4 | 0.7717 | $y= 0,3169x + 0,5768$ | 2.19298538 | 9.084 |
| 10^6 | 0,7627 | $y= 0,3309x + 0,4065$ | 2.17571471 | 7.49 |
| 10^8 | 0,7155 | $y= 0,3417x + 0,173$ | 2.16381709 | 6.619 |

À l'exception de la dose la plus faible, toutes les concentrations ont permis d'estimer des TL_{50} situés entre environ 60 et 90 heures, traduisant l'efficacité progressive du champignon entomopathogène en fonction de l'intensité d'exposition.

Ce comportement est en accord avec le mode d'action de *M. anisopliae* qui agit par contact. Les spores fongiques adhèrent à la cuticule de l'insecte, germent, pénètrent dans l'hémocoel, et entraînent la mort par prolifération interne et libération de toxines comme les destruxines (Faria et Wraight, 2007). Cette infection systémique prend généralement plusieurs jours.

Les résultats de cette étude sont cohérents avec d'autres tests sur des espèces de termites. Mburu *et al.* (2009) rapportent un TL50 de 91 heures pour *Macrotermes michaelsoni* exposés à une concentration de 1×10^8 conidies/mL.

De même, Ahmed et French (2005) notant des TL50 allant de 2,7 à 6,4 jours (≈ 65 –154 heures) pour *Coptotermes acinaciformis*. Ces valeurs se superposent à celles obtenues ici.

En revanche, la dose la plus faible testée a généré un TL50 aberrant ($2,53 \times 10^{13}$ heures), manifestement invalide sur le plan biologique. Ce résultat s'explique par l'absence de mortalité significative ($< 17,5\%$), même après 144 heures d'observation, ce qui empêche le calcul fiable d'une droite de régression Probit.

Comme le suggèrent les recommandations statistiques pour l'analyse Probit (Robertson *et al.*, 2007), un TL50 ne peut être estimé de manière fiable que lorsque la mortalité croise le seuil des 50 %, ce qui n'était pas le cas ici. Cette dose a donc été exclue de l'analyse comparative.

Ces résultats confirment l'efficacité de *M. anisopliae* contre les termites à des doses modérées à élevées, tout en soulignant l'importance d'une concentration suffisante pour obtenir un effet léthal significatif.

Wang *et al.* (2004) ont démontré que l'application de ce champignon sur *Reticulitermes flavipes* entraîne une augmentation progressive de la mortalité avec le temps, confirmant le caractère lent mais efficace de l'action de *M. anisopliae*.

Nos résultats rejoignent aussi ceux de Sow *et al.* (2016), qui ont constaté une réduction significative du TL₅₀ chez *Macrotermes bellicosus* avec l'augmentation des concentrations de *M. anisopliae*. Ce comportement biologique soutient l'intégration potentielle de ce champignon dans des programmes de lutte biologique.

III.3. Exploitation statistique

Avant d'appliquer le test de Kruskal-Wallis, les données sont soumises au test de normalité (Annexe. 7).

III.3.1. Test de normalité

Afin de comparer entre les différentes concentrations utilisées, il a été procédé à une analyse statistique via d'abord le test de Shapiro-Wilk pour évaluer la normalité des données, puis procéder au choix du test adéquat (tab. 5).

Tableau 5 : Test de Shapiro-Wilk

| | |
|----------------------|----------|
| W | 0.553 |
| p-value (bilatérale) | < 0.0001 |
| alpha | 0.05 |

Le test de Shapiro-Wilk a été utilisé pour évaluer la normalité des données de mortalité. Les résultats indiquent une p-value < 0.0001, ce qui est inférieure au seuil de 0,05 (tab. 5). Par conséquent, les données ne suivent pas une distribution normale et l'utilisation d'un test non paramétrique comme celui de Kruskal-Wallis est justifiée.

III.3.2. Analyse statistique par le test de Kruskal-Wallis

Afin de comparer l'effet des différentes doses de *Metarhizium anisopliae* sur la mortalité des termites, le test de Kruskal-Wallis est appliqué. Les résultats sont présentés dans les tableaux 6 et 7 :

Tableau 6 : Statistique descriptive des différentes concentrations de *Metarhizium anisopliae*.

| Variable | Observations | Obs. avec données manquantes | Obs. sans données manquantes | Minimum | Maximum | Moyenne | Ecart-type |
|----------|--------------|------------------------------|------------------------------|---------|---------|---------|------------|
| D1 | 32 | 0 | 32 | 0.000 | 2.000 | 0.438 | 0.759 |
| D2 | 32 | 0 | 32 | 0.000 | 3.000 | 0.688 | 0.859 |
| D3 | 32 | 0 | 32 | 0.000 | 3.000 | 0.750 | 0.880 |
| D4 | 32 | 0 | 32 | 0.000 | 4.000 | 1.219 | 1.211 |
| T | 32 | 0 | 32 | 0.000 | 0.000 | 0.000 | 0.000 |

Tableau 7 : Résultat du test de Kruskal-Wallis.

| | |
|-----------------------|----------|
| K (Valeur observée) | 32.119 |
| K (Valeur critique) | 9.488 |
| DDL | 4 |
| p-value (unilatérale) | < 0.0001 |
| alpha | 0.05 |

La p-value est inférieure à 0,05, étant donné que la p-value calculée est inférieure au niveau de signification 0,05 on doit retenir l'hypothèse alternative soit que les échantillons proviennent de populations différentes.

Le tableau 8 englobe les différents groupes.

Tableau 8 : Comparaison multiple des groupes (Steel-Dwass-Critchlow-Fligner).

| Echantillon | Effectif | Somme des rangs | Moyenne des rangs | Groupes |
|-------------|----------|-----------------|-------------------|---------|
| T | 32 | 1616.000 | 50.500 | A |
| D1 | 32 | 2331.500 | 72.859 | B |
| D2 | 32 | 2760.000 | 86.250 | B C |
| D3 | 32 | 2851.500 | 89.109 | B C |
| D4 | 32 | 3321.000 | 103.781 | C |

Ainsi, les résultats du test de Kruskal-Wallis révèlent une différence hautement significative entre les groupes testés ($K = 32,119$; $p < 0,0001$), indiquant que les différentes concentrations de *Metarhizium anisopliae* n'ont pas les mêmes effets sur la mortalité des termites. La comparaison multiple montre que la concentration la plus élevée (D4) diffère significativement de toutes les autres concentrations ainsi que du témoin.

Ceci est en accord avec les résultats de Sow *et al.* (2016), qui démontre une efficacité croissante de *Metarhizium anisopliae* avec l'augmentation de la concentration chez *Macrotermes bellicosus*. Par ailleurs, Zhou *et al.* (2006) ont également observé des différences significatives

selon les concentrations chez *Coptotermes formosanus*, confirmant la toxicité dose-dépendante de ce champignon entomopathogène.

Enfin, selon Rath (2000) et Kaaya et Hassan (2000), *M. anisopliae* est considéré comme une alternative écologique prometteuse aux insecticides chimiques, grâce à sa spécificité d'action, sa persistance dans le sol, et son faible impact environnemental.

Conclusion

Conclusion

Les termites (Rhinotermitidae) sont considérés comme des ravageurs secondaires du palmier dattier en Algérie, car ils attaquent souvent les arbres affaiblis ou blessés. Toutefois, en milieu aride, certaines espèces causent des dégâts graves aux racines et à la base du tronc. Leur activité accélère la dégradation des palmiers, surtout dans les palmeraies traditionnelles mal surveillées.

Ce travail avait pour objectif d'évaluer le potentiel pathogène de la souche fongique *Metarhizium anisopliae* sur une population de termites, à travers l'analyse des mortalités observées en fonction du temps et des concentrations, ainsi que l'estimation des paramètres toxicologiques tels que les CL_{50} , CL_{90} et TL_{50} .

Les résultats obtenus ont mis en évidence une efficacité croissante du champignon avec l'augmentation de la concentration et du temps d'exposition. La mortalité a commencé après le 1er jour de traitement pour les trois concentrations (10^4 , 10^6 et 10^8). Les analyses probit ont révélé une CL_{50} estimée de $10^{3.66}$ spores/ml et une CL_{90} de $10^{7.14}$ spores/ml, illustrant une forte capacité d'infection. Comparativement aux témoins aucune mortalité n'a été observée durant les biotests.

Ces valeurs sont comparables à celles rapportées dans la littérature pour d'autres espèces de termites (*Coptotermes formosanus*, *Microcerotermes diversus*), renforçant la crédibilité de cette souche comme agent de lutte biologique.

Par ailleurs, le test de Kruskal-Wallis a démontré des différences statistiquement significatives entre les différents traitements, confirmant que la concentration en spores influence significativement la mortalité. Cette conclusion est appuyée par les analyses de TL_{50} , qui ont montré une réduction progressive du temps létal moyen avec l'augmentation de la concentration. En effet, les résultats de TL_{50} des termites traités par *Metarhizium anisopliae* montrent que la sensibilité des individus varie entre 60 et 90 h, elle est en fonction de la concentration de l'inoculum.

Les résultats de cette modeste recherche nous ont permis de confirmer et de préciser l'importance du potentiel toxémique de *Metarhizium anisopliae* à l'égard des termites.

Ces données confirment le potentiel prometteur de *Metarhizium anisopliae* en tant qu'alternative écologique aux insecticides chimiques dans le cadre de la lutte intégrée contre les termites. Cependant, des études complémentaires en conditions semi-naturelles et sur le terrain restent nécessaires pour évaluer les performances du champignon dans des

environnements complexes, prendre en compte les facteurs abiotiques et le comportement social des termites, et améliorer les formulations pour une application pratique.

L'utilisation de ce champignon en lutte biologique pourrait constituer une alternative durable et respectueuse de l'environnement face aux insecticides chimiques.

Cependant, les études en cours sur les toxines de cet agent, notamment en ce qui concerne l'approfondissement de leurs mécanismes d'action au niveau cellulaire et biochimique, devraient aider à la compréhension du mécanisme d'agression particulier que manifeste *M. anisopliae* chez les termites. Sur un plan appliqué, fournir des données utilisables pour la mise au point de formulations appropriées de propagules de ce champignon pathogène, permettant à la fois le maintien de son potentiel d'infection et l'expression optimale de son effet toxémique, ou de ses métabolites à propriétés insecticides.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. Abdelaziz, O., 2019. *Application des champignons entomopathogènes sur les pucerons de blé*. Thèse de Doctorat d'Etat en Microbiologie appliquée. Université Larbi Ben M'hidi, Oum El Bouaghi. 160p.
2. Ahmed, B.M. et French, J.R.J., 2005. Mortality of *Coptotermes acinaciformis* after exposure to *Metarhizium anisopliae*. *Sociobiology*, 46, pp.245–258.
3. Bechiri, R. et Hanachi, H., 2021. *Metarhizium comme un agent de lutte biologique*. Mémoire de master. Université Frères Mentouri, Constantine. 56p.
4. Ben cheikh, H. et al., 2021. Diversity of termite species in Tunisian palm groves. *Tunisian Journal of Entomology*. Disponible sur : <https://www.tje.tn/2021/termite-impact-dates>
5. Botton, B., Breton, A., Fevra, M., Gauthier, S., Guy, P., Larpent, JP, Reymond, P., Sanglier, JJ, Vayssier, Y. et Veau, P., 1990. Moisissures utiles et nuisibles. Paris : Masson. 512p.
6. Bouguedoura, N., Benkhalifa, A. et Bennaceur, M., 2010. *Le palmier dattier en Algérie*. In: ENGELMANN, F. (Ed.), Biotechnologies du palmier dattier. Paris : IRD Éditions, pp.15–22.
7. Butt, T.M. et al., 2016. Virulence of entomopathogenic fungi. *Virulence*, 7(5), pp.682–693.
8. Cavalier, A. *Contribution à l'étude écologique des termites de la savane de Lamto (Côte d'Ivoire)*. Thèse de 3e cycle. Université de Paris VI, 1976. 154 p.
9. Chouvenc, T., Su, N.-Y. et Robert, A., 2009. Inhibition of *Metarhizium anisopliae* in termite alimentary tract. *Environmental Entomology*, 38(3), pp.556–561.
10. Chouvenc, T., Su, N.-Y. et Robert, A., 2009. Susceptibility of seven termite species to *Metarhizium anisopliae*. *Sociobiology*, 54(3), pp.723–748.
11. Chouvenc, T. et Su, N.-Y., 2010. Laboratory evaluation of *Metarhizium anisopliae* against subterranean termites. *Journal of Economic Entomology*, 103(3), pp.885–893.
12. Chouvenc, T. et Su, N.-Y., 2012. When subterranean termites challenge the rules of fungal epizootics. PLoS ONE, vol. 7, no 3, e34484. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0034484>
13. Eggleton, Paul et Tayasu, 2001. Ichiro. Feeding groups, lifetypes and the global ecology of termites. *Ecological Research*, vol. 16, no 6, p. 941–960.

14. EL-sufty, R., AL-hemyari, S., et Sharaf, N. Pathogenicity of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* to the subterranean termite *Microtermes diversus* Silvestri (Isoptera: Termitidae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 2003, vol. 13, no 1, p. 141–147.
15. Faria, M.R. et Wraight, S.P., 2007. Mycoinsecticides and mycoacaricides: A comprehensive list. *Biological Control*, 43, pp.237–256. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2007.08.001>
16. Fao, 2000. *Termite management in agriculture: a review*. Rome : Food and Agriculture Organization. Disponible sur : <https://www.fao.org/agriculture/crops/thematic-sitemap/theme/pests/ipm/termite-management/>
17. FAO. (s.d.), 2018. *Date Palm Pests and Diseases: Integrated Management Guide*. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Near East and North Africa Plant Production and Protection Division. : <https://www.scribd.com/document/662685583/Date-Palm-Pests-and-Diseases-Integrated-Management-Guide>
18. Hamoudi, Z., 2021. *Les champignons entomopathogènes et leur utilisation en lutte biologique*. Mémoire de master. Université Frères Mentouri, Constantine. 62p.
19. Ignoffo, C.M., 1988. *CRC handbook of natural pesticides*. Vol. V. CRC Press, Florida.
20. Inward, D., Beccaloni, G. et Eggleton, P., 2007. Death of an order: a comprehensive molecular phylogenetic study confirms that termites are eusocial cockroaches. *Biology Letters*, vol. 3, n° 3, pp. 331–335.
21. Kaaya, G.P. et Hassan, S., 2000. Entomogenous fungi as biopesticides. *African Journal of Science and Technology*, 1(1), pp.1–15.
22. Khan, Md. Aslam et Ahmad, Wasim, eds. *Termites and Sustainable Management. Volume 1: Biology, Social Behaviour and Economic Importance*. Cham : Springer, 2018. ISBN 978-3-319-68777-9.
23. Kruskal, W.H. et Wallis, W.A., 1952. Use of ranks in one-criterion variance analysis. *Journal of the American Statistical Association*, 47(260), pp.583–621. Disponible sur <http://links.jstor.org/sici?sici=01621459%28195212%2947%3A260%3C583%3AUO%3E2.0.CO%3B2-A>
24. Korb, J. 2007- Termites. *Current Biology*, vol. 17, N° 23, p. R995–R999. DOI : 10.1016/j.cub.2007.10.033
25. Lepage, Michel. *L'écologie des termites dans un milieu sahélien (Kaya, Haute-Volta)*. Thèse de doctorat ès sciences. Paris : Université de Paris VI, 1972. 253 p.

26. Logan, J.W.M., Cowie, R.H. et Wood, T.G., 1990. Termite control by non-chemical methods. *Bulletin of Entomological Research*, 80(3), pp.309–330.
27. Mariau, D., Rémillon, J., et Létouzey, R. *Les termites des savanes ouest-africaines*. Paris : CIRAD-PRIFAS, 1992. 96 p. (Collection : Études et Thèses).
28. Mbruru, D.M., Ochola, L., Maniania, N.K., Njagi, P.G.N., Gitonga, L.M., Ndung'u, M.W., Wanjoya, A.K., Hassanali, A. Relationship between virulence and repellency of entomopathogenic isolates of *Metarhizium anisopliae* and *Beauveria bassiana* to the termite *Macrotermes michaelseni*. *Journal of Insect Physiology*, 2009, vol. 55, no 9, p. 774–780. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2009.04.015>
29. Milner, R.J. et Staples, J.A., 1996. Biology and ecology of *Metarhizium anisopliae* and its potential for pest management in Australia. *Biocontrol Science and Technology*, 6(3), pp.513–521.
30. Milner, R.J., 2003. Use of *Metarhizium anisopliae* in Australia. *Sociobiology*, 41(3), pp.419–427.
31. Neilson, R., Pell, J. K. et Eggins, H. O. W. The effect of storage conditions on the viability of *Metarhizium anisopliae* conidia formulated with various carriers. *Biocontrol Science and Technology*, 2004, vol. 14, no 5, p. 517–527.
32. Noé, B. et Quentin à Hauariki, Corentin, D et Samuel, E, 2018. La lutte microbiologique comme alternative aux pesticides de synthèse. *Hepia-agroflash*, 19, pp.6–13. Disponible sur : https://www.hesge.ch/hepia/sites/default/files//HEPIA/Newsletters/Agroflash/hepia_agroflash19_juin2018.pdf
33. Nourrisson, C., Brun, S., Pestre, V., Dannaoui, É., Guého, E., & Bretagne, S., 2017. Species of *Metarhizium anisopliae* complex implicated in human infections. *Clinical Microbiology and Infection*, 23(12), pp.994–999.
34. Pedro, H.C. et Candido, S.A., 1997. Fungi associated with *Dociostaurus maroccanus*. *Biocontrol Sci. Technol.*, 7(3), pp.357–364.
35. Poprawiski, T.J. et Yule, W.N., 1991. Fungi in natural populations of *Phyllophaga spp.* *J. Appl. Entomol.*, 112(3), pp.359–365.
36. Quesada-Moraga, E. et Santos-Quiros, R., Valverde-Garcia, P. et Santiago-Álvarez, 2004. Virulence and reproductive effects of *Metarhizium* on cockroach. *Biological Control*, 31(1), pp.102–109. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2004.07.002>.
37. Rakotoarisoa, H.L., 2007. *Efficacité de Metarhizium anisopliae contre Heteronychus plebejus*. Mémoire de DEA, Université d'Antananarivo, 57 p.

38. Rath, A.C., 2000. The use of entomopathogenic fungi for termite control: A review. *Sociobiology*, 36(1), pp.95–114.
39. Rath, A.C., 2000. Use of fungi for termite control. *Biocontrol Science and Technology*, 10(5), pp.563–581.
40. Ravallec, M., Riba, G. et Vey, A., 1989. Sensibilité d'*Aedes albopictus* au *Metarhizium anisopliae*. *Entomophaga*, 34, pp.209–217.
41. Robertson, J.L., Russell, R.L., Preisler, H.K., Savin, N.E., 2007. Bioassays with Arthropods. 2nd ed. CRC Press.
42. Sabbahi, R., 2008. *Utilisation du champignon entomopathogène Beauveria bassiana dans une stratégie de gestion phytosanitaire*. Thèse de Doctorat. Université du Québec, Canada.
43. Shah, P.A. et Pell, J.K., 2003. Entomopathogenic fungi in IPM. *Biocontrol Science and Technology*, 13(3), pp.409–426.
44. Sileshi, G.W., Teferra, T., Ngeri, F. et Mafongoya, P.L., 2009. Termite damage to crops and control in Ethiopia. *Crop Protection*, 28(7), pp.612–620.
45. Singh, S., Singh, H. et Yadav, S., 2001 Evaluation of *Metarhizium anisopliae* for the control of termites in sugarcane fields. *Indian Journal of Entomology*, vol. 63, no 2, p. 123–129.
46. Soumatia, A. et Saidani, K., 2019. Contribution à l'étude de la diversité des termites dans le nord-est algérien. *Revue des sciences biologiques*, vol. 42, no 1, p. 45–56.
47. Sow, A., Ndiaye, A.B. et Diarra, K., 2016. Effets pathogènes de *Metarhizium anisopliae* sur *Macrotermes bellicosus*. *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, 10(5), pp.2212–2222.
48. Su, N.-Y. Control strategies for subterranean termites. *Annual Review of Entomology*, 2010, vol. 55, p. 455–475.
49. Syazwan, S.A., Omar, D. et Asib, N., 2021. Interaction between *Metarhizium anisopliae* and the termite *Coptotermes curvignathus*. *Biology*, 10, p.263.
50. Trtora, G.J., Funke, B.R. et Case, C.L., 2003. *Microbiology: An Introduction*. 8^e éd. San Francisco : Pearson Education. ISBN 9780321189622.
51. Vey, A., Ouiot, J.M. et Pais, M., 1986. Étude de l'infection fongique chez les Lépidoptères. *C. R. Soc. Biol.*, 180, pp.105–112.
52. Wang, C., Powell, J.E. et Chen, Z., 2004. Evaluation of fungi for controlling *Reticulitermes flavipes*. *Biological Control*, 30(3), pp.532–538.
53. Wraight, S. P., Osman, M., Shah, P. A., et Goettel, M. S., 2004. Virulence and persistence of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycotina:

- Hyphomycetes) in soil and its effects on nontarget insects. *Biological Control*, vol. 29, no 2, p. 292–303.
54. Wraight, S. P., Jackson, M. A. et De Kock, S. L. *Production, stabilization and formulation of fungal biocontrol agents*. In: VURRO, M. et GJERSTAD, D., eds. *Microbial control of weeds*. Wallingford : CABI, 2007. p. 253–287.
55. Zhou, X., Oi, F.M. et Scharf, M.E., 2006. Social exploitation of hexamerin in termites via RNAi reveals a major caste-regulatory factor in termites. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the Unites States of America*, 103(12), pp.4499–4504.
56. Zimmermann, G., 1993. The entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* and its potential as a biocontrol agent. *Pesticide Science*, 37(4), pp.375–383.
57. Zimmermann, G., 2007. Review on safety of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. *Biocontrol Science and Technology*, 17(9), pp.879–920.
58. Zohdy, N. et Al-Ajlan, A.M., 2020. Eco-friendly termite management in palm plantations. *Journal of Environmental Science and Agriculture*. Disponible sur : <https://www.jesa-journal.org/2020/eco-termite-datepalm>

Annexes

Annexe 1 : Etapes de désinfection des termites.

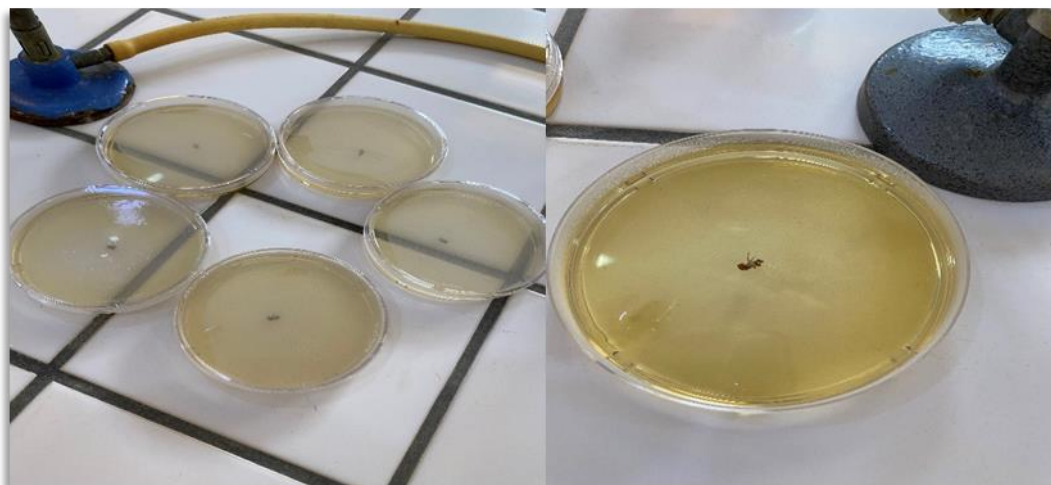
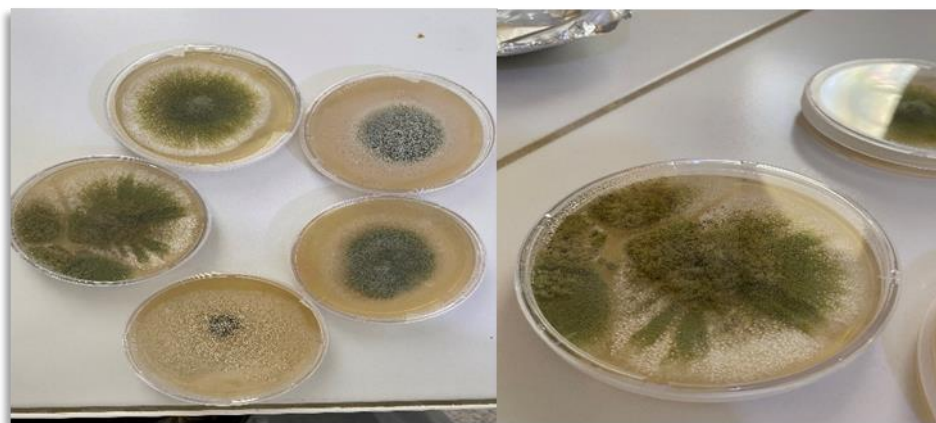


Annexe 2 : Premiers signes de contamination.



Annexe 3 : Isolement des termites mortes après traitement.



Annexe 4 : Culture de cadavres des termites traité sur le milieu SDA.**Annexe 5** : Culture des cadavres au 4ème jour.**Annexe 6** : Tableau de mortalité moyenne des termites.

| Heure | Moy D1 | Moy D2 | Moy D3 | Moy D4 | Moy T |
|-------|--------|--------|--------|--------|-------|
| 1h | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 3h | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 6h | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 |
| 12h | 0 | 0 | 0,5 | 1,25 | 0 |
| 24h | 0 | 1,25 | 1,75 | 1 | 0 |
| 48h | 1 | 0,75 | 1 | 1,5 | 0 |
| 96h | 0,75 | 1,5 | 0,75 | 1,75 | 0 |
| 144h | 1,75 | 2 | 2 | 3,25 | 0 |

Annexe 7 : Synthèse de test de Normalité.

| Variable\Test | Shapiro-Wilk | Anderson-Darling | Lilliefors | Jarque-Bera |
|---------------|--------------|------------------|------------|-------------|
| mortalite% | < 0.0001 | < 0.0001 | < 0.0001 | < 0.0001 |

Use of *Metarhizium anisopliae* on termites in date palms.

Abstract

The date palm (*Phoenix dactylifera*) is a strategic crop for the Saharan regions of Algeria. In palm groves lacking proper maintenance, this crop becomes vulnerable to wood-boring insects, particularly termites. These pests operate silently, and their damage is not easily detected. This study aims to assess the effectiveness of the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae* as a biological alternative to chemical solutions. Four spore concentrations were applied by contact to *Rhinotermitidae* termites (10^2 , 10^4 , 10^6 , 10^8 spores/ml), and mortality was observed at different times (from 1 to 144 hours). The results showed a significant increase in mortality with higher concentrations, confirmed by the Kruskal-Wallis test. The median lethal concentration (CL50) was estimated at $10^{3.66}$ spores/ml and the high lethal concentration (CL90) at $10^{7.14}$ spores/ml. The median lethal time (TL₅₀) ranged from approximately 60 to 90 hours depending on the administered doses. These results demonstrate the virulence of the fungus, in line with similar studies suggesting its efficacy as a biocontrol agent against termites in date palms.

Keywords: *Metarhizium anisopliae*, *Rhinotermitidae*, *Phoenix dactylifera*, CL50, CL90, TL50, Biological alternative.

Utilisation du *Metarhizium anisopliae* sur termites chez le palmier dattier.

Résumé

Le palmier dattier (*Phoenix dactylifera*) constitue une culture stratégique pour les régions sahariennes d'Algérie. Dans les palmeraies, en l'absence d'entretien convenable, cette culture devient sujette à la nuisibilité d'insectes xylophages dont les termites. Ces derniers opèrent en silence et leurs dommages ne sont facilement décelés. Cette étude vise à évaluer l'efficacité du champignon entomopathogène *Metarhizium anisopliae* en tant qu'alternative biologique à la solution chimique. Quatre concentrations de spores ont été appliquées par contact sur des *Rhinotermitidae* (10^2 , 10^4 , 10^6 , 10^8 Spores/ml), la mortalité a été observée à différents temps (1h à 144h). Les résultats ont révélé une augmentation significative de la mortalité avec la concentration, confirmée par le test de Kruskal-Wallis. La CL50 a été estimée à $10^{3.66}$ spores/ml et la CL90 à $10^{7.14}$ spores/ml. Le temps létal médian (TL₅₀) varie quant à lui entre environ 60 et 90 heures selon les doses administrées. Ces résultats témoignent de la virulence du champignon, en accord avec les résultats similaires d'autres études suggérant son efficacité comme agent de biocontrôle contre les termites du palmier dattier.

Mots-clés : *Metarhizium anisopliae*, *Rhinotermitidae*, *Phoenix dactylifera*, CL50, CL90, TL50, Alternative biologique.

استخدام ميتارهيذيوم أنيسوبليا على النمل الأبيض في أشجار النخيل.

المخلص

يشكل نخيل التمر (*Phoenix dactylifera*) محصولاً استراتيجياً في المناطق الصحراوية من الجزائر. في غياب العناية المناسبة بالواحات، يصبح هذا المحصول عرضة لهجوم الحشرات ثاقبة الخشب، خاصة النمل الأبيض. ويعمل هذا الأخير بصمت، ولا تُكتشف أضراره بسهولة. تهدف هذه الدراسة إلى تقييم فعالية الفطر الممرض للحشرات *Metarhizium anisopliae* كبديل بيولوجي للمبيدات الكيميائية. تم تطبيق أربع تراكيز من الأبواغ عن طريق التلامس على أفراد من فصيلة *Rhinotermitidae* (10^2 , 10^4 , 10^6 , 10^8 بوغ/مل)، وتمت مراقبة نسبة الوفيات في أوقات مختلفة (من ساعة واحدة حتى 144 ساعة). أظهرت النتائج زيادة كبيرة في نسبة الوفيات مع ارتفاع التركيز، وقد تم تأكيد ذلك بواسطة اختبار كروسكال-واليس. تم تقدير التركيز القاتل المتوسط (CL50) بـ $10^{3.66}$ بوغ/مل، والتركيز القاتل الأعلى (CL90) بـ $10^{7.14}$ بوغ/مل. أما الزمن الوسيط للقتل (TL₅₀) فقد تراوح بين حوالي 60 و90 ساعة حسب التراكيز المعطاة. وتدل هذه النتائج على شدة فعالية الفطر، مما يماشى مع نتائج دراسات أخرى تؤكد نجاعته كعامل مكافحة بيولوجية ضد النمل الأبيض في نخيل التمر.

الكلمات المفتاحية: *Metarhizium anisopliae*، *Rhinotermitidae*، *Phoenix dactylifera*، CL50، CL90، TL50، بديل بيولوجي.