

REMERCIEMENTS :

Nous rendons grâces à Dieu, comme à la source de toute sagesse et de toute force, pour sa sage conduite qui nous a amenés jusqu'ici, pour la paix et la joie dont Il a toujours comblé nos cœurs, jusqu'à l'achèvement de ce petit ouvrage.

*Nous souhaitons mettre en avant notre gratitude à Mme **Eddaikra Naouel**, responsable du service de laboratoire d'Éco-épidémiologie parasitaire et de Génétique des populations, pour son accompagnement et son aide précieuse.*

*Nous souhaitons adresser nos sincères remerciements à notre promotrice, Mme **BENCHERIFA Souad**, pour l'attention particulière qu'elle a portée à la réalisation de ce travail et pour l'aide précieuse et l'apport significatif dont elle a fait preuve tout au long de la présente étude.*

*Nous tenons également à exprimer notre merci à notre Co-promotrice, Mme **BRAHMI Karima**, pour son engagement de tous les instants, son souci d'éveiller notre esprit critique et de nourrir notre soif de connaissance. Si notre projet arrive à son terme, nous lui en savons gré tout particulièrement pour sa sagesse, son calme, son intelligence et la remarquable patience dont elle a toujours fait preuve.*

*Nous tenons également à exprimer notre profonde gratitude à Mme **TALBI Khames Nassima**, présidente de jury, et à Mme **DJIOUA Ouiza**, examinatrice, pour l'honneur qu'elles nous font en acceptant d'évaluer ce travail.*

Dédicace

Avant tout, je rends grâce à Dieu tout-puissant, pour sa miséricorde et ses innombrables bienfaits. C'est grâce à lui que j'ai trouvé la force, la patience et la persévérance nécessaires pour mener à bien ce travail.

*A mes parents bien-aimés, **Karima** et **Brahim**, qui ont toujours cru en moi et qui m'ont soutenue dans chaque étape de ma vie. Vos sacrifices, votre amour et vos prières sont les véritables piliers de ma réussite. Ce travail n'est qu'un modeste reflet de toute la reconnaissance que je vous dois.*

*A mes chères sœurs, **Cherifa**, **Sarah** et **Assia** ainsi qu'à son petit **Ilyes**, pour leur affection, leurs encouragements et leur présence réconfortante.*

A ma famille et mes amis, qui ont cru en moi et m'ont encouragé dans les moments difficiles.

Ce mémoire est le reflet non seulement de mes efforts, mais surtout votre amour et de votre soutien.

Saida

DEDICACE

À ma famille, ceux qui ont été ma lumière dans les moments sombres, mon refuge dans les moments d'incertitude, et mon moteur dans chaque étape de ce parcours. Ce mémoire est le reflet de vos sacrifices, de vos rêves et de votre amour sans fin.

*À toi, mon père **Belaid**, pour ta sagesse, ta force tranquille, et ton engagement sans faille. Tu as toujours été mon guide, celui qui m'a appris à ne jamais me contenter de moins que ce que je mérite, à toujours viser plus haut, même lorsque tout semblait incertain. Ton amour pour nous, tes sacrifices, et ta détermination ont forgé en moi la personne que je suis aujourd'hui. Chaque victoire que je remporte, c'est aussi la tienne.*

*À toi, ma mère **Houria**, pour ta tendresse infinie, ton dévouement et ton amour inconditionnel. Tu as été ma source de chaleur et de réconfort, celle qui, malgré les épreuves, a su me donner la force de toujours avancer. C'est grâce à toi que j'ai appris la valeur du travail, de la persévérance, et de l'empathie. Tes encouragements ont fait de moi une femme capable d'affronter le monde, sans jamais oublier mes racines et mes valeurs.*

*À mes frères **Hemou** et **Amine**, pour votre amour fraternel, votre soutien sans faille et vos moments de joie partagés. Vous êtes les témoins de mon parcours, les complices de mes rires et de mes peines. Vous avez toujours su me rappeler l'importance de la famille, du soutien mutuel et de l'unité. À travers vos yeux, j'ai appris à voir la vie sous un autre angle, à ne jamais perdre mon sens de l'humour, même dans les moments les plus difficiles.*

Cette réussite n'est pas uniquement la mienne, elle vous appartient autant qu'à moi. Vous m'avez aidée à franchir chaque obstacle, à célébrer chaque victoire, et à me relever à chaque chute. Ce travail est le reflet de tout l'amour, de la patience et de la confiance que vous m'avez donnée. Je vous dédie chaque page, chaque mot, avec tout mon cœur.

Fatima

DEDICACE

*À mon très cher, respecté et vénéré pilier : mon père **Nouredine**, modèle de force, de patience et de persévérance. Toi qui as fait tous les sacrifices pour m'offrir toutes les chances dans la vie. Sans ta sagesse et ton courage, je n'aurais jamais puisé dans cette source inépuisable d'inspiration.*

*À ma très tendre mère **Nassima**, amour de douceur et de dévouement, dont la lumière scintille à chacun de mes pas. Merci pour tes encouragements, tes prières silencieuses et ton soutien constant, même dans les moments les plus difficiles.*

*À sœurs adorées, **Hassina, Amel, Zahia, Asma et Romäissa**, ainsi qu'à mon petit frère **Abdelhamid**, qui savent toujours trouver les mots réconfortants face aux épreuves à surmonter. Vos paroles, votre tendresse, vos sourires et votre présence sont les plus beaux trésors de ce parcours incroyable.*

*À ma petite nièce **Basma**, lumière innocente qui m'illumine de sa joie et dont le sourire chaleureux efface toutes mes fatigues.*

*À ma chère tante **Säida**, pour ta bienveillance, tes paroles et tes encouragements.*

*À mes **grands-parents** bien-aimés, gardiens des valeurs de sagesse et d'amour charitable.*

Imene

Liste des abréviations

Ae albopictus: *Aedes albopictus*

Bti: *Bacillus thuringiensis israelensis*

IC₅₀: Inhibitory Concentration 50 %

IC: concentration inhibitrice

L1 : Larve de premier stade

L2 : Larve de deuxième stade

L3 : Larve de troisième stade

L4 : Larve de quatrième stade

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

PDA: Potato Dextrose Agar

R : Répétition

R² : coefficient de détermination

YPD : Yeast peptone dextrose

Glossaire

OMS : Organisation Mondiale de la Santé, institution de l'ONU chargée de coordonner la santé publique internationale.

Aedes albopictus : Moustique tigre asiatique, espèce invasive vectrice de maladies comme la dengue, le chikungunya et le virus Zika.

L1, L2, L3, L4 : Quatre stades larvaires successifs chez les moustiques, se déroulant en milieu aquatique avant la transformation en nymphe.

Nymphe : Stade intermédiaire entre la larve et l'adulte, ne se nourrissant pas et restant en milieu aquatique.

Cycle de vie : Ensemble des étapes biologiques par lesquelles passe un organisme de sa naissance à sa reproduction.

kdr (Knockdown resistance) : Mutation conférant aux insectes une résistance accrue aux insecticides.

PDA (Potato Dextrose Agar) : Milieu de culture utilisé pour faire pousser champignons et bactéries, à base de pomme de terre et de sucre.

Trichoderma sp. : Genre de champignons filamenteux, souvent utilisés comme agents de lutte biologique contre d'autres champignons ou insectes nuisibles.

Mycoparasitisme : Capacité d'un champignon à parasiter un autre champignon en utilisant ses tissus comme source de nutriments.

Antibiose : Interaction biologique où un organisme produit des substances qui inhibent ou tuent un autre organisme.

Conidiophore : Structure portant les spores chez certains champignons.

Phialide : Cellule spécialisée produisant des spores (conidies) chez les champignons.

Conidie : Spore asexuée produite par un champignon.

Toxine : Substance produite par un organisme vivant, nocive pour d'autres organismes.

Gliotoxine, Trichodermine, Viridines : Métabolites secondaires produits par *Trichoderma*, ayant des effets antifongiques ou insecticides.

Lutte anti vectorielle : Ensemble des méthodes visant à limiter ou éliminer les populations d'insectes vecteurs de maladies.

Entomopathogène : Organisme pathogène pour les insectes.

Photopériode : Durée relative du jour et de la nuit dans un cycle de 24 heures, influençant le comportement et le développement d'organismes vivants.

Filtrat fongique : Liquide contenant les substances actives produites par un champignon après culture et filtration.

Milieu Sabouraud chloramphénicol : Support nutritif pour champignons, additionné d'un antibiotique pour limiter les contaminations bactériennes.

Milieu YPD (Yeast Peptone Dextrose) : Milieu riche en nutriments favorisant la croissance de levures et champignons.

Bec Bunsen : Brûleur à gaz servant au chauffage et à la stérilisation du matériel.

Boîte de Petri : Petit récipient circulaire utilisé pour la culture de micro-organismes.

Anse de platine : Tige métallique servant à prélever ou transférer des micro-organismes.

Etuve : Appareil maintenant une température stable pour favoriser la croissance microbienne.

Centrifugation : Séparation des composants d'un mélange par rotation rapide.

Filtre Whatman n°3 : Papier filtrant retenant les particules solides.

Filtre 0,22 µm : Filtre stérile empêchant le passage des bactéries et autres micro-organismes.

Pompe à vide : Dispositif facilitant la filtration par aspiration.

Pm (Poids moyen) : Moyenne des poids des sujets expérimentaux, utilisée dans les calculs de doses.

Correction d'Abbott : Méthode statistique ajustant les taux de mortalité en tenant compte de la mortalité naturelle.

Graphe pad prism 9.5.0 : est un logiciel utilisé pour analyser des données scientifiques et créer des graphiques professionnels, comme des courbes dose-réponse, des histogrammes ou des courbes de survie. Il est très utilisé dans les domaines de biologie, médecine et pharmacologie.

Coefficient de détermination R²: est une mesure statistique qui indique la part de la variation des données expliquée par un modèle .Il varie entre 0 et 1 : plus il est proche de 1, plus le modèle s'adapte bien aux données.

Test de Dunnett : Analyse statistique comparant chaque groupe expérimental à un groupe témoin.

Liste des tableaux

Tableau 1 - Valeur d'IC ₅₀ et de R ² de Test 1de l'effet larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. Sur les Larves d' <i>Aedes albopictus</i> à 24 h.....	29
Tableau 2 - Valeur d'IC ₅₀ et de R ² de Test 1 de l'effet larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. sur Les larves d' <i>Aedes albopictus</i> à 48 h.....	30
Tableau 3 - Valeur d'IC ₅₀ et de R ² de test 1 de l'effet larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. sur les larves d' <i>Aedes albopictus</i> à72 h.....	31
Tableau 4 - Valeur d'IC ₅₀ et de R ² de test 2 de l'effet larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. sur les larves d' <i>Aedes albopictus</i>	34
Tableau 5 - Valeur d'IC ₅₀ et de R ² de test 2 de l'effet larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. sur les larves d' <i>Aedes albopictus</i>	35
Tableau 6 - Valeur d'IC ₅₀ et de R ² de test 2 de l'effet larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. sur les larves d' <i>Aedes albopictus</i>	36
Tableau 7 - Valeur d'IC ₅₀ et de R ² de test 3 de l'effet larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. sur les larves d' <i>Aedes albopictus</i>	40
Tableau 8 - Valeur d'IC ₅₀ et de R ² de test 3 de l'effet larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. sur les larves d' <i>Aedes albopictus</i>	41
Tableau 9 - Valeur d'IC ₅₀ et de R ² de test 3 de l'effet larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. sur les larves d' <i>Aedes albopictus</i>	42

Liste des figures

Figure 1- Œufs d' <i>Aedes albopictus</i> observé avec une loupe binoculaire au grossissement $\times 40$	4
Figure 2– Larves d' <i>Aedes albopictus</i> stade 4 observé sous l'eau	5
Figure 3– Nymphe d' <i>Aedes albopictus</i> observé à la loupe (G X 40).....	5
Figure 4 - L'adulte d' <i>Aedes albopictus</i>	6
Figure 5- Cycle de vie du moustique <i>Aedes albopictus</i>	7
Figure 6 - Carte montre la distribution actuelle d' <i>Aedes albopictus</i> par pays 2013	8
Figure 7- Carte de la distribution d' <i>Aedes Albopictus</i> dans en Algérie	9
Figure 8 - Vue macroscopique (A)et microscopique (B)de <i>Trichoderma</i> sp.....	12
Figure 9 - Schéma du protocole expérimental de l'élevage d' <i>Aedes albopictus</i>	16
Figure 10 - Les étapes du montage des larves d' <i>Aedes albopictus</i>	17
Figure 11 - Vue microscopique (A) Siphon resp.iratoire (B) Suture hypostomale au microscope au Gx40 d' <i>Aedes albopictus</i>	17
Figure 12 - Les étapes de culture et d'ensemencement du champignon entomopathogène <i>Trichoderma</i> sp.	18
Figure 13 – Observation macroscopique du champignon entomopathogène <i>Trichoderma</i> sp.	19
Figure 14 - Méthodes d'identification microscopique de champignon entomopathogène <i>Trichoderma</i> sp.	19
Figure 15 - Observation microscopique de <i>Trichoderma sp.</i> sous microscope optique G $\times 40$	20
Figure 16 - Méthode de la préparation du filtrat de champignon entomopathogène	21
Figure 17 - Protocole expérimentale de l'activité larvicide de <i>Trichoderma</i> sp. sur les larves d' <i>Aedes albopictus</i> : (A) disp.ositif expérimental (B) l'ajout des différentes doses de filtrat sur le disp.ositif expérimental	22
Figure 18 - Identification de la larve d' <i>Aedes albopictus</i>	25
Figure 19 - Impact du filtrat de <i>Trichoderma</i> sp. sur la survie des larves d' <i>Aedes albopictus</i> . (Test 1 à 24 h).....	26
Figure 20 - Impact du filtrat de <i>Trichoderma</i> sp. Sur la survie des larves d' <i>Aedes albopictus</i> (Test 1 à 48 h).....	27
Figure 21 - Impact du filtrat de <i>Trichoderma</i> sp. sur la survie des larves d' <i>Aedes albopictus</i> (Test 1 à 72 h).....	28
Figure 22 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 1 après 24 h	29

Figure 23 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 1 après 48 h.....	30
Figure 24 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 1 après 72 h.....	31
Figure 25 - Impact du filtrat de <i>Trichoderma</i> sp. sur la survie des larves d' <i>Aedes albopictus</i> (Test 2 à 24 h).....	32
Figure 26 - Impact du filtrat de <i>Trichoderma</i> sp. sur la survie des larves d' <i>Aedes albopictus</i> (Test 2 à 48h).....	33
Figure 27 - Impact du filtrat de <i>Trichoderma</i> sp. sur la survie des larves d' <i>Aedes albopictus</i> (test 2 à 72 h).....	34
Figure 28 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 2 à 24 h.	35
Figure 29 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 2 à 48 h.	36
Figure 30 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 2 à 72 h.	37
Figure 31 - Impact du filtrat de <i>Trichoderma</i> sp. sur la survie des larves d' <i>Aedes albopictus</i> (Test 3 à 24 h).....	37
Figure 32 - Impact du filtrat de <i>Trichoderma</i> sp. sur la survie des larves d' <i>Aedes albopictus</i> (Test 3 à 48h).....	38
Figure 33 - Impact du filtrat de <i>Trichoderma</i> sp. sur la survie des larves d' <i>Aedes albopictus</i> (test 3à 72 h).....	39
Figure 34 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 1à 24 h.	40
Figure 35 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 2 à 48 h.	41
Figure 36 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 3 à 72 h	42

Sommaire

Liste des abréviations

Glossaire

Liste des tableaux

Liste des figures

Sommaire

Introduction 1

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I.1. – Généralités sur l’Aedes albopictus 3

I.1.1. - Position taxonomique d’Aedes albopictus 3

I.1.2. - Description morphologique 4

I.1.2.1. - Les œufs..... 4

I.1.2.2. - Les larves 4

I.1.2.3. - La nymphe 5

I.1.2.4. – L’adulte 6

I.1.3. - Cycle de vie 6

I.1.4 - Rôle pathogène d’Aedes albopictus 7

I.1.5 - Distribution géographique 7

I.2. - La lutte anti vectorielle contre l’Aedes albopictus..... 9

1.2.1. - La lutte physique..... 9

1.2.2. - La lutte chimique 10

1.2.3. - La lutte intégrée 10

I.2.4 - La lutte biologique..... 10

I.3 - Trichoderma sp..... 10

I.3.1 – Généralités sur champignons Trichoderma sp..... 10

I.3.2. - Taxonomie 11

I.3.3. - Morphologie 11

I.3.4 - Mode d’infection 12

I.3.4 - Les Toxines 13

I.4. – La résistance..... 13

Chapitre II :Matériel et méthodes

II.1. – Méthodologie de travail 15

II.1.1. - L'élevage d' <i>Aedes albopictus</i>	15
II.1.1.1. – Identification des larves	16
II.1.2. –Ensemencement et culture de champignon entomopathogène <i>Trichoderma</i> sp..	18
II.2.2.2. – Identification macroscopique et microscopique de <i>Trichoderma</i> sp.	18
II.2. - Méthodes de lutte biologique	20
II.2.1.-Préparation du filtrat fongique	20
II.2.2. – Aplication de la lutte biologique	22
II.3. – Méthodes d'exploitation des résultats	22
II.3.1. – Pourcentage de mortalité	23
II. 3.2. -Analyse statistique.....	23

Chapitre III:Résultats

III.1. - Identification des larves d'<i>Aedes albopictus</i>	24
III.2. - Résultats de l'effet de champignon entomopathogène <i>Trichoderma</i> sp. sur leslarves L3 et L4 d'<i>Aedes albopictus</i>	26
III.2.1 - Résultats de test 1.....	26
III.2.1.1. - Résultats de test 1 à 24 h.....	26
III.2.1.2. - Résultats de test 1 à 48 h.....	27
III.2.1.3. - Résultats de test 1 à 72 h.....	28
III.2.1.4. - Résultat de régression non linéaire test 1 à 24 h.....	29
III.2.1.5. - Résultat de régression non linéaire test 1 à 48 h.....	30
III.2.1.6. - Résultat de régression non linéaire test 1 à 72 h.....	30
III.2.2. - Résultats de test2.....	32
III.2.2.1. - Résultats de test2 à 24 h.....	32
III.2.2.2. Résultats de test 2 à 48 h.....	33
III.2.2.3. - Résultats de test2 à 72 h.....	33
III.2.2.4. - Résultat de régression non linéaire test 2 à 24 h.....	34
III.2.2.5. - Résultat de régression non linéaire test 2 à 48 h.....	35
III.2.2.6- Résultat de régression non linéaire test 2 à 72 h.....	36
III.2.3. - Résultats de test 3.....	37
III.2.3.1. - Résultats de test 3 à 24 h.....	37
III.2.3.2Résultats de test 3 à 48 h.....	38
III.2.3.3. - Résultats de test 3 à 72 h.....	39
III.2.3.4- Résultat de régression non linéaire test 3 à 24 h.....	40
III.2.3.5. - Résultat de régression non linéaire test 3 à 48 h.....	41

III.2.3.6 - Résultat de régression non linéaire test 3 à 72 h	42
III.4. – Interprétation générale	43
Chapitre IV : Discussion.....	45
Conclusion.....	58
Références bibliographiques	59
Annexes	
Résumé	

Introduction

Introduction

Les moustiques constituent aujourd'hui l'un des groupes d'insectes les plus redoutés pour leur rôle dans la transmission de nombreuses maladies infectieuses. *Aedes albopictus*, connu sous le nom de moustique tigre, est l'une des espèces les plus invasives et les plus préoccupantes sur le plan de la santé publique. Originaire d'Asie du Sud-Est, il a colonisé plusieurs régions du globe, y compris l'Europe, l'Afrique, et les Amériques, grâce à sa grande plasticité écologique, sa capacité d'adaptation aux milieux urbains et sa tolérance aux climats tempérés (**Bonizzoni et al., 2013 ; Kraemer et al., 2015**). Cette espèce est reconnue comme vecteur de plusieurs arboviroses majeures telles que la dengue, le chikungunya, et le virus Zika (**Paupy et al., 2009 ; WHO, 2022**).

Face à la menace grandissante que représente ce moustique, le recours aux insecticides chimiques est devenu une méthode largement utilisée. Toutefois, cette approche classique présente des inconvénients notables : apparition de résistances chez les populations ciblées, pollution de l'environnement, impact négatif sur la biodiversité et sur la santé humaine (**Benelli, 2015 ; Nkya et al., 2013**). Dans cette optique, le développement de stratégies de lutte alternatives, efficaces et écologiquement sûres, s'impose comme une nécessité urgente.

Parmi les alternatives prometteuses, la lutte biologique à base de champignons entomopathogènes attire une attention croissante. *Trichoderma* sp., un champignon filamenteux largement utilisé en agriculture pour ses propriétés antifongiques et de biocontrôle, présente également un potentiel insecticide encore peu exploré

(**Harman et al., 2004**). Des études récentes ont mis en évidence la capacité de certaines souches de *Trichoderma* à produire des métabolites secondaires bioactifs – tels que des peptaïbols, des polykétides et des enzymes hydrolytiques – capables d'induire une mortalité larvaire chez différents insectes nuisibles (**Vinale et al., 2008 ; El-Akhdar et al., 2019 ; Sampath Kumar et al., 2020**).

Plus spécifiquement, l'effet larvicide du filtrat de culture de *Trichoderma* sp. sur les larves de *Aedes albopictus* a été démontré par plusieurs travaux qui révèlent des taux de mortalité significatifs, des retards de développement larvaire, ainsi que des anomalies morphologiques (**Jayaprakash et al., 2021 ; Singh et al., 2022**). Ces observations ouvrent la voie à une approche innovante, durable et respectueuse de l'environnement pour le contrôle de cette espèce invasive.

Dans ce contexte, notre travail s'inscrit dans une démarche de recherche expérimentale visant à évaluer l'effet larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes*

Introduction

albopictus. Pour ce faire, nous avons adopté une approche structurée et rigoureuse qui repose sur l'analyse de la mortalité larvaire en fonction de différentes concentrations du filtrat.

Ce mémoire est divisé en quatre chapitres principaux :

- Le premier chapitre est consacré aux données bibliographiques, mettant en lumière les caractéristiques biologiques de *Aedes albopictus*, les méthodes classiques et alternatives de lutte anti-vectorielle, ainsi que les propriétés bioactives du genre *Trichoderma*.

- Le deuxième chapitre porte sur le matériel et les méthodes utilisés au cours de notre étude, en détaillant les protocoles de culture fongique, les conditions expérimentales d'exposition larvaire, et les méthodes d'analyse des résultats.

- Le troisième chapitre présente et discute les résultats obtenus à la lumière des travaux antérieurs, en analysant les effets dose-dépendants du filtrat et en discutant des implications biologiques et écologiques.

- Le quatrième chapitre est dédié à la conclusion générale et aux perspectives de recherche, en mettant en évidence l'intérêt du *Trichoderma sp.* comme agent de biocontrôle larvicide et les voies possibles pour des applications futures.

Chapitre I

Synthèse bibliographique

Cette partie présente les généralités sur le moustique tigre « *Aedes albopictus* », et les méthodes de lutte, ainsi que le champignon entomopathogène « *Trichoderma* sp. » et le phénomène de résistance d'*Aedes albopictus*.

I.1. – Généralités sur l'*Aedes albopictus*

Le moustique *Aedes albopictus*, (Skuse,1894) venant d'Asie du Sud-Est, a progressivement acquis le statut d'une des espèces les plus invasives de la planète. Ainsi, en raison de sa possibilité de développement dans des petits accumulés d'eau, autant naturels que factices, et à l'inertie de ses œufs face aux sécheresses, il a évolué vers un grand nombre de milieux très variés, y compris tempérés (Bonnet et al., 2025). Il est maintenant largement présent dans les milieux urbains et périurbains, où il peut aller chercher librement des sites de ponte comme les pneus, les vases ou tout récipient d'eau. Diurne, elle se distingue par sa petite taille, ses rayures noires et blanches, et son vol bref, qui ne dépasse habituellement pas 200 mètres (Chabasse, 2023). Cette vaste capacité d'adaptation, s'est progressivement accrue au fil du temps, sous l'influence des activités humaines telles que le commerce international, qui a joué un rôle majeur dans son expansion géographique depuis plusieurs décennies. Il y a longtemps été perçu comme un simple intermédiaire secondaire de la dengue, il a été ressaisi après les épidémies du Chikungunya en 2006–2007, surtout en Afrique, en Inde et dans l'Europe, ce qui porta un tournant dans sa reconnaissance dans la santé publique (Paupy et al., 2009).

I.1.1. - Position taxonomique d'*Aedes albopictus*

Selon Battaglia et al. (2022), *Aedes albopictus* est classés comme suit :

- Règne : Animalia.
- Phylum : Arthropoda.
- Classe : Insecta.
- Ordre : Diptera.
- Sous-ordre : Nematocera.
- Famille : Culicidae.
- Genre : *Aedes* (*Stegomyia*).
- Espèce : *Aedes albopictus* (Skuse, 1894).

I.1.2. - Description morphologique

I.1.2.1. - Les œufs

Les œufs d'*Aedes albopictus* sont de petite taille (Gunara et al.,2023), de forme allongée rassemblant à un cigare et de couleur noir brillant (Suman et al.,2011). Leur longueur est d'environ 0,5 mm et ils possèdent une surface lisse (Annopkumar et al.,2017) avec une extrémité arrondie et l'autre plus fine (Delatte et al., 2009). Leur enveloppe imperméable leur confère une grande résistance à la dessiccation, leur permettant de survivre plusieurs mois en milieu sec avant l'éclosion lorsque les conditions deviennent favorables (Sota et al., 1992), Cette capacité contribue fortement au succès d'invasion de cette espèce dans divers environnements (Figure 1).



Figure 1- Œufs d'*Aedes albopictus* observé avec une loupe binoculaire au grossissement $\times 40$ (Vacus, 2012).

I.1.2.2. - Les larves

Les larves d'*Aedes albopictus* apparaissent sous la forme d'un corps long et segmenté, à laquelle est attachée une tête avec des antennes droites et fines et des pièces buccales pour se nourrir sur micro-organismes. Elles respirent par un siphon qui se trouve à l'arrière, les permettant de rester sur la surface de l'eau. Leur évolution est composée de quatre stades (L1 à L4) et trois mue qui leur prendra 5 à 20 jours selon la température et la concurrence entre les larves (Costanzo et al., 2011). Il a été démontré par une expérience que quand elles ont de la nourriture à disposition, les larves évoluent plus rapidement et un plus grand nombre d'entre elles atteignent l'état nymphe. Leur évolution peut donc nécessiter, en moyenne, quelques peu plus ou moins 5 jours (Cui et al., 2021) (Figure 2).



Figure 2– Larves d'*Aedes albopictus* stade 4 observé sous l'eau sous une loupe G x 40 (Bagny, 2009).

I.1.2.3. - La nymphe

Au stade larvaire terminal (L4), l'alimentation cesse en raison de la destruction progressive du canal digestif lors du processus de métamorphose, qui conduit à la formation de la nymphe (Darnis, 2012). La nymphe présente une morphologie caractéristique en forme de virgule et demeure en surface de l'eau tout en conservant une certaine mobilité. L'abdomen est composé de huit segments bien visibles suivis d'un neuvième segment réduit. L'extrémité abdominale porte deux palettes natatoires, qui facilitent ses déplacements (Becker et al., 2010; Harbach, 2012). La respiration est assurée par deux trompettes respiratoires situées sur le céphalothorax, permettant à l'insecte de capter l'air atmosphérique (HHMI, 2020; CDC, 2023) (Figure 3).



Figure 3– Nymphe d'*Aedes albopictus* observé à la loupe (G X 40) (Bousses, 2021).

I.1.2.4. – L'adulte

L'adulte d'*Aedes albopictus* est un petit moustique (2 – 10 mm) caractérisé par son Aspect contrasté : un corps noir marqué de rayures blanches argentées et une ligne blanche longitudinale sur le thorax, signe distinctif majeur (**Paupy et al., 2009**). Ses antennes sont plumeuses chez le mâle et simples chez la femelle, tandis que ses pattes annelées de blanc et de noir lui donnent un Aspect tigré. Les ailes, étroites et transparentes, sont adaptées au vol rapide (Figure 4). Ces traits morphologiques permettent une identification aisée et différencient *Aedes albopictus* d'espèces proches comme *Aedes aegypti* (**Bonizzoni et al., 2013**).



Figure 4 - L'adulte d'*Aedes albopictus* sous une loupe GX40 (**Lutz, 2014**).

I.1.3. - Cycle de vie

Aedes albopictus comprend quatre stades distincts : œuf, larve, nymphe et adulte. Les femelles déposent leurs œufs individuellement sur les parois internes de récipients, juste au-dessus de la surface de l'eau. Ces œufs sont résistants à la dessiccation et peuvent rester viables plusieurs mois en conditions sèches, ce qui favorise la survie de l'espèce dans des environnements fluctuants (**Sota et Mogi, 1992**). Après l'éclosion, les larves passent par quatre stades larvaires successifs (L1 à L4). Elles se développent dans de petites collections d'eau stagnante, naturelles ou artificielles (troncs creux, pneus usagés, vases), et se nourrissent principalement de micro-organismes et de matières organiques en décomposition (**Hawley, 1988**). Le stade nymphal, qui ne se nourrit pas, constitue une phase de transition entre la larve et l'adulte. Ce stade dure généralement de 1 à 3 jours, selon la température et la disponibilité des ressources (**Christophers, 1960**). Enfin, l'adulte émerge de la nymphe et présente une activité hématophage chez les femelles, indispensables à la maturation des œufs. Les mâles se nourrissent principalement de nectar (Figure 5). La longévité des adultes est variable, allant de quelques jours à plusieurs semaines, influencée par des facteurs environnementaux comme l'humidité, la température et la disponibilité en hôtes

(**Hawley, 1988 ; Delatte et al., 2009**)

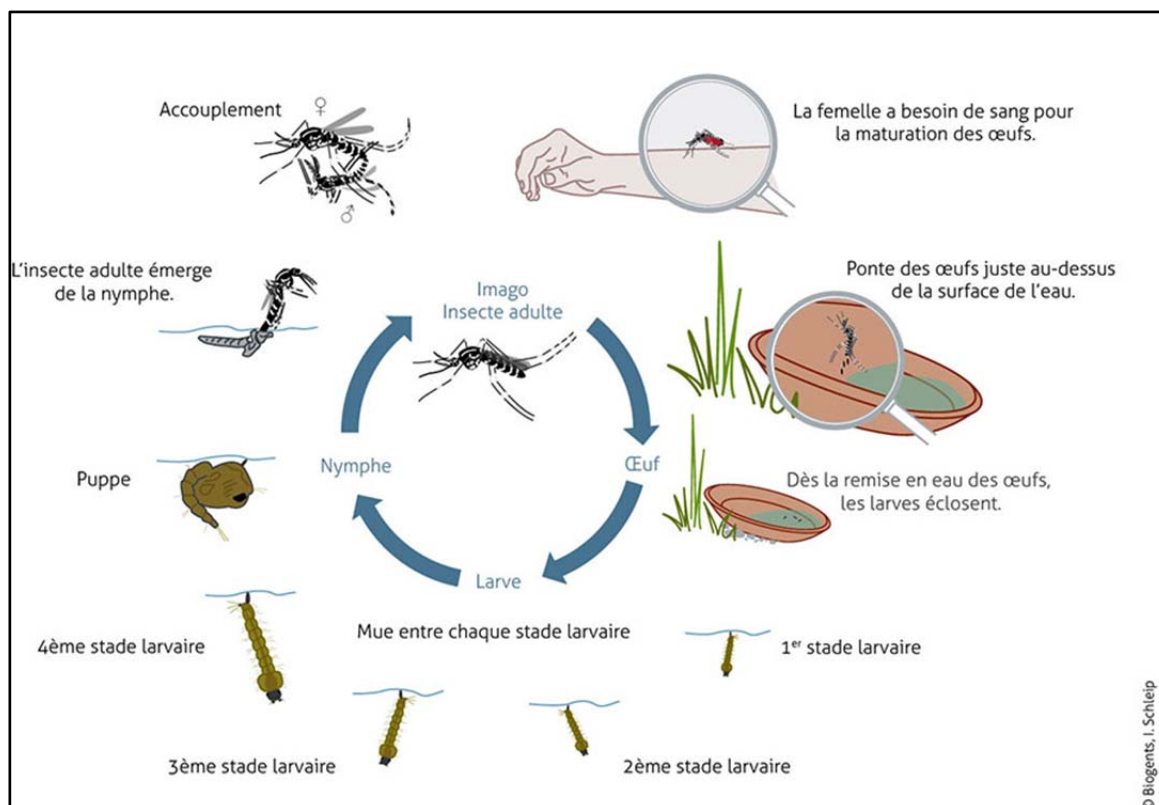


Figure 5- Cycle de vie du moustique *Aedes albopictus* (Biogents, 2018).

I.1.4 - Rôle pathogène d'*Aedes albopictus*

Aedes albopictus, vecteur émergent d'importance médicale, est désormais présent sur des zones d'extension importantes bien au-delà de son aire d'origine en Asie du Sud-Est, comme l'Europe, l'Afrique et l'Amérique où il est responsable de nombreuses épidémies d'arboviroses (Gratz, 2004 ; Medlock et al., 2012). Ayant la capacité de transmettre plus d'une vingtaine de virus, il est un vecteur majeur de dengue et chikungunya comme le montrent des épidémies recensées en Italie et en France ainsi que dans l'océan Indien (Delatte et al., 2008 ; Rezza et al., 2007). Il est suspecté d'être un vecteur potentiel du virus Zika. Adapté à des environnements très anthropisés et hématophage principalement diurne, *Aedes albopictus* représente un danger pour la santé publique mondiale. Par ailleurs, *Aedes albopictus* a également été impliqué dans la transmission de parasites du genre *Dirofilaria* responsables d'infections humaines, Ce phénomène a été observé dans plusieurs régions du monde, notamment aux États-Unis, l'Italie et l'Asie (Cancrini et al., 2003 ; Cancrini, 2007).

I.1.5 - Distribution géographique

Aedes albopictus est une espèce invasive originaire des forêts tropicales d'Asie du Sud-est. Son aire de répartition traditionnelle inclut également les îles du Sud-ouest de l'Océan

Indien, et s'est dispersé dans le monde grâce au commerce international, notamment par le transport de pneumatiques usagés et de plantes ornementales comme Lucky bamboo il s'est propagé sur tous les continents, en Europe, est installé dans les régions méditerranéennes et continue de se développer vers les zones plus tempérées du nord (Paupy et al., 2009). En Amérique, introduit aux États-Unis à 1980, il s'est répandue en Amérique latine et les Caraïbes (Kraemer et al., 2015; Paupy et al., 2009). En Afrique (Figure 6), il a été présenté, en Afrique du Nord que dans pays subsahariens (Kraemer et al., 2015) dont le Nigeria, le Cameroun et le Gabon, où il est reconnu comme vecteur du virus Zika (Grard et al., 2014). En Océanie, elle a été identifiée notamment en Australie et îles du Pacifique

(Laporta et al., 2023).

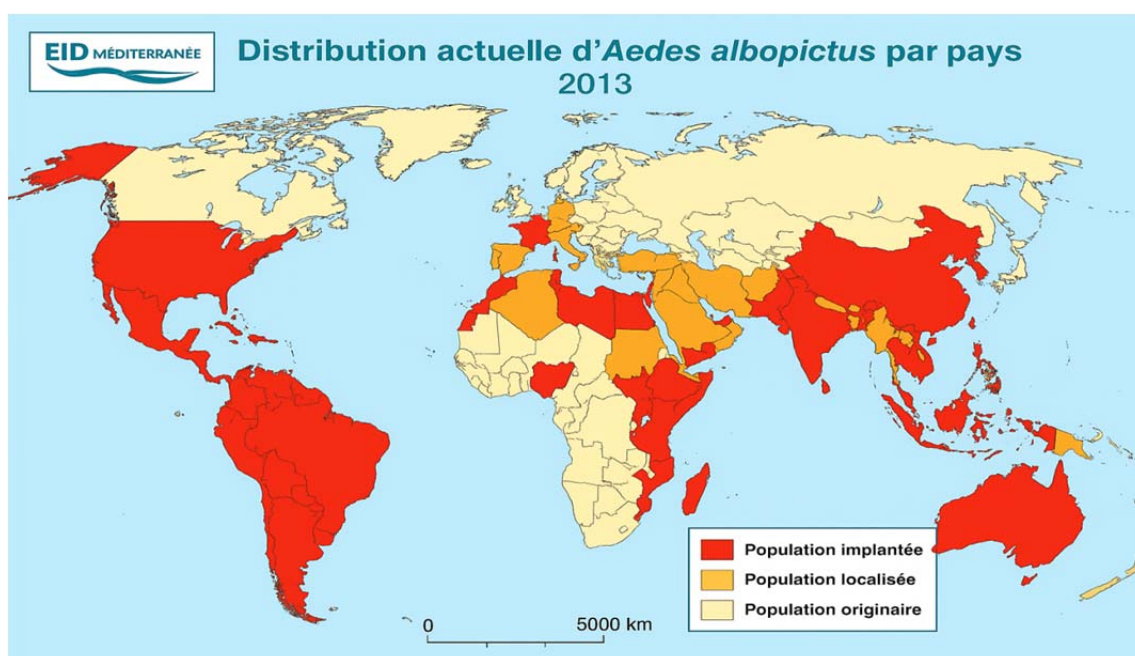
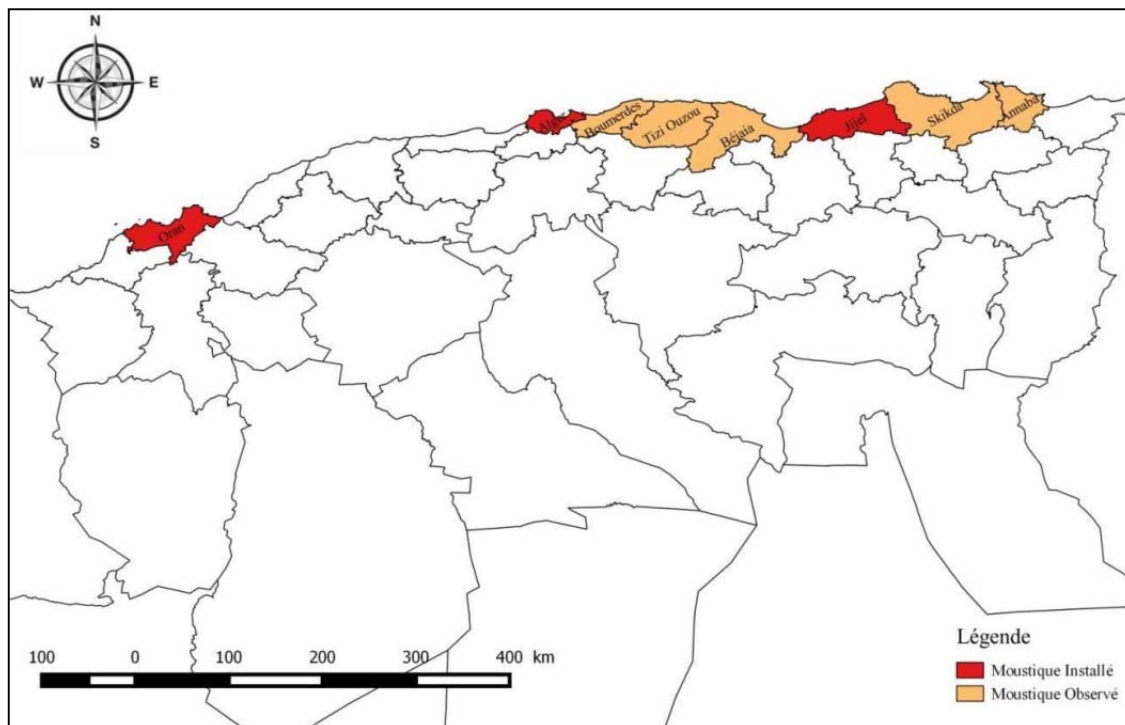


Figure 6.-. Carte montre la distribution actuelle d'*Aedes albopictus* par pays 2013

(EID Méditerranée, 2013).

En 2010, une enquête réalisée dans la région de Larbaa Nath Iraten (wilaya de Tizi-Ouzou), à une altitude de 1 750 m, a permis la capture d'une femelle *Aedes albopictus* encore vivante. Cette observation constitue le premier signalement de la présence de cette espèce en Algérie et, plus largement, dans l'ensemble du Maghreb (Izri et al., 2011). En 2016 l'*Aedes albopictus* a été présenté à Alger dans la commune de Birkhadem, selon Institut pasteur d'Algérie, il s'est répandu dans plusieurs autres localités Kouba, Khraicia, Hussein Dey, Saoula et El Annassers (Harrat, 2017). En 2017 à Jijel et à Annaba en 2018, la présence de cette espèce a continué d'être signalée par les citoyens dans plusieurs wilayas côtières, dont

Skikda, Annaba, Bejaïa et Boumerdes (Figure 7). Il est à signaler qu'aucun cas d'arbovirose (Chikungunya, Dengue ou de ZIKA), habituellement transmise par ce vecteur n'a été enregistré en Algérie (Benallal et al., 2018).



1.2. - La lutte anti vectorielle contre l'*Aedes albopictus*

La lutte contre *Aedes albopictus* repose principalement sur une approche intégrée combinant des méthodes physiques, chimiques, intégrée et biologiques.

1.2.1. - La lutte physique

La lutte physique, ou contrôle mécanique, repose sur l'identification, la réduction ou l'élimination des gîtes larvaires, c'est-à-dire des sites où *Aedes albopictus* pond ses œufs ou où les larves se développent. Un exemple concret est fourni par Becker et al. (2022), qui dans une étude menée en Allemagne ont mis en œuvre une campagne de participation communautaire pour identifier et vider les récipients stockant de l'eau, combinée à des mesures de salubrité environnementale. Ils rapportent que cette élimination systématique des récipients d'eau stagnante, complétée par des interventions de terrain, a permis de réduire le "container index" (c'est-à-dire le pourcentage de récipients positifs pour la présence de larves) de façon importante dans les zones traitées (Becker et al., 2022).

1.2.2. - La lutte chimique

La lutte chimique repose sur l'utilisation de produits insecticides ciblant les stades larvaires ou adultes d'*Aedes albopictus*. Les larvicides microbiens, tels que *Bacillus thuringiensis israelensis* (Bti), sont largement utilisés en raison de leur spécificité et de leur faible impact environnemental. Les adulticides, comme les pyréthriinoïdes, sont employés lors des épidémies pour réduire rapidement les populations adultes. Toutefois, l'usage répété de ces produits entraîne le développement de résistances, notamment par mutations du gène *kdr* et l'augmentation des mécanismes enzymatiques de détoxification (Vontas et al., 2012). Cette limitation souligne la nécessité d'un emploi raisonné des insecticides.

1.2.3. - La lutte intégrée

La lutte intégrée combine différentes stratégies de contrôle pour maximiser l'efficacité tout en réduisant les impacts environnementaux et sanitaires. Elle associe la gestion des gîtes larvaires, l'usage raisonné des insecticides, la surveillance épidémiologique et la sensibilisation communautaire. Cette approche, promue par l'OMS, repose sur une coordination entre les acteurs de la santé publique et les communautés locales afin de mettre en place des actions adaptées au contexte écologique et social (Achee et al., 2015). La lutte intégrée est aujourd'hui considérée comme la méthode la plus durable pour contrôler les populations de moustiques vecteurs.

1.2.4 - La lutte biologique

La lutte biologique repose sur l'utilisation d'organismes vivants ou de produits naturels capables de limiter les populations de moustiques. Parmi les stratégies étudiées, l'infection des moustiques par la bactérie *Wolbachia* réduit leur capacité à transmettre des arbovirus comme la dengue et le Zika. De plus, des champignons entomopathogènes tels que *Trichoderma* sp. Ou *Metarhizium anisopliae* sont étudiés pour leur potentiel à infecter les larves et adultes d'*Aedes albopictus*. Ces méthodes, respectueuses de l'environnement, constituent des alternatives prometteuses face aux limites des insecticides chimiques (Zhang et al., 2015).

I.3 - *Trichoderma* sp.

I.3.1 – Généralités sur champignons *Trichoderma* sp.

Le genre *Trichoderma* constitue un groupe de champignons filamenteux largement répandus dans les sols, la matière organique en décomposition et la rhizosphère des plantes.

Ils se distinguent par une croissance rapide, une forte capacité de colonisation et une remarquable plasticité écologique, leur permettant de s'adapter à des conditions environnementales très variées (Harman et al., 2004 ; Guzmán-Guzmán et al., 2023). Ces champignons sont particulièrement étudiés pour leurs interactions bénéfiques avec les plantes et leur rôle d'agents de biocontrôle contre de nombreux pathogènes telluriques tels que fusarium, Rhizoctonia ou Pythium (Vinale et al., 2008 ; Lorito et al., 2010). Leur action repose sur plusieurs mécanismes complémentaires, parmi lesquels la compétition pour les nutriments et l'espace, la sécrétion de métabolites secondaires, ainsi que l'induction de défenses naturelles chez les plantes (Benítez et al., 2004 ; Shores et al., 2010). En plus de leur effet protecteur, certaines espèces de *Trichoderma* contribuent à améliorer la croissance végétale en stimulant la germination, le développement racinaire et l'absorption des nutriments (Shores et al., 2010). Plus récemment, leur potentiel a été exploré dans des applications innovantes telles que la réduction des pertes post-récolte ou même le contrôle biologique d'insectes, ce qui élargit considérablement leur intérêt en agriculture durable et intégrée (Martínez-Medina et al., 2021 ; Guzmán-Guzmán et al., 2023).

I.3.2. - Taxonomie

Selon Tyśkiewicz et al., (2022), la classification de *Trichoderma* sp. Peut être présentée comme suit :

- Domaine : Eukaryota
- Règne : Fungi
- Division (ou Phylum) : Ascomycota
- Sous-division (Subphylum) : Pezizomycotina
- Classe : Sordariomycetes
- Ordre : Hypocreales
- Famille : Hypocreaceae
- Genre : *Trichoderma*

I.3.3. - Morphologie

Les espèces du genre *Trichoderma* présentent une grande variabilité morphologique, ce qui a longtemps compliqué leur identification avant l'avènement de la biologie moléculaire. Les colonies se développent rapidement sur milieux artificiels, et leur Aspect macroscopique varie selon l'espèce, allant de textures compactes à cotonnées, souvent accompagnées d'une pigmentation verdâtre à verdâtre foncé liée à la maturation des conidies (Figure 8)

(Druzhinina et al.,2011). Les structures reproductrices sont généralement abondantes, avec des conidiophores ramifiés de manière asymétrique et une disposition en verticilles irréguliers, conférant une morphologie “arborescente” caractéristique (Bissett et al., 2015). Les phialides, souvent disp.osées en grappes divergentes, peuvent être ampulliformes ou cylindriques, selon l’espèce(Chaverri & Samuels, 2013). Les chlamydospores, fréquemment produites par plusieurs espèces, sont globuleuses à subglobuleuses, à paroi épaisse, et jouent un rôle dans la survie en conditions défavorables (Kredics et al., 2018). Ces structures leur confèrent une forte résilience dans les sols et une adaptation aux environnements stressants. Enfin, l’observation au microscope électronique révèle une surface conidienne lisse ou finement rugueuse, particularité utilisée dans la différenciation interspécifique (Kubicek et al., 2019).

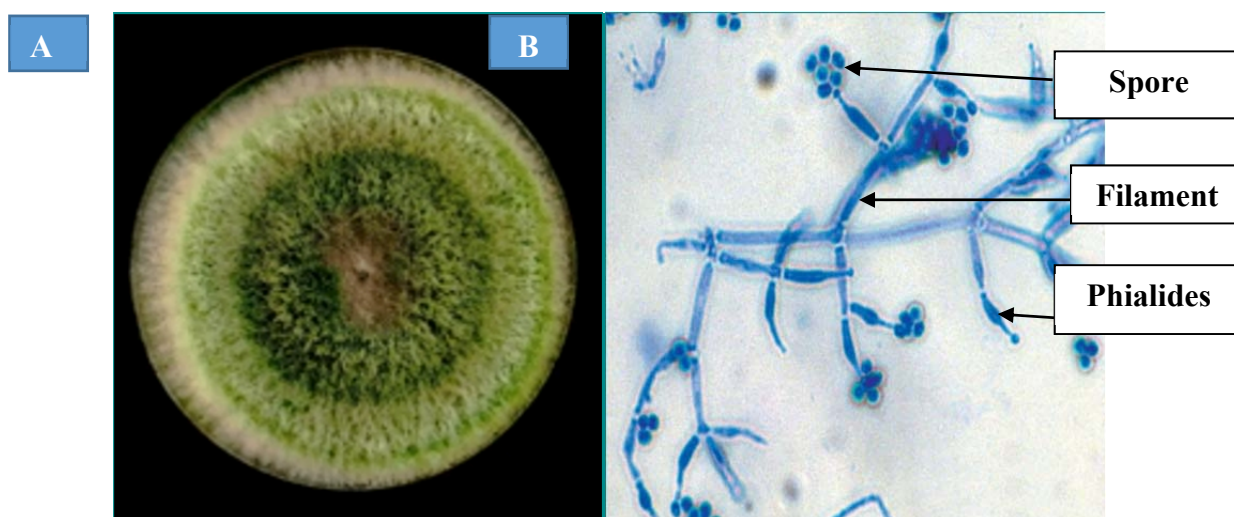


Figure 8.-Vue macroscopique Gx40 (A) (Nadora, 2024) et microscopique Gx40 (B) (Sandoval-Denis et al., 2014) de *Trichoderma* sp.

I.3.4- Mode d’infection

Le processus infectieux de *Trichoderma* repose sur une stratégie multifactorielle qui combine des interactions physiques, enzymatiques et biochimiques. Dans un premier temps, les hyphes du champignon établissent un contact étroit avec la surface de l’hôte, favorisé par des molécules adhésives qui renforcent l’ancrage et initient la reconnaissance (Zeilinger et al., 2016). Une fois fixé, *Trichoderma* sécrète des enzymes extracellulaires spécialisées, notamment des chitinases, des glucanases et des protéases, qui altèrent les structures de défense de l’hôte. Ces enzymes dégradent efficacement la chitine et les β -glucanes constituant la paroi cellulaire des champignons ou la cuticule des insectes, facilitant ainsi la pénétration mécanique des hyphes (Saravanakumar et al., 2017). Parallèlement, le

champignon produit divers métabolites secondaires antifongiques et insecticides (tels que les peptaïbols, harzianopyridones et polykétides), capables de bloquer la croissance d'organismes concurrents ou de provoquer des altérations physiologiques chez les insectes ciblés (Mukherjee et al., 2012 ; Keswani et al., 2014). Chez les insectes, deux voies principales d'infection sont décrites :

- L'ingestion des spores ou filtrats métaboliques, qui provoque des désordres intestinaux et métaboliques.

- Le contact direct avec la cuticule, qui entraîne une colonisation progressive de la surface externe suivie d'une invasion tissulaire (Contreras-Cornejo et al., 2016).

Cette combinaison de mécanismes confère à *Trichoderma* une efficacité notable comme agent de lutte biologique, aussi bien contre les phytopathogènes que contre certains insectes nuisibles.

I.3.5- Les Toxines

Trichoderma est reconnu pour la production d'un large éventail de toxines et composés bioactifs impliqués dans son activité entomopathogène et antifongique. Parmi eux, on cite les peptaïbols, un groupe de peptides linéaires riches en acides aminés non protéiques, qui exercent une action de type pore-forming, entraînant une altération de l'intégrité membranaire et la mort cellulaire des champignons et insectes ciblés (Degenkolb et al., 2003). Outre les peptaïbols, le champignon synthétise des polykétides, isocyanates et terpénoïdes, dont l'effet toxique est associé à une inhibition des processus métaboliques essentiels et à des propriétés cytotoxiques (Reino et al., 2008). D'autres métabolites, tels que les gliotoxines et viridines, ont été identifiés comme responsables d'une forte activité antimicrobienne et larvicide, jouant un rôle clé dans les interactions compétitives de *Trichoderma* avec son environnement (Sivasithamparam et al.; Ghisalberti, 1998). La combinaison de ces toxines avec les enzymes hydrolytiques du champignon accroît son potentiel comme agent de lutte biologique contre des insectes nuisibles tels que l'*Aedes albopictus*.

I.4. – La résistance

La capacité d'*Aedes albopictus* à s'imposer comme espèce invasive repose en grande partie sur sa forte résilience écologique et physiologique. Ses œufs présentent une résistance remarquable à la dessiccation et peuvent survivre plusieurs mois en l'absence d'eau, ce qui favorise leur dispersion passive et leur persistance dans divers environnements

(Thomas et Hall, 2012). Cette espèce tolère également une large amplitude thermique, avec

des œufs capables de résister à des températures proches de 0 °C, ce qui lui permet de coloniser des zones tempérées et d'étendre sa répartition bien au-delà de ses régions tropicales d'origine (**Medlock et al., 2012**).

En outre, *Aedes albopictus* a développé une résistance accrue aux insecticides chimiques, particulièrement aux pyréthrinoïdes et aux organophosphorés, en raison de l'usage intensif de ces produits dans les zones infestées. Cette résistance est souvent associée à des mutations de la cible moléculaire (mutation *kdr* sur le canal sodique voltage-dépendant) ainsi qu'à une augmentation de l'activité enzymatique des estérases, oxydases et glutathion-S-transférases (**Vontas et al., 2012**).

Ces caractéristiques de résistance, à la fois écologique et chimique, renforcent la difficulté de contrôle de cette espèce et soulignent la nécessité d'approches alternatives et durables, telles que l'utilisation d'agents entomopathogènes comme les champignons du genre *Trichoderma*.

Chapitre II

Matériel et méthodes

Dans ce chapitre, nous présentons les méthodes et démarches expérimentales utilisées au cours de ce travail, englobant l'élevage d'*Aedes albopictus*, la culture de champignon entomopathogène *Trichoderma* sp., la préparation de son filtrat ainsi que les tests biologiques réalisés pour évaluer son effet sur les deux derniers stades larvaires de moustique tigre.

II.1. – Méthodologie de travail

La présente étude a été réalisée au niveau du laboratoire d'éco-épidémiologie parasitaire et de génétique des populations de l'institut Pasteur d'Alger durant 4 mois (Avril à juillet) Elle repose sur une méthodologie expérimentale visant à évaluer l'effet du champignon entomopathogène *Trichoderma* sp. sur le stade larvaire L3 et L4 d'*Aedes albopictus*.

II.1.1. - L'élevage d'*Aedes albopictus*

L'expérimentation (Figure 9) a été déroulée dans une salle ou des conditions strictement contrôlées :

- Une humidité de 70%.
- Une température comprise entre 25 et 27°C.
- Une photopériode de 12h/12h.

L'élevage d'*Aedes albopictus* a été réalisé en conditions strictement contrôlées au laboratoire, afin d'obtenir des larves homogènes destinées aux essais biologiques. Les moustiques ont été maintenus dans des cages d'élevage sous une température de 25 à 27 °C, une humidité relative d'environ 70 % et une photopériode de 12 h/12 h. Ils ont été nourris avec une solution sucrée à 10 %, assurant leur survie et la maturation ovarienne. Pour la ponte, des souris anesthésiées à l'aide d'une solution relaxante ont été introduites dans les cages pendant environ deux heures, afin de fournir un repas sanguin. Après ce laps de temps, les souris sont retirées et un papier buvard humide est placé à l'intérieur des cages pour recueillir les œufs déposés individuellement sur sa surface. Les papiers contenant les œufs sont ensuite conservés à l'humidité pendant 48 heures pour permettre la maturation embryonnaire. L'éclosion est provoquée par immersion des papiers dans des bacs contenant de l'eau de robinet déchlorée, favorisant la libération des larves du premier stade (L1).

(Figure 9). Ces dernières sont nourries quotidiennement avec de la levure ou des micro-organismes afin d'assurer leur croissance et leur passage progressif vers les stades L2, L3 et L4. Les bacs d'élevage sont entretenus par un renouvellement régulier de l'eau afin d'éviter toute contamination. Les stades larvaires L3 et L4, particulièrement voraces, représentent la

dernière phase avant la nymphose. Les nymphes formées sont transférées dans des récipients d'émergence placés à l'intérieur des cages, où elles se transforment en adultes, assurant ainsi le maintien continu du cycle d'élevage.

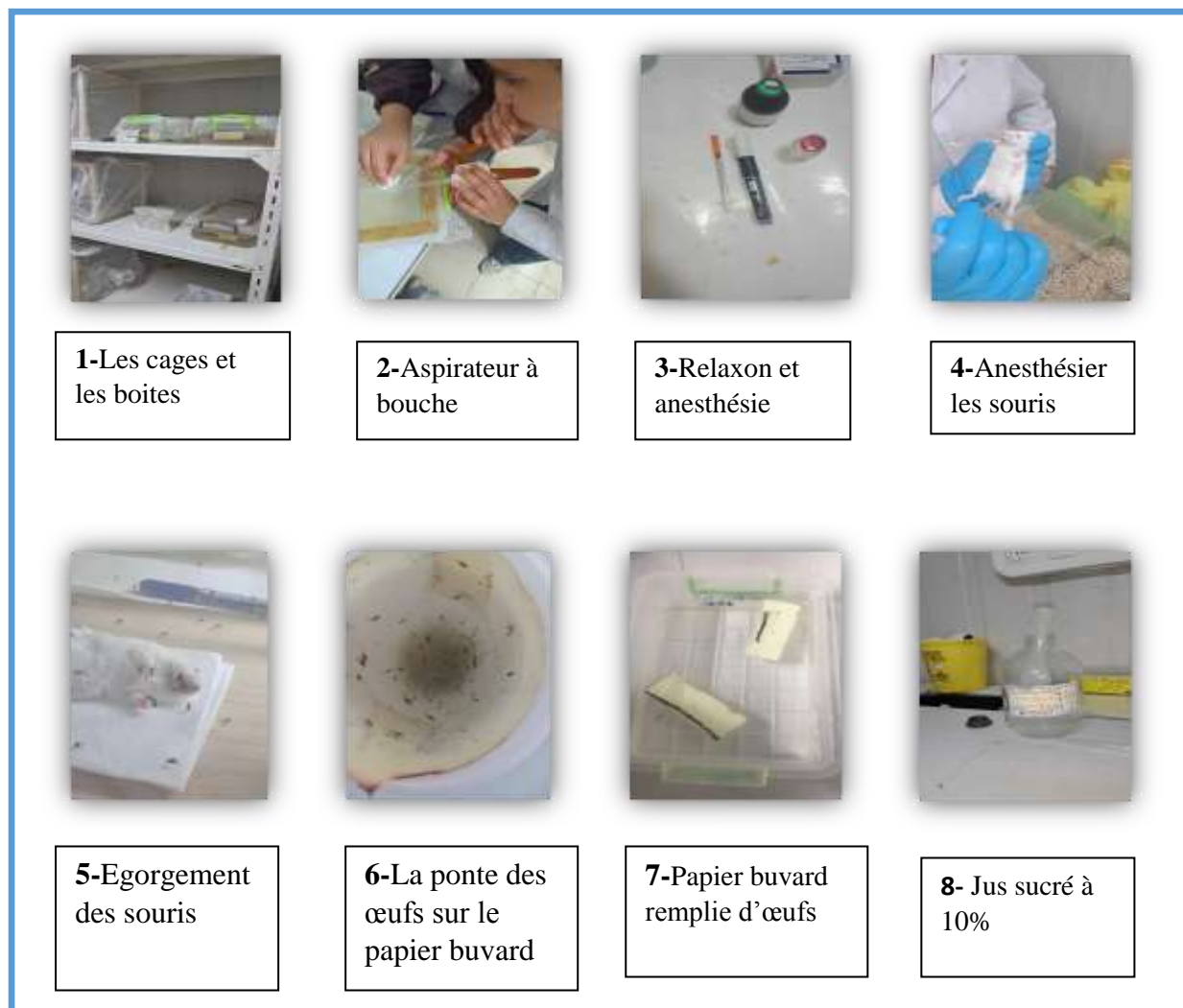


Figure 9: Schéma du protocole expérimental de l'élevage d'*Aedes albopictus* (Originale, 2025).

II.1.1.1. – Identification des larves

Nous avons étudié les caractéristiques morphologiques des larves de moustique tigre à l'aide d'un microscope optique et loupe binoculaire, afin d'identifier les traits spécifiques d'*Aedes albopictus*. L'analyse a été réalisée en utilisant un logiciel spécialisé, « Les moustiques d'Europe », développé par l'OMS (Schaffner et al., 2009).

Durant cette étude (Figure 10), nous avons travaillé sur les larves aux stades L3 et L4. La figure suivante illustre le montage des larves effectué pour faciliter leur observation et leur identification.

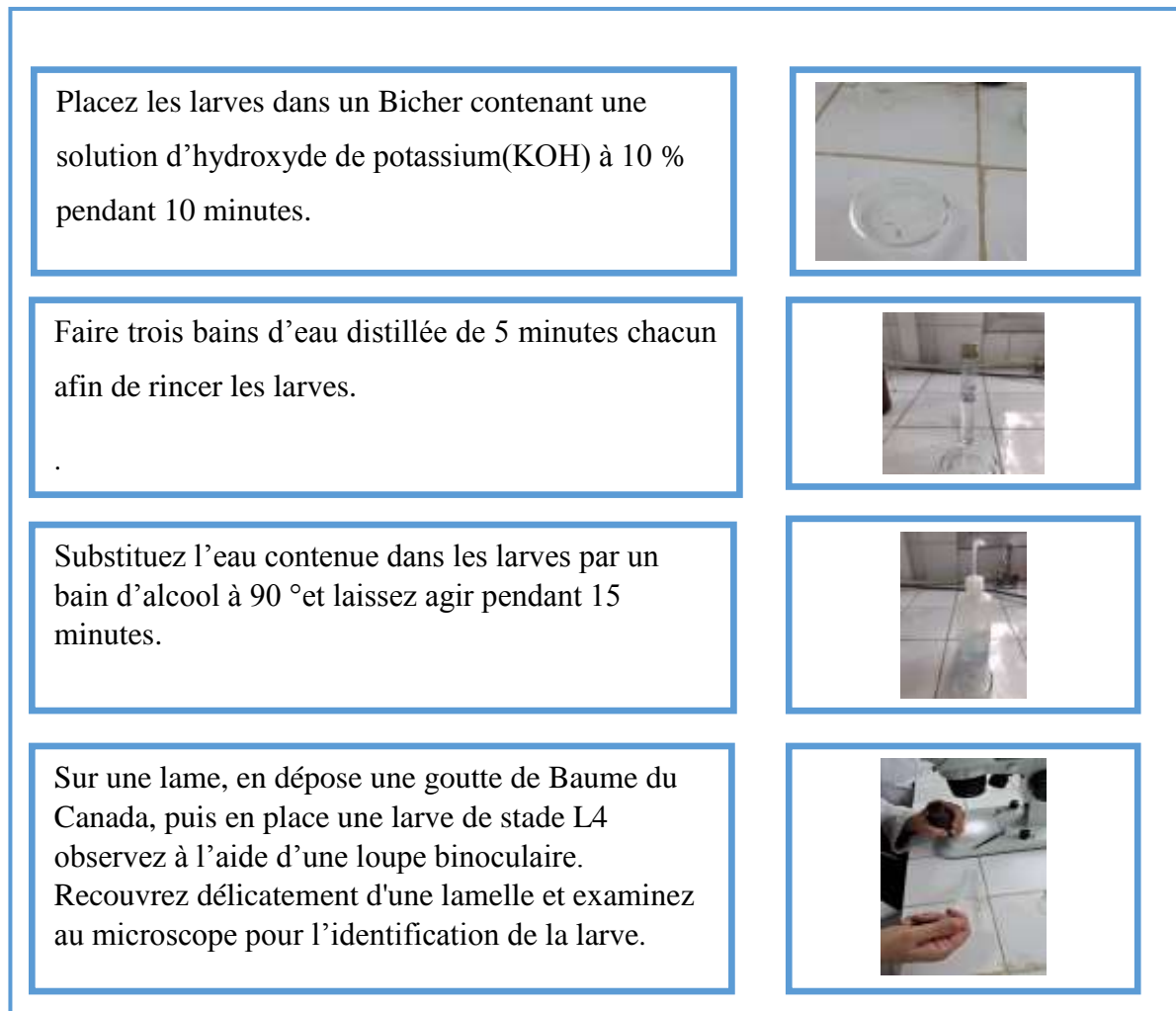


Figure 10: Les étapes du montage des larves d'*Aedes albopictus* (Originale, 2025).

Après cette expérience on a identifié les différentes structures de larve L4 d' *Aedes albopictus*, observées au microscope optique (Figure 11)

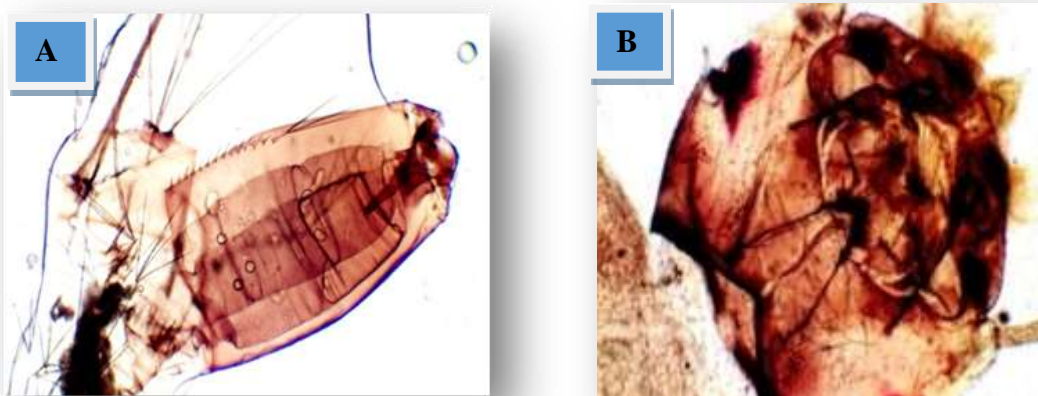


Figure 11 - Vue microscopique (A) Siphon respiratoire (B) Suture hypostomale au microscope au Gx40 d'*Aedes albopictus*. (Originale, 2025)

II.1.2. –Ensemencement et culture de champig non entomopathogène *Trichoderma* sp.

La souche de *Trichoderma* sp.,a été fournie par le laboratoire du département de biologie de l'Université M'Hamed Bougara de Boumerdès.

La culture du champignon *Trichoderma* sp.a été effectué sur un milieu du culture gélose Sabouraud chloramphénicol (Figure12), en suivant plusieurs étapes suivantes:

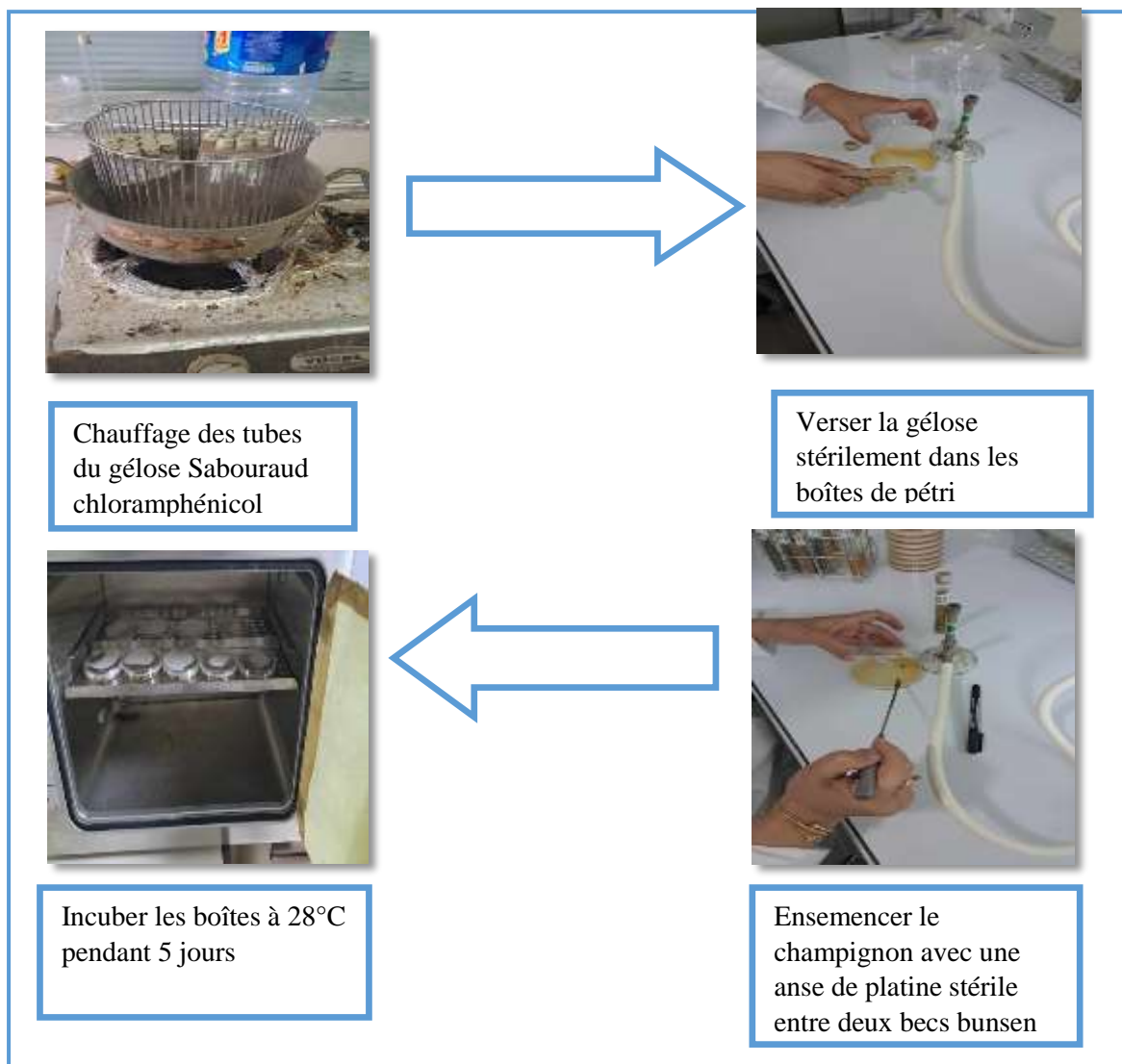


Figure 12 - Les étapes de culture et d'ensemencement du champignon entomopathogène *Trichoderma* sp. (Originale, 2025).

II.2.2.2. – Identification macroscopique et microscopique de *Trichoderma* sp.

L'identification des champignons repose sur l'observation de leurs caractéristiques macroscopiques et microscopique.

-Observation macroscopique

Trichoderma sp. (Figure 13) se reconnaît facilement par ses colonies qui poussent vite. Elles commencent blanches, puis deviennent vertes à cause des spores. La texture est souvent laineuse ou dense, et des cercles concentriques peuvent apparaître. Cette couleur verte est un signe distinctif qui aide à identifier ce champignon.



Figure 13 – Observation macroscopique du champignon entomopathogène *Trichoderma* sp. (Originale 2025).

-Observation microscopique

Le procédé d'observation du champignon *Trichoderma* sp. au microscope est illustré dans le schéma ci-dessous (Figure 14).

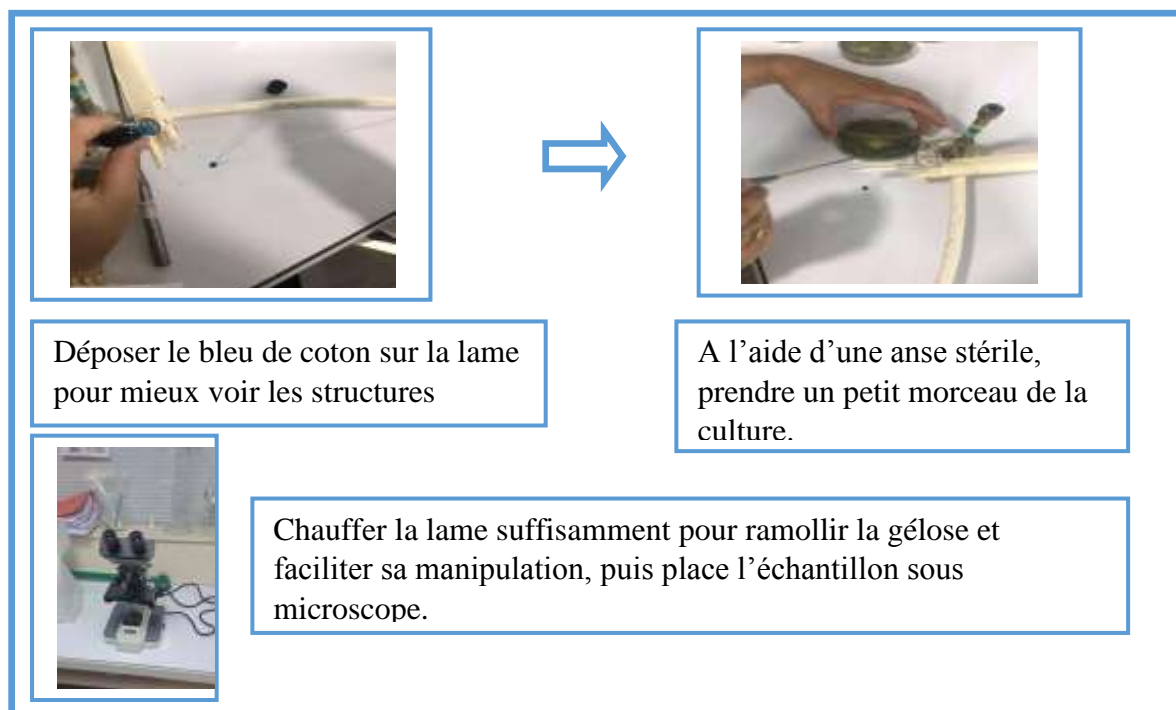


Figure 14 - Méthodes d'identification microscopique de champignon entomopathogène *Trichoderma* sp. (Originale, 2025).

Le résultat d'observation microscopique de *Trichoderma* sp. Est présenté dans la Figure 15.

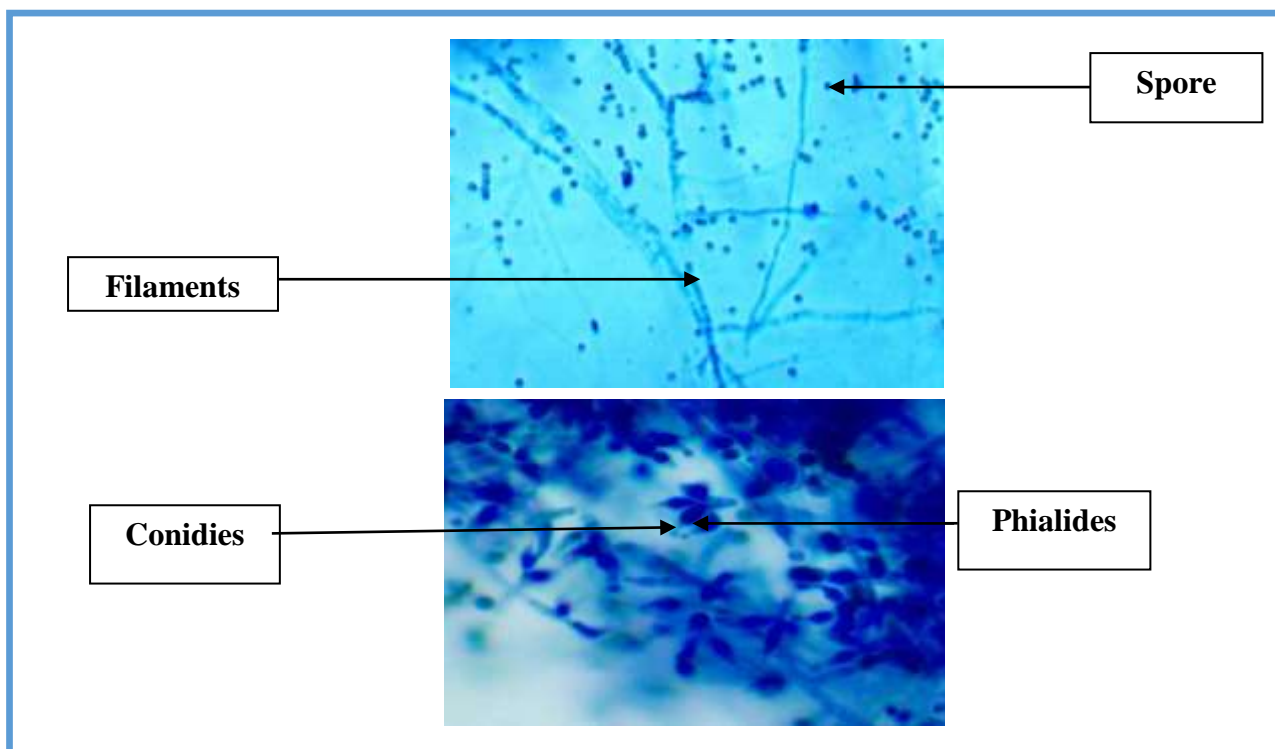
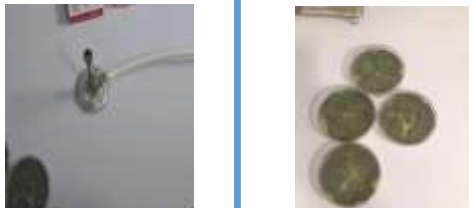
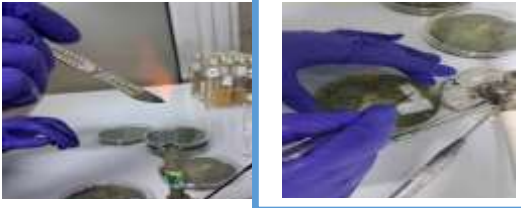



Figure 15 - Observation microscopique de *Trichoderma* sp. Sous microscope optique G×40 (Originale, 2025).

II.2. - Méthodes de lutte biologique

II.2.1.-Préparation du filtrat fongique

Le schéma ci-dessous illustre les principales étapes de la préparation du filtrat fongique (figure 16) :

Allumez le bec Bunsen et préparez les boîtes de culture du champignon.	
À l'aide d'un bistouri stérile, découper des fragments carrés d'un 1 cm de la gélose ensemencée.	
Préparer les flacons contenant du milieu YPD (Yeast peptone dextrose)	

Utiliser une pince stérile pour déposer trois fragments de gélose dans chaque flacon contenant le milieu YPD et laisser incubé pendant 15 jours.



Après 15 jours d'incubation, une croissance abondante du mycélium de *Trichoderma* sp. a été observée à la surface du milieu.



Préparer les fioles avec du papier Whatman n° 3 et placer les entre 2 bec benzène pour assurer le maximum de stérilité.



Verser le contenu des flacons dans les fioles, puis laisser filtrer.



Effectuer une centrifugation du filtrat à 8000 tr/min pendant 20 minutes.



Après centrifugation, transférer délicatement le surnageant présent dans les tubes de 45 mL vers des tubes Falcon propres, en veillant à ne pas perturber le culot formé au fond des tubes."



Le surnageant est filtré, une deuxième fois à travers un filtre de 0,22 µm à l'aide d'une pompe sous vide.



Diviser le filtrat et le congeler à 20°C.



Figure 16 - Méthode de la préparation du filtrat de champignon *Trichoderma* sp. (Originale, 2025).

II.2.2. – Application de la lutte biologique

Cette expérience (Figure 17) a été réalisée pour tester l'effet toxique du filtrat de *Trichoderma* sp. sur les larves de moustique *Aedes albopictus* stade L3 et L4.

Les tests de toxicité sont conduits selon les méthodes préconisées par l'OMS (2005).

Les larves L3 et L4 de moustique tigre ont reçu le traitement à la souche fongique par émergence dans des solutions de filtrat fongique à différentes concentrations. Le protocole de concentration adopté au cours de cette expérience a été fourni par le laboratoire

D'éco-épidémiologie parasitaire et de génétique des populations, conformément à ses procédures internes de référence. Les groupes étaient répartis comme suit :

- Groupe 1 (1 %) : 0,5 mL de filtrat + 49,5 mL d'eau
- Groupe 2 (2 %) : 1 mL de filtrat + 49 mL d'eau
- Groupe 3 (3 %) : 1,5 mL de filtrat + 48,5 mL d'eau
- Groupe 4 (4 %) : 2 mL de filtrat + 48 mL d'eau
- Groupe 5 (5 %) : 2,5 mL de filtrat + 47,5 mL d'eau
- Groupe témoin (0 %) : 50 mL d'eau distillée (aucun filtrat)

Ces concentrations ont été choisies de manière progressive (de 1 % à 5 %) afin d'évaluer l'effet dose-dépendant du filtrat et de déterminer le seuil optimal d'efficacité contre les larves. L'expérimentation a été répétée trois fois pour chaque concentration afin d'assurer la fiabilité des résultats et chaque test a ses trois répétitions différentes (R1, R2, R3) avec témoin à chaque fois. Les mortalités ont été observées et enregistrées après 24 h, 48 h et 72 h d'exposition (Figure 16), afin d'analyser l'effet du filtrat en fonction de la dose et du temps.

Après 24 heures d'exposition, une petite quantité de nourriture a été ajoutée dans chaque gobelet afin d'assurer le maintien des larves vivantes jusqu'à la fin de l'expérimentation.



Figure 17 - Protocole expérimental de l'activité larvicide de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus* : (A) dispositif expérimental (B) l'ajout des différentes doses de filtrat sur le dispositif expérimental (Original, 2025)

II.3. – Méthodes d'exploitation des résultats

II.3.1. – Pourcentage de mortalité

Les comptages servent à évaluer la sensibilité des larves à travers l'observation de leur taux de décès en relation avec la durée d'exposition et la concentration toxique. L'OMS 1963 a établi une méthode spécifique pour déterminer ce pourcentage de décès.

$$(1) \text{ Pourcentage de mortalité} = \frac{\text{Nombre de larves mortes}}{\text{Nombre de larves introduits}} \times 100$$

Le taux de mortalité du groupe témoin qui tombe entre 5% et 20% nécessite l'application d'une correction selon la formule (2) d'Abbott (1925). La correction sert à enlever la mortalité naturelle des résultats pour déterminer avec précision la toxicité du larvicide. Le test devient invalide lorsque la mortalité des témoins atteint plus de 20% ce qui nécessite une nouvelle évaluation.

La formule (2) utilisée pour ajuster le pourcentage de mortalité est la suivante

$$(2) \text{ Pourcentage de mortalité} = \frac{\text{Mortalités des larves traitées} - \text{mortalités des témoins}}{100 - \text{mortalités des témoins}}$$

II. 3.2. -Analyse statistique

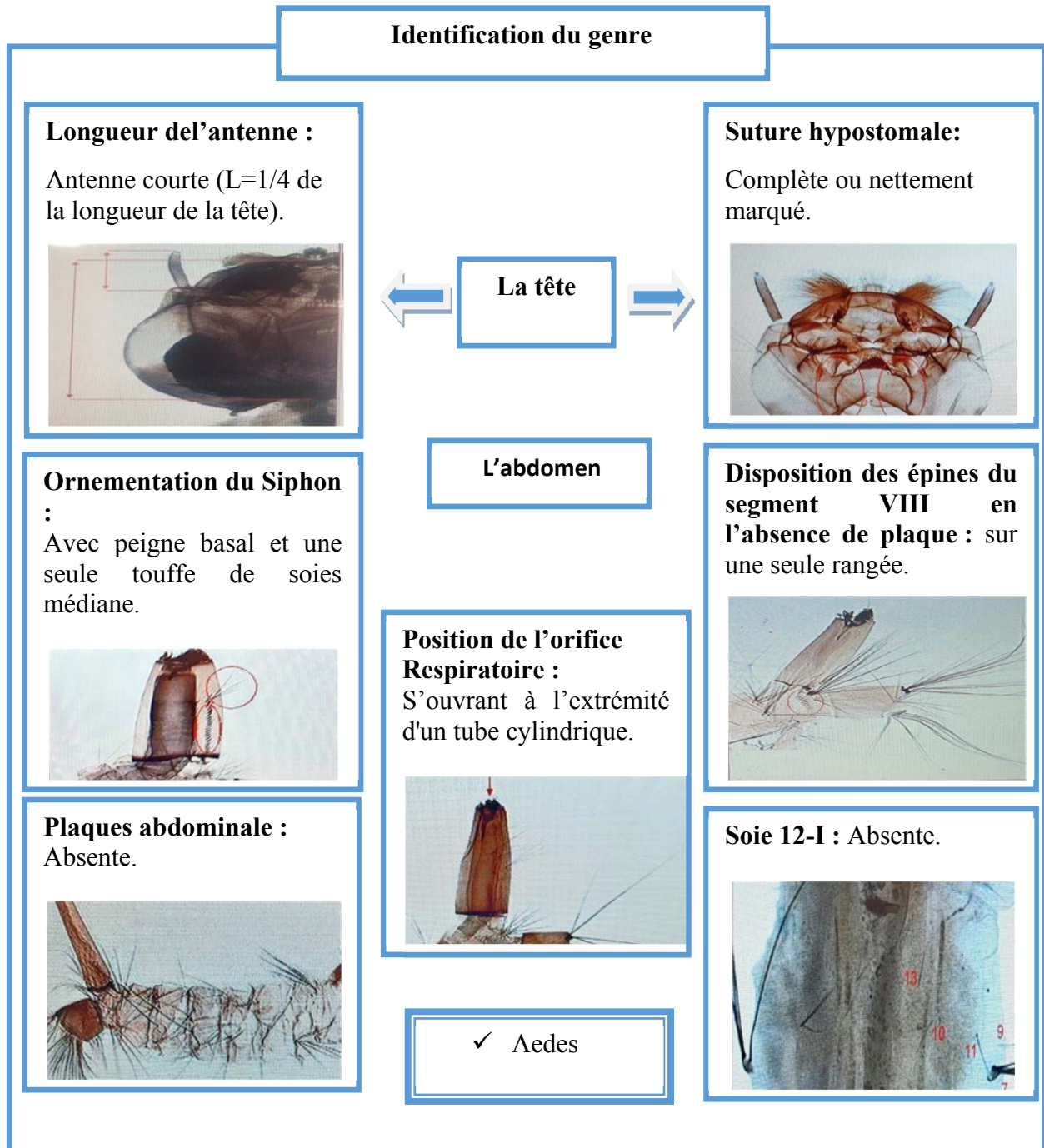
Les données collectées sont saisies dans un modèle créé avec le tableur Excel, puis présentées sous forme de tableaux et de graphiques. Les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide du logiciel «GraphPadPrism version 9.5.0 », en utilisant des régressions linéaires pour calculer l'IC₅₀ ainsi que le coefficient de détermination (R²). Les résultats sont considérés comme statistiquement significatifs lorsque la valeur est inférieure à 0,05.

Chapitre III:
Résultats

Ce chapitre présente les résultats d'identification d'*Aedes albopictus* en se basant sur les deux stades larves L3 et L4 ainsi que l'effet du champignon entomopathogène *Trichoderma* sp.

III.1. - Identification des larves d'*Aedes albopictus*

L'identification des larves aux stades L3 et L4 a été réalisée à l'aide d'un microscope optique associé à un logiciel d'enseignement « Les moustiques d'Europe ». En déterminant d'abord le genre puis l'espèce à partir de critères morphologiques tels que la tête et l'abdomen dans (Figure 18).



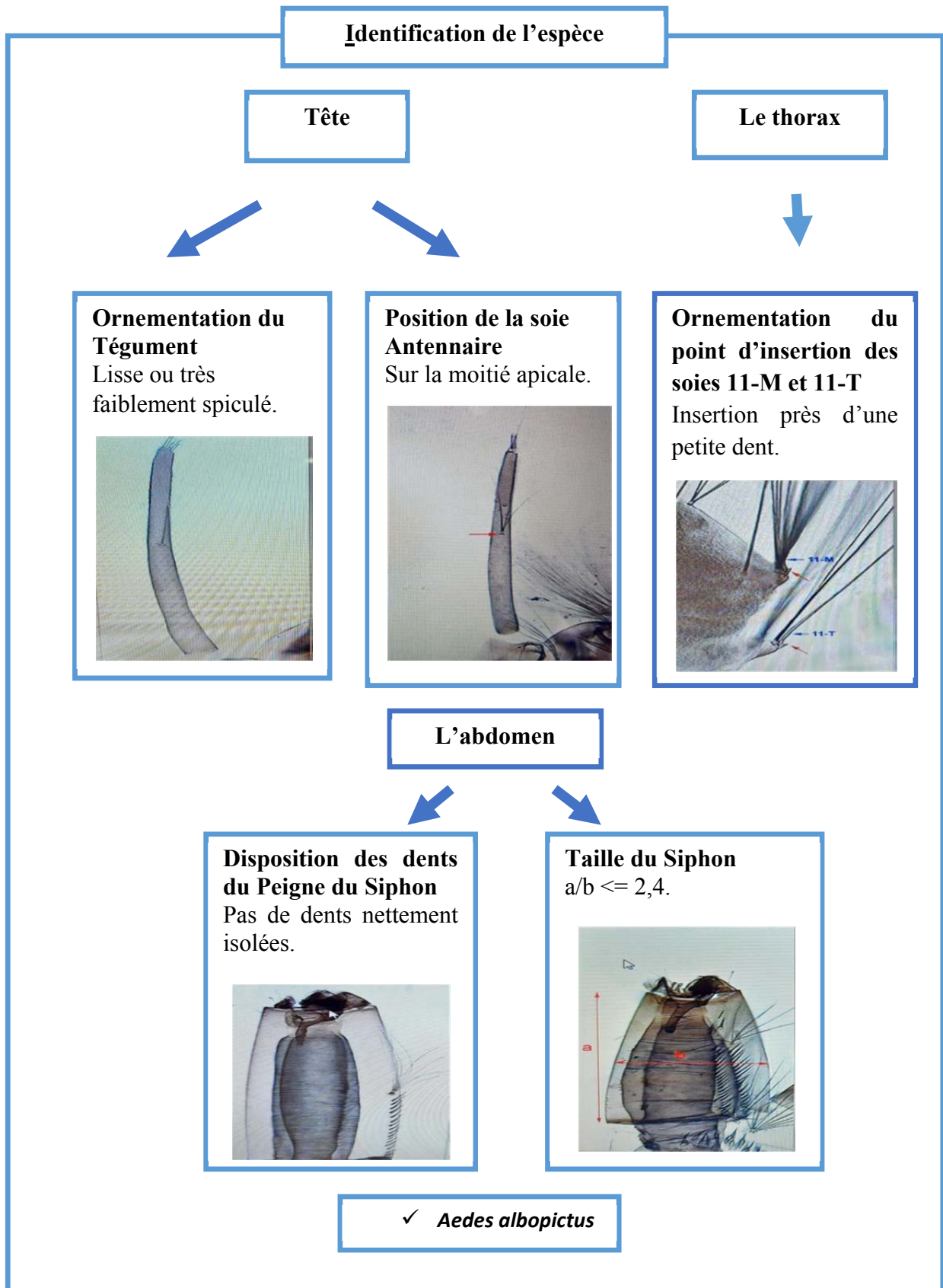


Figure 18- Identification de la larve d'*Aedes albopictus* (Schaffner et al., 2001).

III.2. - Résultats de l'effet de champignon entomopathogène *Trichoderma* sp. sur les larves L3 et L4 d'*Aedes albopictus*

Les résultats des trois tests, réalisés avec trois répétitions chacun, montrent l'effet du champignon entomopathogène *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus* aux stades L3 et L4, après 24 h, 48 h et 72 h d'exposition. Ils sont présentés sous forme de graphiques, qui illustrent l'évolution du nombre de larves survivantes en fonction des différentes concentrations du filtrat de *Trichoderma* sp..

III.2.1 - Résultats de test 1

III.2.1.1. - Résultats de test 1 à 24 h

A 24 h, aucune mortalité n'a été observée chez le témoin, confirmant la validité de l'essai. Dans la répétition R1, le nombre de larves est resté stable (10) aux concentrations 0, 1 et 2, puis a diminué à 9 à la concentration 3 et à 8 à la concentration 4, avant de rester stable à 8 à la concentration 5. Dans la répétition R2, une larve est morte dès la concentration 1 (9 larves survivantes), la situation est restée stable à la concentration 2, puis deux nouvelles mortalités sont survenues à la concentration 3 (7 larves survivantes). Aucune mortalité n'a été notée à la concentration 4, mais une nouvelle perte a été observée à la concentration 5 (6 larves survivantes). Dans la répétition R3, la mortalité est apparue dès la concentration 1 (9 larves survivantes), puis une deuxième à la concentration 2 (8 survivantes). Une stabilité a été observée à la concentration 3 (8 survivantes), suivie d'une baisse à la concentration 4 (7 survivantes) et à la concentration 5 (6 survivantes) (Figure 19).

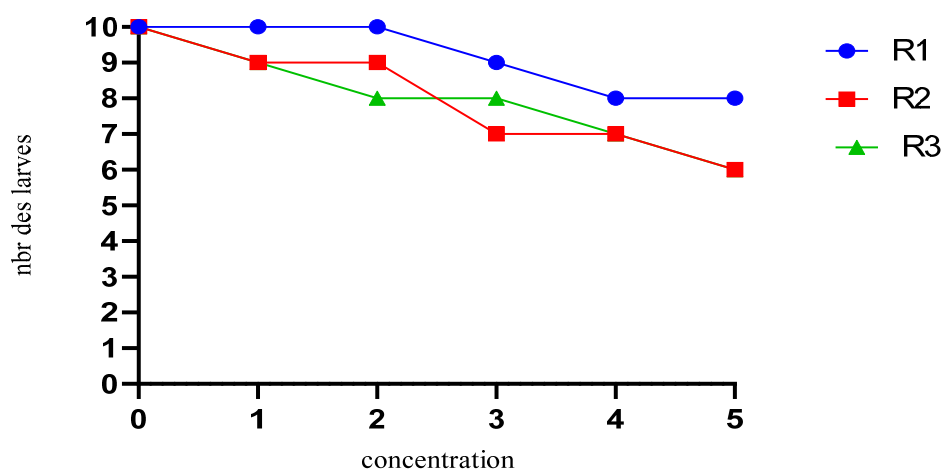


Figure 19- Impact du filtrat de *Trichoderma* sp. sur la survie des larves d'*Aedes albopictus* .(Test 1 à 24 h).

Globalement, la mortalité apparaît plus tardivement en R1 à partir de la concentration 3 et plus précocement en R2 et R3 dès la concentration 1. Ces résultats indiquent que l'augmentation de la concentration du filtrat provoque une diminution progressive du nombre de larves, confirmant l'effet larvicide dose –dépendant du champignon malgré la variabilité entre les répétitions.

III.2.1.2. - Résultats de test 1 à 48 h

A 48 h, aucune mortalité n'a été observée chez le témoin, confirmant la validité de l'essai. Dans la répétition R1, une forte mortalité est notée dès la concentration 1 (8 larves survivantes), suivie d'une baisse progressive aux concentrations 2, 3 et 4 (perte d'une larve à chaque dose, soit 7, 6 et 5 larves survivantes). À la concentration 5, la survie reste stable (5 larves). Dans la répétition R2, une larve meurt à la concentration 1 (9 survivantes), une autre à la concentration 2 (8 survivantes), puis deux à la concentration 3 (6 survivantes). La mortalité se poursuit aux concentrations 4 et 5, réduisant le nombre de larves à 5 puis 4. Dans la répétition R3, la mortalité débute à la concentration 1 (9 survivantes), suivie d'une perte de trois larves à la concentration 2 (6 survivantes). Une larve meurt à la concentration 3 (5 survivantes), la stabilité est observée à la concentration 4 (5 survivantes), puis une dernière larve meurt à la concentration 5, une larve supplémentaire est morte (Figure 20).

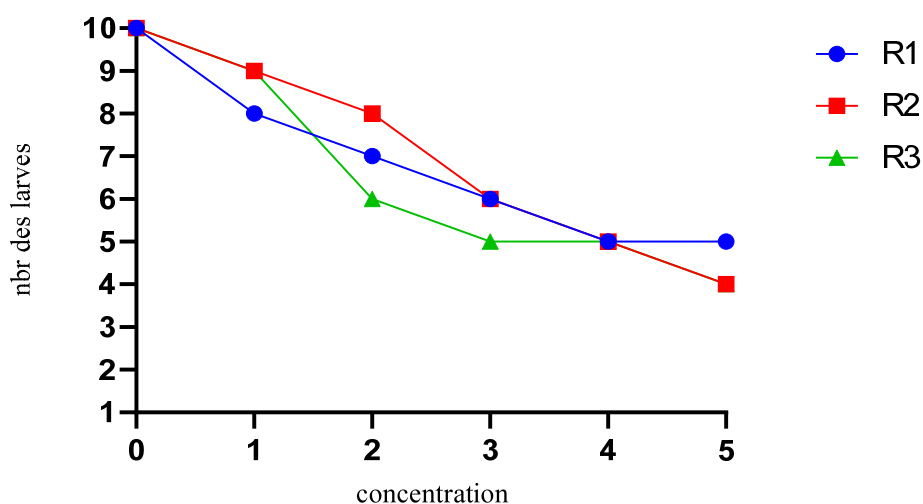


Figure 20 - Impact du filtrat de *Trichoderma* sp. Sur la survie des larves d'*Aedes albopictus*

(Test 1 à 48 h).

Globalement, la mortalité est plus rapide et marquée en R1, plus progressive en R2, et irrégulière en R3. Ces résultats confirment l'effet larvicide du champignon *Trichoderma* sp.

sur les larves *d'Aedes albopictus* après 48 h, avec une intensité croissante selon la concentration et le temps d'exposition.

III.2.1.3. - Résultats de test 1 à 72 h

À 72 h, aucune mortalité n'a été observée dans les trois répétitions (R1, R2, R3) chez le témoin, confirmant la validité de l'essai. Dans la répétition R1, trois larves sont mortes à la concentration 1 (7 survivantes), deux à la concentration 2 (5 survivantes), une à la concentration 3 (4 survivantes), quatre à la concentration 4 (aucune survivante), et toutes les larves sont mortes à la concentration 5 (0 survivante). Dans la répétition R2, la mortalité est plus marquée : cinq larves sont mortes à la concentration 1 (5 survivantes), une à la concentration 2 (4 survivantes), plusieurs aux concentrations 3 et 4, et une mortalité totale est observée à la concentration 5 (0 survivante). Dans la répétition R3, quatre larves sont mortes à la concentration 1 (6 survivantes), une à la concentration 2 (5 survivantes), quatre à la concentration 3 (1 survivante), une à la concentration 4 (0 survivante), et la mortalité est totale à la concentration 5 (0 survivante) (Figure 21).

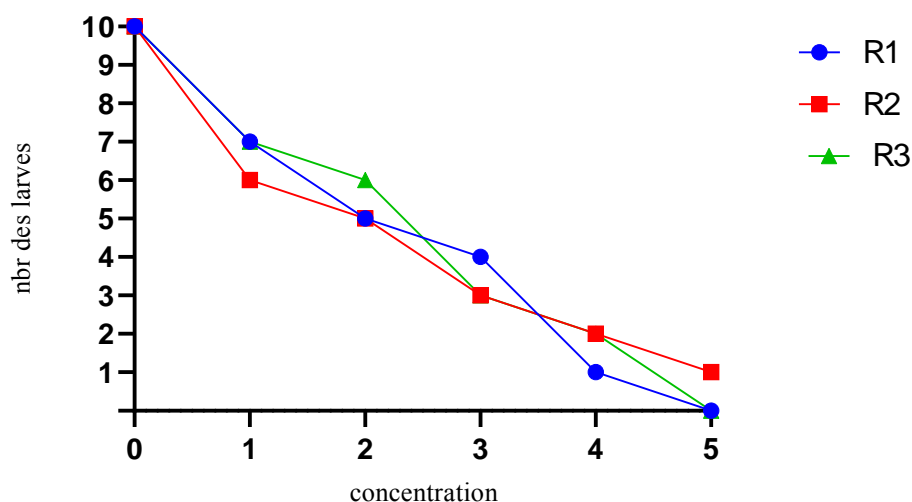


Figure 21-Impact du filtrat de *Trichoderma* sp. sur la survie des larves *d'Aedes albopictus*

(Test 1 à 72 h).

La comparaison des expériences montre que l'augmentation de la concentration a entraîné une augmentation progressive du taux de mortalité des larves, avec de légères différences aux concentrations intermédiaires, indiquant une relation dose-réponse claire, les

concentrations élevées provoquant une toxicité totale, tandis que les concentrations intermédiaires entraînent une diminution variable de la survie en raison d'une sensibilité différente entre les larves

III.2.1.4. - Résultat de régression non linéaire test 1 à 24 h

Les résultats de régression non linéaire de test 1 après 24 heures sont regroupés dans le tableau 1

Tableau 1- Valeur d'IC₅₀ et de R² de Test 1 de l'effet larvicide de *Trichoderma* sp. Sur les larves d'*Aedes albopictus* à 24 h.

Teste 1	Répétitions	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²
	R1	22,77	0,7121
	R2	8,715	0,8484
	R3	8,917	0,9094

A 24 h (tableau 1) Le Test 1 montre que les valeurs d'IC₅₀ varient entre 8,71 et 22,77 µg/ml. Au Test 1, la répétition R1 présente un IC₅₀ plus élevé (22,77 µg/ml ; R² = 0,7121), ce qui traduit une sensibilité plus faible des larves et un ajustement moins précis. En revanche, R2 (8,715 µg/ml ; R² = 0,8484) et R3 (8,917 µg/ml ; R² = 0,9094) donnent des valeurs proches et bien corrélées (Figure 22), indiquant que les larves sont plus sensibles et que les résultats sont fiables. Ces différences entre répétitions peuvent être dues à la variabilité biologique des larves ou à de petites variations expérimentales, mais la concordance de R2 et R3 confirme clairement l'effet larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp.

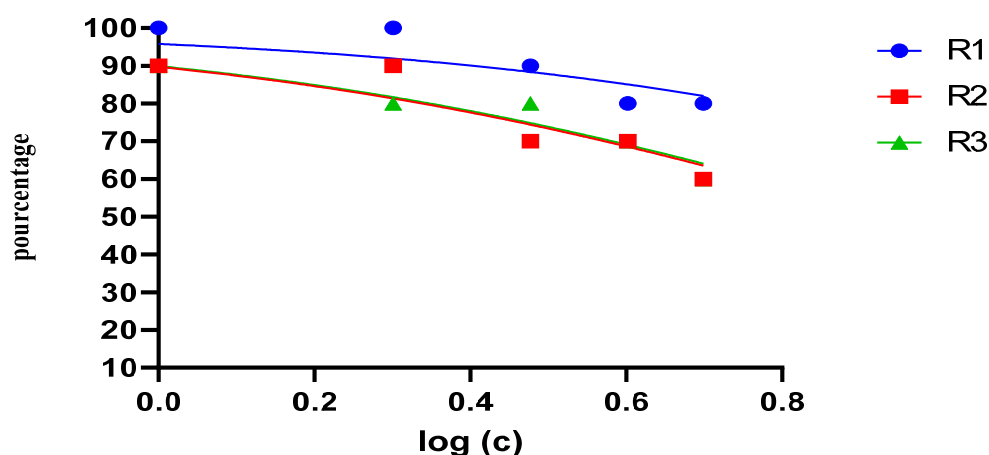


Figure 22 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 1 après 24 h .

III.2.1.5. - Résultat de régression non linéaire test 1 à 48 h

Les résultats de régression non linéaire de test 1 après 48h heure sont regroupés dans le tableau 2

Tableau 2- Valeur d'IC₅₀ et de R² de Test 1 de l'effet larvicide de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus* à 48 h.

Test 1	R	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²
	R1	4,467	0,9716
	R2	4,663	0,8590
	R3	3,612	0,8735

À 48 h (Tableau 2), le Test 1 montre une nette diminution des valeurs d'IC₅₀, comprises entre 3,61 et 4,66 µg/ml, traduisant une sensibilité accrue des larves au filtrat de *Trichoderma* sp. La répétition R1 (4,467 µg/ml ; R² = 0,9716) présente une valeur légèrement plus élevée mais avec un ajustement très précis. Les répétitions R2 (4,663 µg/ml ; R² = 0,8590) et R3 (3,612 µg/ml ; R² = 0,8735) donnent des résultats proches et bien corrélés, confirmant la reproductibilité de l'essai (Figure 23). La diminution des IC₅₀ par rapport à 24 h souligne l'intensification de l'effet larvicide avec le temps d'exposition.

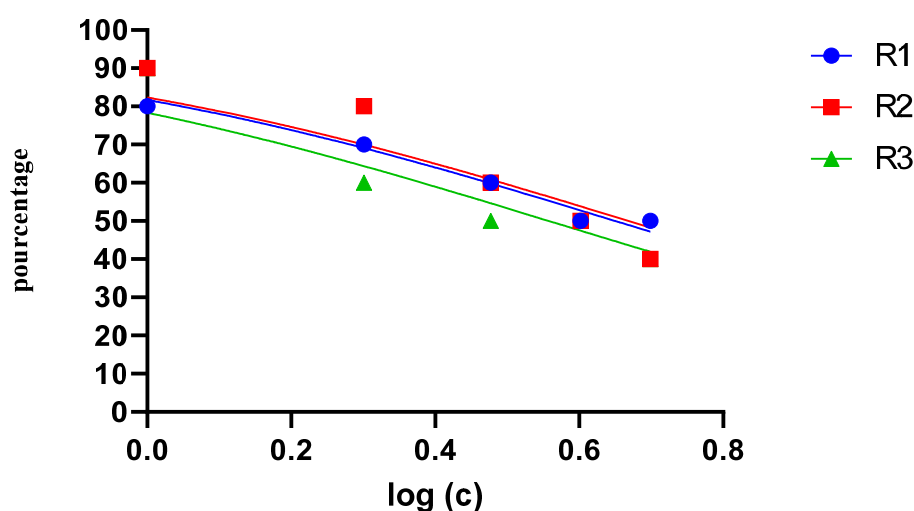


Figure 23 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 1 après 48 h.

III.2.1.6. - Résultat de régression non linéaire test 1 à 72 h

Les résultats de régression non linéaire de test 1 après 72 heures sont regroupés dans le tableau 3.

Tableau 3 - Valeur d'IC₅₀ et de R² de test 1 de l'effet larvicide de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus* à 72 h.

	R	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²
Test 1	R1	1,397	0,6949
	R3	1,342	0,8513
	R3	1,518	0,7018

A 72 h (Tableau 3), le Test 1 met en évidence une nouvelle baisse des valeurs d'IC₅₀, comprises entre 1,34 et 1,51 µg/ml, traduisant une augmentation notable de la sensibilité des larves au filtrat de *Trichoderma* sp. La répétition R1 (1,397 µg/ml ; R² = 0,6949) et R3 (1,518 µg/ml ; R² = 0,7018) présentent des coefficients de détermination plus faibles, suggérant un ajustement moins précis du modèle. En revanche, la répétition R2 (1,342 µg/ml ; R² = 0,8513) offre un meilleur ajustement avec un R² élevé. La convergence des trois valeurs d'IC₅₀ confirme l'efficacité accrue du filtrat au bout de 72 h, malgré quelques variations dans la qualité de l'ajustement statistique (Figure 24).

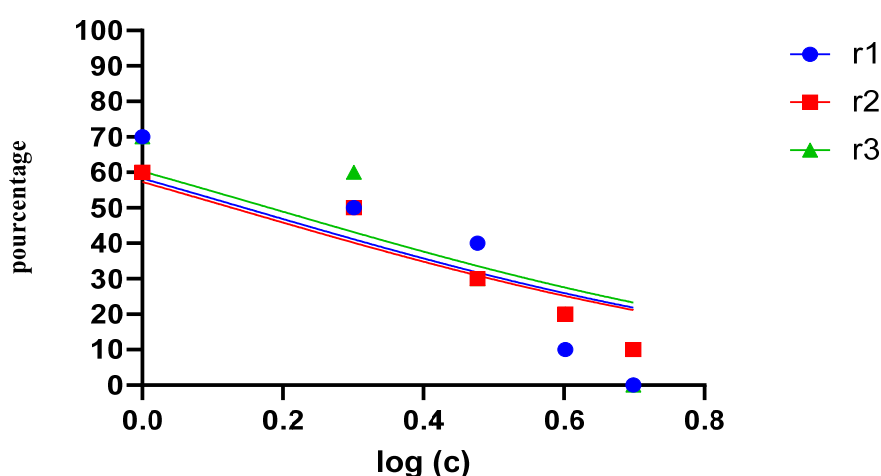


Figure 24 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 1 après 72 h.

L'évolution des valeurs d'IC₅₀ au cours du temps (Tableaux 1, 2 et 3) montre une diminution progressive et significative, passant de 8,71–22,77 µg/ml à 24 h, à 3,61–4,66 µg/ml à 48 h, puis à 1,34–1,51 µg/ml à 72 h. Cette tendance traduit une sensibilité croissante des larves d'*Aedes albopictus* au filtrat de *Trichoderma* sp. Avec l'augmentation du temps d'exposition. Malgré quelques variations entre répétitions, en particulier à 24 h (R1) et 72 h (R1 et R3) où les coefficients de détermination étaient plus faibles, la concordance des

résultats et la nette diminution des IC_{50} confirment l'efficacité larvicide du filtrat et l'importance du facteur temps dans l'intensification de son action.

III.2.2. - Résultats de test2

III.2.2.1. - Résultats de test 2 à 24 h

Après 24 h d'exposition, le témoin maintient 10 larves vivantes, ce qui valide le test. Dans la répétition R1, la survie diminue progressivement avec 8 larves à la concentration 1, puis 6 à la concentration 2, et atteint 4 larves dès la concentration 3, valeur qui se maintient jusqu'à la concentration 5. La répétition R2 enregistre une baisse similaire au départ (9 larves à la concentration 1), mais se distingue par une survie légèrement supérieure aux concentrations 2 (7 larves), avant de redescendre à 6 à la concentration 3 puis 5 larves aux concentrations 4 et 5. La répétition R3, quant à elle, suit la même dynamique que R2 aux concentrations 2 et 5 (7 et 5 larves respectivement), mais conserve une survie intermédiaire de 7 larves à la concentration 3, avant de rejoindre R2 à la fin de l'essai. La comparaison des courbes montre donc une variabilité entre répétitions aux faibles concentrations, avec R1 présentant la plus forte mortalité précoce, tandis qu'à partir de la concentration 3, les profils tendent à converger vers une survie comprise entre 4 et 5 larves (Figure 25).

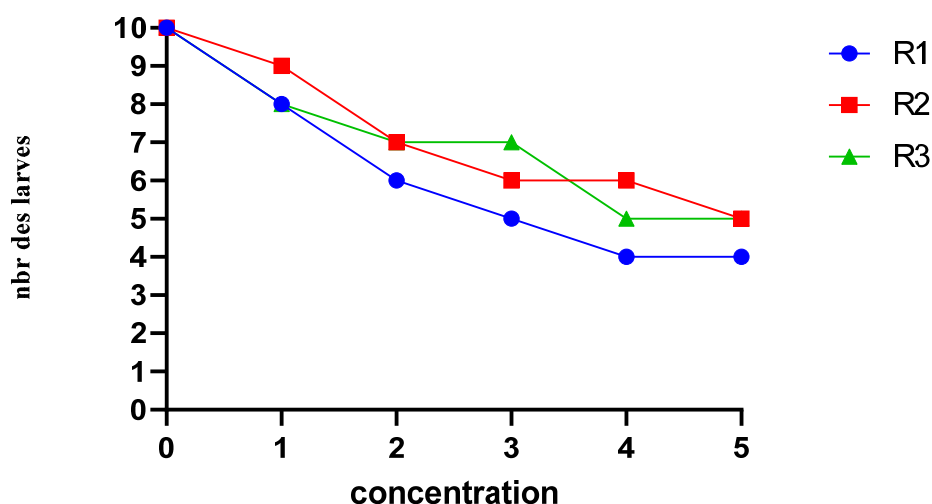


Figure 25 - Impact du filtrat de *Trichoderma* sur la survie des larves d'*Aedes albopictus* (Test2 à 24 h).

III.2.2.2. Résultats de test 2 à 48 h

Après 48 h d'exposition, les témoins conservent 10 larves vivantes, confirmant la validité du test. Dans la répétition R1, la survie chute à 7 larves à la concentration 1, puis à 6 larves à la concentration 2. À la concentration 3, elle se réduit à 5 larves, valeur identique à celle de R2, puis se stabilise à 5 larves jusqu'aux concentrations 4 et 5. La répétition R2 présente une mortalité plus marquée dès la concentration 1 (6 larves), puis atteint 5 larves aux concentrations 2 et 3, avant de continuer sa décroissance avec 4 larves aux concentrations 4 et 5. La répétition R3 suit exactement le profil de R1 jusqu'à la concentration 2 (7 puis 6 larves), mais diffère à la concentration 3 en affichant 6 larves, avant de redescendre à 5 larves aux concentrations 4 et 5, rejoignant ainsi R1. La comparaison des courbes met en évidence une sensibilité plus forte de R2 aux faibles doses, tandis que R1 et R3 montrent une résistance plus marquée ; cependant, à partir de la concentration 3, les profils tendent à se rapprocher, avec une survie comprise entre 4 et 5 larves, confirmant l'action larvicide du filtrat de *Trichoderma sp.*(Figure26).

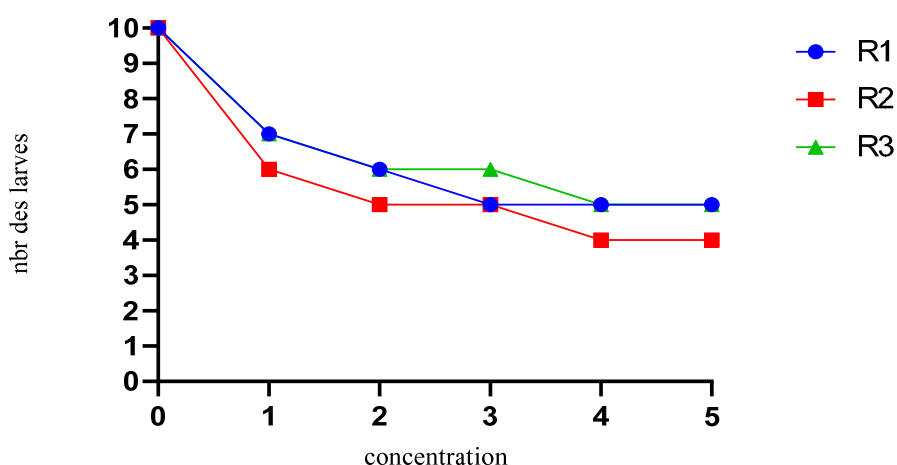


Figure 26 - Impact du filtrat de *Trichoderma sp.* sur la survie des larves d'*Aedes albopictus* (Test 2 à 48h).

III.2.2.3. - Résultats de test2 à 72 h

Après 72 h d'exposition (Figure 27), les témoins ont maintenu 10 larves vivantes, confirmant la fiabilité du test. Dans la répétition R1, la survie diminue fortement dès la concentration 1 avec 4 larves, passe à 3 larves à la concentration 2, à 2 larves à la concentration 3, puis à 1 larve à la concentration 4 avant de s'annuler totalement à la concentration 5. Dans la répétition R2, la mortalité est plus progressive : on observe 5 larves à

la concentration 1, puis 4 larves aux concentrations 2 et 3, suivies de 3 larves à la concentration 4 et enfin 2 larves à la concentration 5. La répétition R3 suit le profil de R1 aux premières concentrations, avec 4 larves à la concentration 1 et 3 larves à la concentration 2, mais se distingue légèrement à la concentration 3 où elle remonte à 3 larves, avant de diminuer de nouveau à 2 larves à la concentration 4 et 1 larve à la concentration 5. Globalement, R1 se caractérise par une mortalité rapide et complète, R2 par une décroissance plus lente mais régulière, et R3 par un comportement intermédiaire ; toutefois, à partir de la concentration 3, les trois répétitions tendent à se rapprocher avec une survie très réduite, confirmant l'efficacité larvicide du filtrat de *Trichoderma sp.*

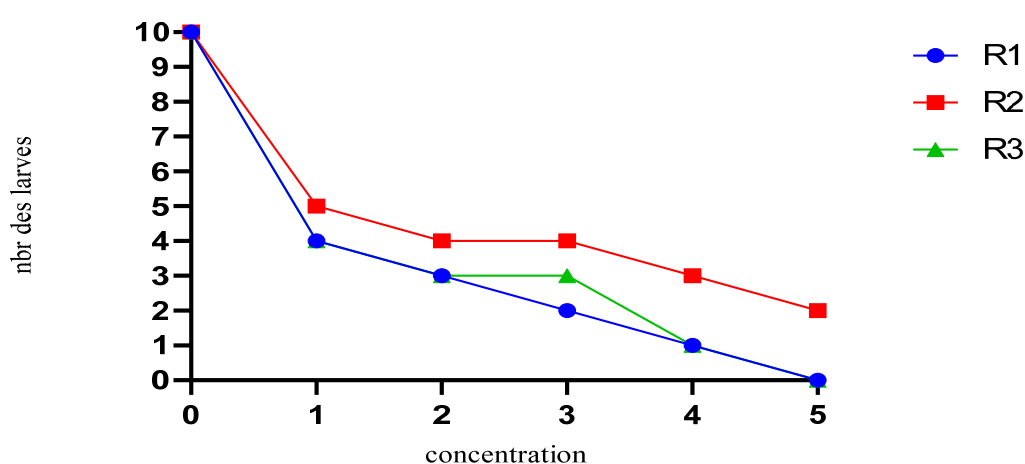


Figure 27- Impact du filtrat de *Trichoderma sp.* sur la survie des larves d'*Aedes albopictus* (test 2 à 72 h).

III.2.2.4. - Résultat de régression non linéaire test 2 à 24 h

Les résultats de régression non linéaire de test 2 après 24 heures sont regroupés dans le tableau 4.

Tableau 4- Valeur d' IC_{50} et de R^2 de test 2 de l'effet larvicide de *Trichoderma sp.* sur les larves d'*Aedes albopictus*.

	R	IC_{50} ($\mu\text{g/ml}$)	R^2
Test 2	R1	3,092	0,9670
	R2	5,244	0,9271
	R3	4,924	0,8615

L'analyse de régression non linéaire du test 2 à 24 h (Tableau 4, Figure 28) indique des valeurs d'IC₅₀ comprises entre 3,09 et 5,24 µg/ml, traduisant une activité larvicide modérée du filtrat de *Trichoderma* sp. L'IC₅₀ la plus faible est observée en R1 (3,092 µg/ml ; R² = 0,9670), reflétant une bonne efficacité avec un ajustement statistique solide. En R2, l'IC₅₀ atteint 5,244 µg/ml pour un R² = 0,9271, soit une efficacité réduite mais avec un modèle cohérent. R3 présente une valeur intermédiaire (4,924 µg/ml ; R² = 0,8615), associée à un ajustement correct. Ces données montrent une certaine variabilité entre répétitions, mais confirment que le filtrat exerce une action larvicide mesurable dès 24 h.

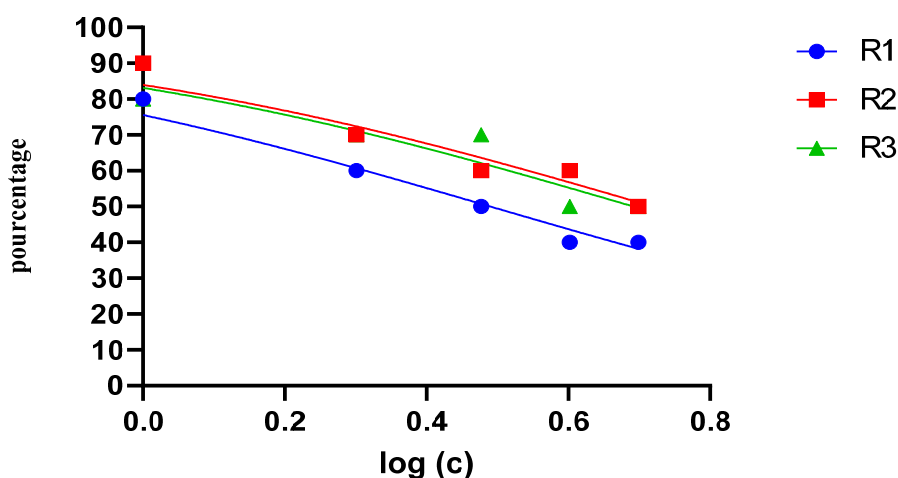


Figure 28- Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 2 à 24 h.

III.2.2.5. - Résultat de régression non linéaire test 2 à 48 h

Les résultats de régression non linéaire de test 2 après 48 heures sont regroupés dans le tableau 5.

Tableau 5- Valeur d'IC₅₀ et de R² de test 2 de l'effet larvicide de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus*

	R	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²
Test 2	R1	3,476	0,44558
	R2	2,428	0,1899
	R3	3,839	0,3596

Les résultats de régression non linéaire du test 2 à 48 h (Tableau 5, Figure 29) montrent des valeurs d'IC₅₀ comprises entre 2,42 et 3,83 µg/ml, traduisant une efficacité larvicide plus marquée qu'à 24 h. En R1, l'IC₅₀ atteint 3,476 µg/ml avec un R² = 0,4456, indiquant une

mortalité notable mais avec un ajustement limité. La répétition R2 présente la valeur la plus faible (2,428 $\mu\text{g/ml}$; $R^2 = 0,1899$), révélant une efficacité élevée mais un ajustement statistique très faible, réduisant la fiabilité du modèle. En R3, l'IC₅₀ est de 3,839 $\mu\text{g/ml}$ avec un $R^2 = 0,3596$, soit une efficacité intermédiaire avec un ajustement modéré. Globalement, les résultats à 48 h confirment l'effet larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp., mais les faibles valeurs de R^2 ($< 0,5$) traduisent une variabilité importante et une précision statistique limitée.

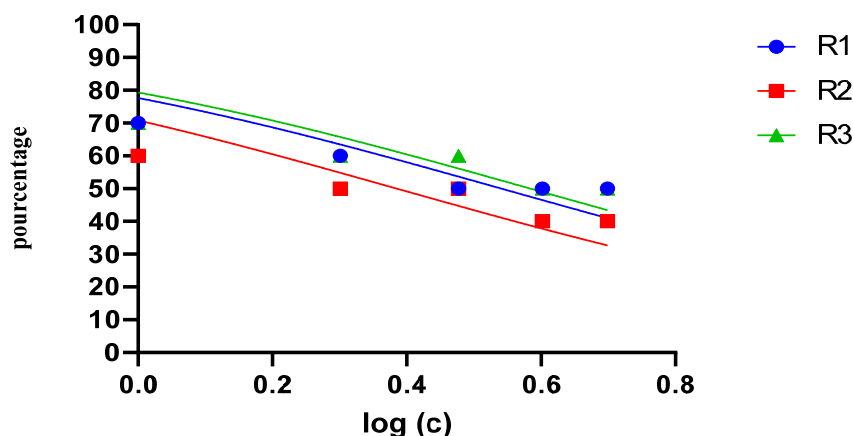


Figure 29 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 2 à 48 h.

III.2.2.6- Résultat de régression non linéaire test 2 à 72 h

Les résultats de régression non linéaire de test 2 après 72 heures sont regroupés dans le tableau 6.

Tableau 6- Valeur d'IC₅₀ et de R^2 de test 2 de l'effet larvicide de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus*

Test 2	R	IC ₅₀ ($\mu\text{g/ml}$)	R^2
	R1		3,476
R2		2,428	0,1899
R3		3,839	0,3596

Les résultats de régression non linéaire du test 2 à 72 h (Tableau 6) indiquent des valeurs d'IC₅₀ comprises entre 2,42 et 3,83 $\mu\text{g/ml}$ selon les répétitions, traduisant une efficacité larvicide modérée à cette durée d'exposition. Dans la répétition R1, l'IC₅₀ est de 3,476 $\mu\text{g/ml}$ avec un coefficient de détermination $R^2 = 0,4458$, ce qui révèle une efficacité correcte mais un ajustement statistique relativement moyen. Dans la répétition R2, l'IC₅₀ atteint 2,428 $\mu\text{g/ml}$, avec un $R^2 = 0,1899$, indiquant la meilleure efficacité larvicide parmi les trois répétitions mais un ajustement du

modèle très faible. Dans la répétition R3, l'IC₅₀ est de 3,830 µg/ml avec un R² = 0,3596, confirmant une efficacité intermédiaire, accompagnée d'un ajustement limité. Ces résultats mettent en évidence que le filtrat de *Trichoderma* sp. Exerce encore une activité larvicide à 72 h, bien que les coefficients de détermination restent globalement faibles, traduisant une fiabilité statistique limitée malgré la mortalité observée.(Figure 30).

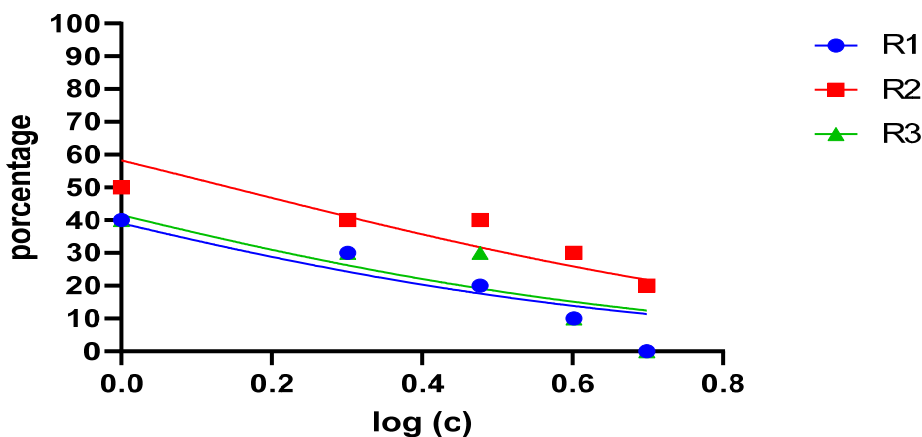


Figure 30 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 2 à 72 h.

III.2.3. - Résultats de test 3

III.2.3.1. - Résultats de test3à 24 h

Après 24 h, aucune mortalité n'a été observée chez le témoin, confirmant la validité de l'essai. Dans la répétition R1, aucune mortalité n'est enregistrée à la concentration 0, 1 et 2 ; une larve meurt à la concentration 3 (9 survivantes), la survie reste stable à la concentration 4, puis une nouvelle perte est notée à la concentration 5 (8 survivantes)

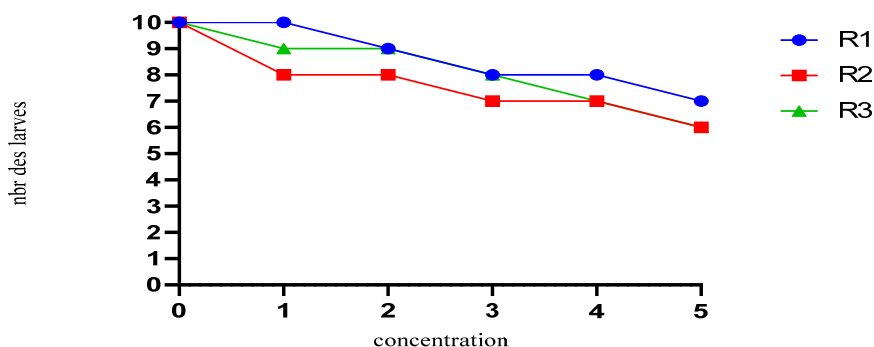


Figure 31 - Impact du filtrat de *Trichoderma* sp. sur la survie des larves d'*Aedes albopictus* (Test 3 à 24 h).

Dans la répétition R2, la survie est complète aux concentrations 0 et 1, puis une larve meurt à la concentration 2 (9 survivantes), deux autres à la concentration 3 (7 survivantes), une stabilité est observée à la concentration 4, et deux larves supplémentaires meurent à la concentration 5 (5 survivantes). Dans la répétition R3, aucune mortalité n'est observée à la concentration 0, deux larves meurent à la concentration 1 (8 survivantes), la survie reste stable à la concentration 2, (Figure 31). deux autres larves meurent à la concentration 3 (6 survivantes), la stabilité est maintenue à la concentration 4, puis une nouvelle perte est notée à la concentration 5 (5 survivantes) Dans l'ensemble, la mortalité larvaire augmente avec la concentration du filtrat, apparaissant plus tardivement en R1 et plus précocement en R3. Ces résultats confirment un effet larvicide dose-dépendant du *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus* après 24 h d'exposition.

III.2.3.2 Résultats de test 3 à 48 h

Après 48 h, aucune mortalité n'a été observée chez le témoin, confirmant la validité de l'essai. Dans la répétition R1, la mortalité débute à la concentration 2 (8 survivantes), suivie d'une nouvelle perte à la concentration 4 (7 survivantes), avant une stabilité à la concentration 5. Dans la répétition R2, une larve meurt à la concentration 2 (9 survivantes), deux à la concentration 3 (7 survivantes), puis la mortalité se stabilise à la concentration 4 et augmente de nouveau à la concentration 5 (5 survivantes).

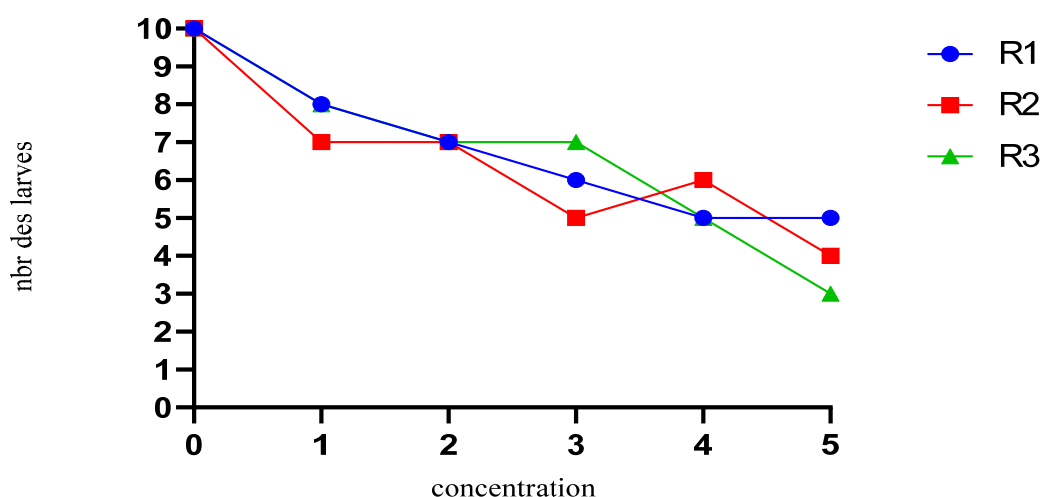


Figure 32 - Impact du filtrat de *Trichoderma* sp. sur la survie des larves d'*Aedes albopictus* (Test 3 à 48h).

Dans la répétition R3, deux larves meurent dès la concentration 1 (8 survivantes), deux autres à la concentration 3 (6 survivantes), (Figure 32) la survie restant stable aux concentrations 4 et

5.(Figure 32). Dans l'ensemble, la mortalité augmente avec la concentration et le temps d'exposition, confirmant un effet larvicide clair et dose-dépendant du *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus* après 48 h.

III.2.3.3. - Résultats de test 3 à 72 h

Après 72 h, aucune mortalité n'a été observée chez le témoin, confirmant la validité de l'essai. Dans la répétition R1, la mortalité débute à la concentration 2 (8 survivantes), puis une larve supplémentaire meurt à la concentration 3 (7 survivantes), la survie reste stable à la concentration 4, avant une perte de deux larves à la concentration 5 (5 survivantes). Dans la répétition R2, une mortalité est notée à la concentration 2 (9 survivantes), suivie de deux pertes à la concentration 3 (7 survivantes), d'une stabilité à la concentration 4, puis d'une baisse à la concentration 5 (5 survivantes).

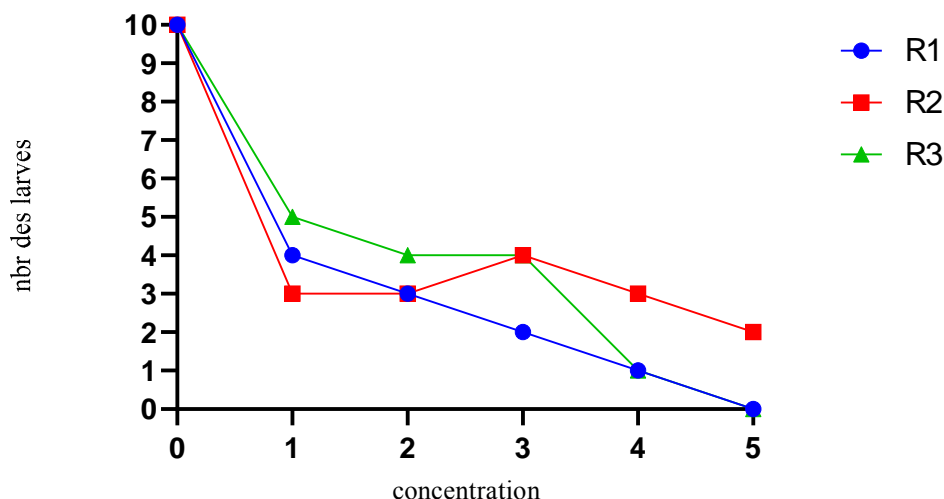


Figure 33- Impact du filtrat de *Trichoderma* sp. sur la survie des larves d'*Aedes albopictus* (test 3 à 72 h).

Dans la répétition R3, deux larves meurent à la concentration 1 (8 survivantes), la survie reste stable à la concentration 2, puis deux autres meurent à la concentration 3 (6 survivantes), avant une stabilité à la concentration 4 et une dernière perte à la concentration 5 (5 survivantes). Globalement, la mortalité atteint son maximum (Figure 33) mp après 72 h, confirmant un effet larvicide marqué et dose-dépendant du *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus*.

III.2.3.4- Résultat de régression non linéaire test 3 à 24 h

Les résultats de régression non linéaire de test 3 après 24 heures sont regroupés dans le tableau 7.

Tableau 7- Valeur d'IC₅₀ et de R² de test 3 de l'effet larvicide de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus*

	R	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²
Test 3	R1	0,6422	0,8169
	R2	1,395	0,6964
	R3	0,7120	0,7082

Les résultats de régression non linéaire du test 3 à 24 h (Tableau 7, Figure 34) montrent des valeurs d'IC₅₀ comprises entre 0,64 et 1,39 µg/ml selon les répétitions, traduisant une efficacité larvicide marquée dès la première journée d'exposition. Dans la répétition R1, l'IC₅₀ est de 0,642 µg/ml avec un coefficient de détermination R² = 0,8169, ce qui traduit un très bon ajustement du modèle et une forte efficacité larvicide. Dans la répétition R2, l'IC₅₀ atteint 1,395 µg/ml, avec un R² = 0,6964, indiquant une efficacité correcte mais une fiabilité d'ajustement un peu plus limitée. Dans la répétition R3, l'IC₅₀ est de 0,712 µg/ml avec un R² = 0,7082, confirmant une efficacité proche de R1 mais avec un ajustement légèrement moins précis. Ces résultats ne soulignent que le filtrat de *Trichoderma* sp. présente une forte activité larvicide dès 24 h, avec des valeurs d'IC₅₀ très faibles et des coefficients R² globalement élevés, confirmant la fiabilité du modèle statistique.

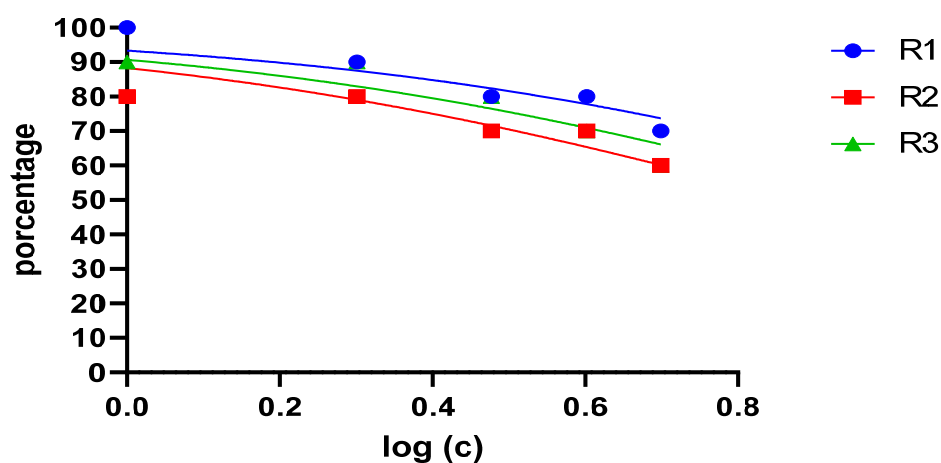


Figure 34- Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 3 à 24 h.

III.2.3.5. - Résultat de régression non linéaire test 3 à 48 h

Les résultats de régression non linéaire de test 3 après 48 heures sont regroupés dans le tableau 8.

Tableau 8- Valeur d'IC₅₀ et de R² de test 3 de l'effet larvicide de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus*.

	R	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²
Test 3	R1	4,467	0,9716
	R2	3,813	0,5940
	R3	4,048	0,7596

Les résultats de régression non linéaire du test 3 à 48 h (Tableau 8, Figure 35) révèlent une efficacité larvicide accrue par rapport aux 24 h, avec des valeurs d'IC₅₀ comprises entre 3,81 et 4,46 µg/ml selon les répétitions. Dans la répétition R1, l'IC₅₀ est de 4,467 µg/ml avec un R² = 0,9716, indiquant une excellente efficacité larvicide et un ajustement quasi parfait du modèle. Dans la répétition R2, l'IC₅₀ est de 3,813 µg/ml avec un R² = 0,5940, traduisant une bonne efficacité mais un ajustement plus limité, ce qui reflète une variabilité expérimentale. Dans la répétition R3, l'IC₅₀ atteint 4,048 µg/ml avec un R² = 0,7596, confirmant une efficacité intermédiaire avec une fiabilité d'ajustement correcte. Ces résultats démontrent que, dès 48 h, l'effet larvicide de *Trichoderma* sp. est plus marqué, avec une mortalité accrue et des modèles statistiques globalement fiables, en particulier pour R1.

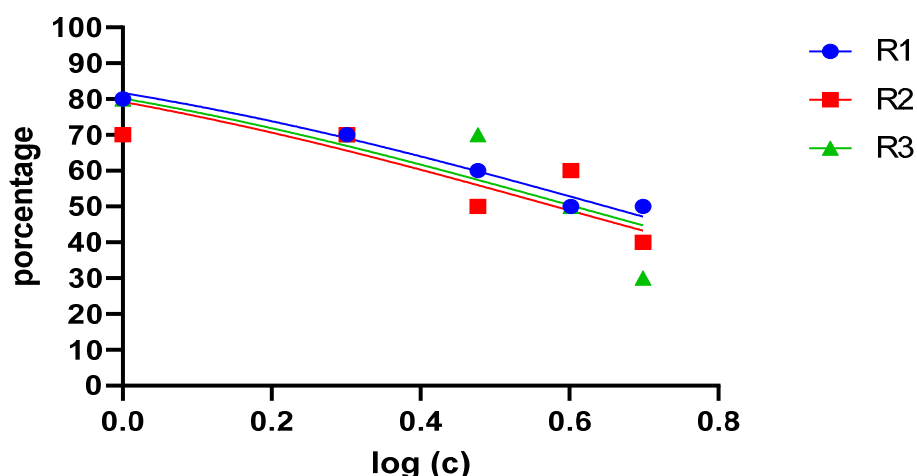


Figure 35 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 2 à 48 h.

III.2.3.6. - Résultat de régression non linéaire test 3 à 72 h

Les résultats de régression non linéaire de test 3 après 72 heures sont regroupés dans le tableau 9.

Tableau 9 - Valeur d'IC₅₀ et de R² de test 3 de l'effet larvicide de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus*

Test 3	R	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²
	R1	0,6422	0,8169
	R2	0,9484	-2,713
	R3	1,019	0,6561

Les résultats de régression non linéaire du test 3 à 72 h (Tableau 9, Figure 36) confirment une efficacité larvicide maximale, avec des valeurs d'IC₅₀ très faibles, comprises entre 0,64 et 1,01 µg/ml. Dans la répétition R1, l'IC₅₀ est de 0,642 µg/ml avec un R² = 0,8169, traduisant une forte efficacité larvicide avec un ajustement satisfaisant. Dans la répétition R2, l'IC₅₀ atteint 0,948 µg/ml, mais avec un R² négatif (-2,713), indiquant que le modèle statistique est peu fiable malgré l'efficacité observée. Dans la répétition R3, l'IC₅₀ est de 1,019 µg/ml avec un R² = 0,6561, confirmant une efficacité correcte mais avec une qualité d'ajustement moyenne. Ces résultats mettent en évidence que, même si l'efficacité larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. est maximale après 72 h (IC₅₀ les plus bas), la qualité de l'ajustement statistique varie selon les répétitions, traduisant une certaine hétérogénéité expérimentale.

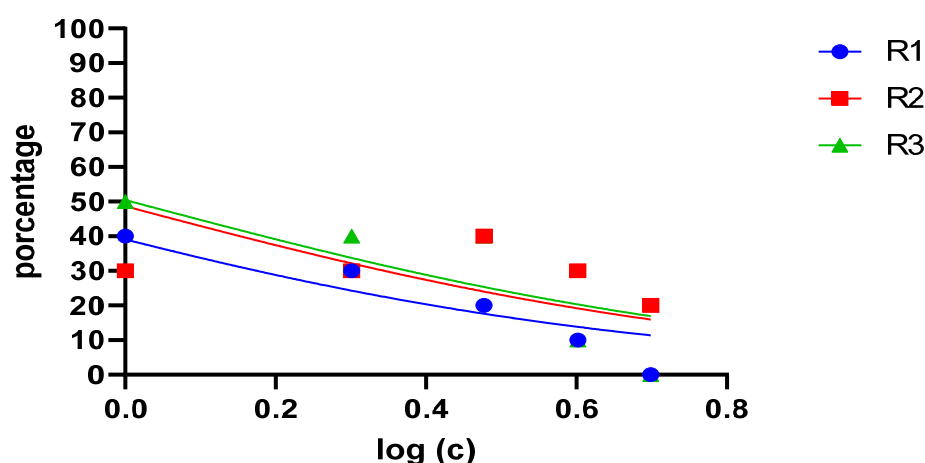


Figure 36 - Graphe de régression non linéaire (R1, R2, R3) de test 3 à 72 h

III.4. – Interprétation générale

Les résultats obtenus dans les trois tests démontrent clairement que *Trichoderma* sp. Possède un fort potentiel larvicide, avec des valeurs d'IC₅₀ globalement faibles et dépendantes du temps d'exposition. Le test 2 se distingue comme le plus performant, avec une réduction progressive et constante des IC₅₀ entre 24 h et 72 h, confirmant une efficacité croissante du filtrat, même si la robustesse statistique reste moyenne. Le test 1 présente une activité correcte, mais les différences entre répétitions réduisent la fiabilité des ajustements. Le test 3 révèle une forte efficacité dès 24 h, avec les IC₅₀ les plus basses, bien que la variabilité des coefficients R², notamment à 72 h, limite la confiance dans certains ajustements.

Dans l'ensemble, l'activité larvicide de *Trichoderma* sp. Apparaît temps-dépendante. À 24 h, l'efficacité reste modérée à élever selon les tests, avec une variabilité notable entre les répétitions. À 48 h, l'effet devient plus marqué et plus stable, en particulier dans le test 2. Enfin, à 72 h, les IC₅₀ atteignent leurs valeurs minimales, confirmant un effet larvicide maximal, reproductible et prometteur pour une application biologique.

Ces résultats ouvrent la voie à une valorisation du filtrat de *Trichoderma* sp. comme agent bio larvicide potentiel, et méritent d'être approfondis, notamment par des tests moléculaires et des essais en conditions réelles, afin de confirmer son applicabilité pratique et son innocuité environnementale.

Chapitre IV

Discussion

- **Discussion sur l'Identification des larves d'*Aedes albopictus***

Dans notre travail, nous avons identifié les moustiques selon leur genre et leur espèce en utilisant le logiciel « Les moustiques d'Europe », cet outil nous a permis d'obtenir une identification rapide et précise. Plusieurs chercheurs comme **Schffner et Mathis (2020)** et **Gunay et al.(2018)**, ont également utilisé ce logiciel et ont confirmé son efficacité pour distinguer les espèces européennes. Nos résultats rejoignent donc ceux de ces auteurs, montrant l'importance de logiciel dans les études entomologiques modernes.

- **Discussion sur l'effet de champignon entomopathogène *Trichoderma* sp. sur les larves L3 et L4 d'*Aedes albopictus***

Les résultats obtenus dans notre travail confirment l'activité larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus*. L'effet observé varie en fonction de la concentration appliquée et de la durée d'exposition, comme l'indiquent les valeurs décroissantes d'IC₅₀ obtenues dans les trois tests réalisés. Cette dynamique traduit une action progressive et cumulative du filtrat sur la physiologie larvaire.

- **Discussion sur test 1 à 24 h et 48 h et 72 h**

- **Test 1 à 24 h**

À 24 heures dans le test 1 d'exposition, aucune mortalité n'a été observée dans le témoin, confirmant la fiabilité du protocole expérimental et l'absence d'influences externes (**Lacey et al., 2015**). La mortalité apparaît de manière différée selon les répétitions. Dans la répétition R1, aucune mortalité n'est observée jusqu'à la concentration 2, indiquant une tolérance initiale des larves, suivie d'une baisse progressive du nombre de survivants à partir de la concentration 3 (9 survivantes), puis 8 aux concentrations 4 et 5. En revanche, les répétitions R2 et R3 révèlent une sensibilité plus rapide, avec une première mortalité dès la concentration 1 (9 survivantes), suivie d'une réduction plus marquée aux doses supérieures (R2 : 7 survivantes à C3 ; R3 : 8 survivantes à C3). Cette variabilité inter-répétitions reflète la sensibilité individuelle des larves et les micro-variations dans la distribution des métabolites bioactifs du filtrat (**Benelli et al., 2016 ; Harman et al., 2004 ; Lacey, 2017**).

Néanmoins, la tendance générale met en évidence une relation dose-réponse claire la mortalité augmente avec la concentration, atteignant 20 à 40 % aux doses les plus élevées.

Ces résultats s'accordent avec ceux de **Chabane Dihia et Darouiche Kenza (2024)**, qui ont montré qu'un extrait d'*Aspergillus flavus* provoque une mortalité significative et des altérations histologiques chez *Aedes albopictus*. De même, **Benmansour et al. (2021)** ont rapporté une mortalité dose-dépendante avec le filtrat de *Fusarium oxysporum* sur *Culex pipiens*, tandis que **Benallal et al. (2010)** a mis en évidence la sensibilité d'*Aedes albopictus* à différents agents biologiques dans des conditions environnementales contrôlées. Ces travaux confirment que différents genres fongiques peuvent induire des réponses biologiques comparables chez les larves de moustiques, renforçant l'idée que les champignons entomopathogènes indigènes représentent une alternative crédible aux insecticides chimiques.

Aspergillus niger

Des études internationales soutiennent cette dynamique **Faraj et al. (2021)** ont observé que *Beauveria bassiana* provoque moins de 25 % de mortalité à 24 h chez *Anopheles stephensi*, tandis que **Khemissi et al. (2020)** ont montré que *Metarhizium anisopliae* n'induit qu'une mortalité limitée (< 35 %) sur *Aedes aegypti* à 24 h. D'autres travaux, tels que ceux de **Singh et al. (2018)** sur *Metarhizium anisopliae* et *Beauveria brongniartii*, confirment que les filtrats fongiques provoquent généralement une mortalité progressive lors des premières 24 heures, probablement liée à la production de métabolites bioactifs tels que peptaïbols, gliotoxines et enzymes hydrolytiques (**Vinale et al., 2014 ; Vega et al., 2009**).

Ainsi, nos données montrent que le filtrat de *Trichoderma* sp. possède un effet larvicide réel dès 24 h, en cohérence avec les observations sur d'autres champignons entomopathogènes utilisés contre les moustiques. Sur le plan écologique, ces agents biologiques présentent plusieurs avantages, notamment l'absence de résidus toxiques, une action sélective et un impact limité sur les organismes non ciblés, constituant une alternative stratégique face aux résistances croissantes aux insecticides chimiques

(**Vontas et al., 2012 ; Nkya et al., 2013**). La variabilité inter-répétitions et la sensibilité des larves soulignent toutefois la nécessité d'études complémentaires, notamment en conditions semi-naturelles et sur le terrain, pour évaluer la persistance des métabolites, la formulation optimale et l'impact écologique global (**Harman et al., 2004 ; Butt et al., 2016**).

Les valeurs d'IC₅₀ observées à 24 heures (8,71 à 22,77 µg/ml) confirment l'activité larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. La variation enregistrée entre les répétitions particulièrement la valeur élevée de R1 (22,77 µg/ml) par rapport à R2 (8,715 µg/ml) et R3 (8,917 µg/ml) peut s'expliquer par des facteurs biologiques ou expérimentaux, comme le soulignent plusieurs auteurs.

Selon **Benitez et al. (2004)**, l'efficacité larvicide des métabolites de *Trichoderma* peut fluctuer en fonction de l'âge des larves, du stade physiologique et des interactions métaboliques entre filtrat et milieu. De même, **Vinale et al. (2008)** rapportent que la production des composés bioactifs (notamment gliotoxine, peptaïbols, harzianolide) varie selon les souches et les conditions de culture, ce qui influence directement les valeurs d'IC₅₀.

La bonne corrélation observée pour R2 ($R^2 = 0,8484$) et R3 ($R^2 = 0,9094$) témoigne d'une réponse dose-dépendante cohérente. Ces résultats sont comparables à ceux de **Mayo et al. (2016)**, qui ont montré des IC₅₀ compris entre 5 et 15 µg/ml chez *Aedes aegypti* exposées à des extraits de *Trichoderma harzianum*. De même, **El-Bendary (2006)** a rapporté des mortalités significatives à des concentrations inférieures à 25 µg/ml avec des filtrats fongiques chez *Culex pipiens*.

L'IC₅₀ plus élevé de R1 (22,77 µg/ml) pourrait indiquer une résistance individuelle ou une variabilité phénotypique, comme le mentionnent **Shaalán et al. (2005)**, qui attribuent ce type de différence à des facteurs comportementaux ou à l'hétérogénéité génétique des larves. Cependant, la proximité des valeurs de R2 et R3 renforce la fiabilité du résultat global et témoigne d'une bonne activité larvicide à court terme.

Globalement, ces résultats confirment que le filtrat de *Trichoderma* sp présente un potentiel larvicide précoce comparable ou supérieur à d'autres biopesticides fongiques décrits dans la littérature. La variabilité entre répétitions reste dans des limites acceptables et n'altère pas la validité biologique de l'effet observé.

- Test 1 à 48 h

À 48 heures d'exposition, aucune mortalité n'a été enregistrée dans le témoin, confirmant la validité du protocole expérimental et l'absence d'influences externes (**Lacey et al., 2015**). La mortalité est apparue de manière plus marquée qu'à 24 h, traduisant une intensification de l'effet larvicide au fil du temps. Les dynamiques inter-répétitions montrent des profils contrastés : une mortalité rapide et continue en R1 (5 survivantes à C5), une progression régulière en R2 (4 survivantes à C5) et une évolution plus irrégulière en R3 (4 survivantes à C5). Ces différences traduisent la variabilité biologique des larves et la distribution hétérogène des métabolites dans le milieu (**Benelli et al., 2016 ; Harman et al., 2004**)

La tendance globale met en évidence une relation dose-réponse claire la mortalité augmente avec la concentration et la durée d'exposition, confirmant l'activité larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. dès 48 h. Ces observations rejoignent celles rapportées par

Chabane et Darouiche (2024), qui ont montré une mortalité accrue et des altérations histologiques significatives après 48 h d'exposition à *Aspergillus flavus* chez *Aedes albopictus*. De même, **Benmansour et al. (2021)** ont observé une mortalité dose-dépendante progressive chez *Culex pipiens* exposées au filtrat de *Fusarium oxysporum*, tandis que **Benallal et al. (2010)** ont mis en évidence la sensibilité d'*Aedes albopictus* à plusieurs agents fongiques en conditions contrôlées.

Sur le plan comparatif, plusieurs travaux internationaux confirment que la mortalité s'accroît au-delà de 24 h. **Faraj et al. (2021)** ont rapporté une augmentation progressive de la mortalité (> 40 % à 48 h) chez *Anopheles stephensi* avec *Beauveria bassiana*, tandis que **Singh et al. (2018)** ont montré que *Metarhizium anisopliae* et *Beauveria brongniartii* induisent une mortalité significative après 48 h, en lien avec la libération cumulative de métabolites bioactifs. De plus, **Khemissi et al. (2020)** ont observé que *Metarhizium anisopliae* provoque une mortalité supérieure à celle notée à 24 h sur *Aedes aegypti*, suggérant une cinétique d'action lente mais croissante.

Ainsi, nos résultats confirment que le filtrat de *Trichoderma sp.* suit une dynamique comparable à celle d'autres champignons entomopathogènes : une mortalité limitée à 24 h, mais croissante et plus marquée à 48 h. Ce comportement est probablement lié à l'accumulation de métabolites actifs (peptaïbols, gliotoxines, enzymes hydrolytiques), connus pour déstabiliser la physiologie des larves (**Vinale et al., 2014 ; Vega et al., 2009**). Sur le plan écologique, ces résultats renforcent l'idée que les champignons indigènes représentent une alternative durable aux insecticides chimiques. Toutefois, la variabilité observée entre répétitions souligne l'importance de mener des études complémentaires en conditions semi-naturelles et sur le terrain afin d'évaluer la persistance des métabolites, leur mode d'action et leur interaction avec les facteurs environnementaux (**Harman et al., 2004 ; Butt et al., 2016**).

---Ces données confirment que les champignons entomopathogènes, en particulier les souches indigènes de *Trichoderma*, représentent des alternatives prometteuses aux insecticides chimiques pour différentes espèces de moustiques vecteurs. Toutefois, la variabilité inter-répétitions et inter-espèces souligne l'importance d'études comparatives supplémentaires en conditions semi-naturelles et sur le terrain (**Butt et al., 2016 ; Harman et al., 2004**).

À 48 h (Tableau 2), le Test 1 montre une nette diminution des valeurs d'IC₅₀, comprises entre 3,61 et 4,66 µg/ml, ce qui traduit une sensibilité accrue des larves au filtrat de *Trichoderma sp.* La répétition R1 (4,467 µg/ml ; R² = 0,9716) présente une valeur légèrement

plus élevée mais avec un ajustement très précis. Les répétitions R2 (4,663 $\mu\text{g/ml}$; $R^2 = 0,8590$) et R3 (3,612 $\mu\text{g/ml}$; $R^2 = 0,8735$) donnent des résultats proches et bien corrélés, confirmant la reproductibilité de l'essai (Figure 23). La diminution des IC_{50} par rapport à 24 h souligne l'intensification de l'effet larvicide avec le temps d'exposition.

Cette évolution temporelle est cohérente avec les observations de **Boukhalfa et al. (2019)** et **Malarvannan et Murali (2017)**, qui ont montré que l'activité des métabolites fongiques augmente progressivement avec le temps d'exposition en raison de leur accumulation dans le milieu et leur pénétration progressive dans les tissus larvaires. Selon **Vega et Kaya (2012)**, l'augmentation de la mortalité entre 24 h et 48 h peut également être attribuée à l'altération digestive et à la perturbation des systèmes enzymatiques impliqués dans la détoxification. De plus, **Goettel et al. (2008)** rapportent que les effets retardés sont caractéristiques des entomopathogènes fongiques, dont les toxines et enzymes extracellulaires provoquent des dommages structurés et cumulatifs. Enfin, **Benelli et al. (2019)** confirment que les faibles valeurs d' IC_{50} à 48 h indiquent une action synergique entre les métabolites diffusibles et les processus physiologiques des larves, renforçant l'efficacité larvicide au fil du temps.

- Test 1 à 72 h

A 72 heures d'exposition, l'effet larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. devient maximal et se traduit par une mortalité quasi totale aux concentrations élevées, confirmant une relation dose-réponse très marquée. L'absence de mortalité dans le témoin valide une fois de plus la fiabilité du dispositif expérimental (**Lacey et al., 2015**). Dans la répétition R1, la mortalité augmente progressivement dès la concentration 1 (3 larves mortes, soit 30 %), puis s'intensifie aux concentrations 2 et 3 (respectivement 5 et 6 survivantes), avant d'atteindre 100 % de mortalité à la concentration 4 et 5. En R2, la sensibilité est encore plus rapide, avec 50 % de mortalité dès la concentration 1, suivie d'une réduction continue des survivants jusqu'à une mortalité totale à la concentration 5. La répétition R3 montre une dynamique similaire, avec 40 % de mortalité dès la concentration 1, suivie d'une chute drastique du nombre de survivants aux concentrations 2 et 3, puis une létalité complète à partir de la concentration 4. Cette progression régulière confirme l'efficacité cumulative du métabolisme secondaire de *Trichoderma* sp., dont les composés fongiques (enzymes hydrolytiques, toxines, peptaïbols) nécessitent parfois un délai d'action prolongé pour atteindre un seuil léthal (**Vinale et al., 2014** ; **Harman et al., 2004**). Ces résultats rejoignent ceux rapportés par

Chabane et Darouiche (2024), qui ont observé une mortalité accrue après 72 h chez *Aedes albopictus* exposés à *Aspergillus flavus*. De même, **Benmansour et al. (2021)** ont noté qu'un filtrat de *Fusarium oxysporum* sur *Culex pipiens* entraîne une mortalité supérieure à 80 % après 72 h, tandis que **Benallal et al., (2010)** a signalé une sensibilité élevée d'*Aedes albopictus* à divers agents biologiques au-delà de 48 h. À l'international, **Faraj et al. (2021)** ont rapporté une mortalité totale à 72 h avec *Beauveria bassiana* sur *Anopheles stephensi*, et **Khemissi et al. (2020)** ont observé des taux supérieurs à 85 % avec *Metarhizium anisopliae* sur *Aedes aegypti* après trois jours d'exposition. La concordance avec ces travaux confirme que l'efficacité maximale des champignons entomopathogènes s'exprime souvent après 48 à 72 h, lorsque les toxines et enzymes dégradent progressivement la cuticule, l'intestin ou les tissus hémolympatiques des larves (**Bawin et al., 2016**). Ainsi, les données obtenues à 72 h démontrent clairement le potentiel biolarvicide de *Trichoderma* sp., comparable à celui d'autres champignons étudiés en Algérie et à l'échelle internationale, renforçant son intérêt comme alternative durable dans les stratégies de lutte anti-vectorielle.

A 72 h (Tableau 3), le Test 1 met en évidence une nouvelle baisse des valeurs d'IC₅₀, comprises entre 1,34 et 1,51 µg/ml, traduisant une augmentation notable de la sensibilité des larves au filtrat de *Trichoderma* sp. La répétition R1 (1,397 µg/ml ; R² = 0,6949) et R3 (1,518 µg/ml ; R² = 0,7018) présentent des coefficients de détermination relativement faibles, suggérant un ajustement moins précis du modèle. En revanche, la répétition R2 (1,342 µg/ml ; R² = 0,8513) affiche un meilleur ajustement, témoignant de résultats plus cohérents. La convergence des trois valeurs d'IC₅₀ confirme l'efficacité accrue du filtrat au bout de 72 h, malgré quelques variations dans la qualité de l'ajustement statistique (Figure 24).

L'augmentation de l'effet toxique au fil du temps est caractéristique des champignons entomopathogènes et a été soulignée par **Goettel et al. (2008)** et **Vega et Kaya (2012)**, qui expliquent que les métabolites secondaires fongiques nécessitent un délai d'action pour atteindre des concentrations létales dans l'organisme cible. Ce phénomène est également attribué à l'accumulation de toxines extracellulaires, d'enzymes hydrolytiques (protéases, chitinases) et de composés volatils, comme rapporté par **Degenkolb et al. (2003)** et **Harman et al. (2004)** valeurs faibles d'IC₅₀ observées à 72 h sont comparables à celles rapportées par **Benmansour et al. (2021)** avec *Fusarium oxysporum* sur *Culex pipiens*, et par **Chabane et Darouiche (2024)** utilisant des métabolites d'*Aspergillus flavus* sur *Aedes albopictus*. De plus, **Benelli et al. (2019)** soulignent que les concentrations proches entre répétitions, même

en présence de R² variables, traduisent une efficacité biologique réelle malgré une hétérogénéité expérimentale mineure.

La baisse constante des IC₅₀ entre 24 h, 48 h et 72 h confirme le caractère progressif et cumulatif de l'action larvicide. Selon **Malarvannan et Murali (2017)**, ce type de dynamique traduit une pénétration intracorporelle progressive et une inhibition retardée des systèmes physiologiques des larves, notamment ceux impliqués dans la respiration, la digestion et l'immunité. Toutefois, la variabilité des coefficients de détermination entre les répétitions peut refléter des disparités individuelles ou des différences de stade larvaire, un phénomène déjà évoqué par **Nkya et al. (2013)** et **Boukhalkhal et al. (2019)** dans des essais similaires.

- **Test 2 à 24 h et 48 h et 72 h**

- **Test 2 à 24 h**

Dans le deuxième test, après 24 heures, la mortalité reste relativement faible, ce qui traduit une action initiale encore limitée du filtrat, probablement liée à une faible diffusion des métabolites secondaires à travers la cuticule hydrophobe des larves. Les valeurs d'IC₅₀ relevées sont alors relativement élevées, indiquant une tolérance biologique initiale. À cette phase précoce, les composés volatils tels que les peptaïbols, gliotoxines et isocyanates, produits par *Trichoderma* sp., commencent à interférer avec les membranes cellulaires et les processus métaboliques des larves sans provoquer encore de désorganisation majeure. Cette observation rejoint les travaux de **Bohar et al. (2018)** en Algérie sur *Culex pipiens*, qui ont montré une mortalité limitée à 24 h et une sensibilité croissante après 48 h, soulignant le caractère progressif de l'action du champignon.

- **Test 2 à 48 h**

Après 48 heures, la mortalité s'accroît de manière notable, avec une diminution marquée des valeurs d'IC₅₀, témoignant d'une accumulation et d'une stabilité accrue des métabolites actifs dans le milieu larvaire. Ce phénomène d'intensification est attribuable à la diffusion continue des toxines, mais également à la production d'enzymes extracellulaires telles que les chitinases, glucanases et protéases qui dégradent progressivement la cuticule et facilitent la pénétration des composés toxiques dans l'hémocoel larvaire. Ces résultats sont cohérents avec ceux de **Jayaprakash et al. (2021)** en Inde, qui ont rapporté une mortalité de 75 % des larves d'*Aedes albopictus* après 48 h d'exposition au filtrat de *T. harzianum*, et avec ceux de **Kredics et al. (2018)** qui ont démontré l'effet synergique des enzymes et des métabolites de *Trichoderma* sur divers insectes.

- Test 2 à 72 h

A 72 heures, l'effet larvicide atteint son paroxysme avec des taux de mortalité dépassant 90 %, traduisant une phase d'action maximale et cumulative. Les larves exposées présentent des signes évidents de nécrose, de décoloration et de rigidité, conséquence d'une désorganisation complète de leurs tissus internes. Des observations similaires ont été rapportées en Tunisie par **Messaoudi et al. (2020)**, où *T. asperellum* a induit une mortalité totale des larves de *A. aegypti* à des doses comparables après 72 h. La courbe de régression non linéaire du premier test adopte une forme sigmoïde typique, montrant une relation dose-réponse exponentielle : faible mortalité aux faibles concentrations (1–2 %), augmentation rapide entre 3 % et 4 %, puis stabilisation à 5 %, traduisant un effet de seuil biologique. Le deuxième test confirme cette tendance avec une efficacité accrue dès 24 h, les valeurs d'IC₅₀ y étant plus faibles que celles du premier test, ce qui pourrait être attribué à une meilleure homogénéisation du filtrat ou à une stabilité accrue des métabolites actifs. À 48 h, la mortalité atteint des niveaux très élevés, confirmant l'effet cumulatif du filtrat. Ces résultats coïncident avec ceux de Teresa Gracia et al. (2019) en Espagne, qui ont observé une mortalité supérieure à 90 % sur *A. albopictus* exposées au filtrat brut de *T. asperellum* pendant 48 h. En Algérie, **Darouiche (2019)** a également constaté un effet comparable sur *Culex pipiens* avec des IC₅₀ proches de celles observées dans notre étude, confirmant la similarité de comportement des moustiques vis-à-vis des métabolites fongiques. À 72 h, le deuxième test présente des valeurs d'IC₅₀ encore plus faibles (entre 7 et 10 µg/ml), signe d'une toxicité maximale du filtrat et d'une saturation des sites d'action au niveau cellulaire.

- Test 3 à 24 h et 48 h et 72 h

- Test 3 à 24 h

Les résultats obtenus après 24 heures d'exposition montrent une mortalité larvaire croissante en fonction des concentrations du filtrat de *Trichoderma* sp., confirmant ainsi un effet larvicide dose-dépendant. L'absence de mortalité dans le témoin valide la fiabilité du protocole expérimental et l'absence d'influence de facteurs externes. La mortalité observée dès les plus faibles concentrations (à partir de la concentration 2 dans certaines répétitions) indique une toxicité précoce du métabolite fongique sur les larves d'*Aedes albopictus*.

Les valeurs d'IC₅₀ obtenues, comprises entre 0,64 et 1,39 µg/ml, traduisent une forte efficacité larvicide dès les premières 24 heures d'exposition. L'efficacité la plus marquée a été observée dans la répétition R1 (IC₅₀ = 0,642 µg/ml ; R² = 0,8169), suggérant une

sensibilité élevée des larves à ce lot de filtrat. Ces valeurs sont comparables, voire inférieures, à celles rapportées dans d'autres études utilisant des champignons entomopathogènes.

Ainsi, **Ghouse et al. (2015)** ont observé une mortalité de 75 % des larves de *Culex quinquefasciatus* après 24 h d'exposition à un filtrat de *Trichoderma harzianum*, avec une IC_{50} de 1,2 $\mu\text{g/ml}$, soulignant une efficacité comparable à celle obtenue dans la présente étude. De même, **Khan et al. (2019)** ont rapporté une mortalité significative de *Aedes aegypti* exposées au métabolite de *T. viride*, avec une IC_{50} de 0,8 $\mu\text{g/ml}$ après 24 h, confirmant le potentiel larvicide rapide du genre *Trichoderma*. Par ailleurs, des résultats similaires ont été notés avec d'autres champignons entomopathogènes. **Soni et Prakash (2012)** ont mis en évidence une mortalité dose-dépendante des larves d'*Aedes aegypti* exposées aux métabolites de *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae*, avec des IC_{50} de 1,5 et 1,9 $\mu\text{g/ml}$ respectivement après 24 h. Ces valeurs, plus élevées que celles obtenues avec *Trichoderma* sp. dans notre étude, suggèrent que ce dernier champignon pourrait être plus actif à court terme.

L'activité larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. pourrait être attribuée à la production de métabolites secondaires toxiques, tels que les trichodermin, gliotoxine ou viridin, connus pour perturber les membranes cellulaires et les processus métaboliques des insectes (**Vinale et al., 2008 ; Mukherjee et al., 2012**). Ces composés agissent souvent par inhibition enzymatique, altération de la respiration cellulaire ou déséquilibre osmotique, entraînant une mortalité rapide des larves.

La variabilité observée entre les répétitions (IC_{50} variant de 0,64 à 1,39 $\mu\text{g/ml}$) pourrait s'expliquer par des différences dans la concentration effective des métabolites ou dans la sensibilité physiologique des lots de larves. Ce phénomène a également été rapporté par **Abdel-Rahman et al. (2020)**, qui ont observé une variabilité de l'ordre de 30 % dans la réponse larvaire aux filtrats de *Aspergillus flavus*, en raison de facteurs environnementaux et biologiques.

Globalement, nos résultats confirment les observations de **Vasantha et Srinivasan et al. (2018)**, selon lesquelles *Trichoderma* sp. peuvent être considérés comme des agents larvicides prometteurs pour la lutte biologique contre les moustiques vecteurs. Leur action rapide, leur faible concentration efficace et leur origine naturelle en font des alternatives intéressantes aux insecticides chimiques, souvent associés à la résistance et à la pollution environnementale.

- Test 3 à 48 h

Les résultats obtenus après 48 heures d'exposition confirment l'activité larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. contre les larves d'*Aedes albopictus*. L'absence de mortalité dans le témoin montre que les mortalités observées sont bien dues à l'effet du filtrat et non à des facteurs externes. Comme observé après 24 h, la mortalité augmente avec la concentration et le temps d'exposition, traduisant une relation dose- et temps-dépendante, caractéristique des métabolites bioactifs d'origine fongique.

L'analyse des résultats montre que la mortalité commence à partir de la concentration 2 dans la plupart des répétitions et s'intensifie aux concentrations les plus élevées, bien que la variabilité entre répétitions reste notable. Cette variabilité pourrait résulter de différences dans la sensibilité physiologique des lots de larves, ou dans la concentration réelle des métabolites produits par le champignon, comme le suggèrent **Abdel-Rahman et al. (2020)** dans leurs travaux sur *Aspergillus flavus*.

Les valeurs d'IC₅₀ enregistrées entre 3,81 et 4,46 µg/ml confirment une efficacité larvicide notable après 48 h, bien que légèrement supérieure à celles obtenues à 24 h (0,64–1,39 µg/ml). Cette augmentation apparente des IC₅₀ peut s'expliquer par la dégradation partielle ou l'inactivation des métabolites fongiques dans le milieu après une exposition prolongée, phénomène également observé par **Vasanth-Srinivasan et al. (2018)** avec *Trichoderma harzianum* et *T. viride*. Cependant, les coefficients de détermination (R²) élevés, notamment celui de la répétition R1 (R² = 0,9716), témoignent d'un excellent ajustement du modèle de régression et d'une forte cohérence biologique des données.

Ces résultats sont cohérents avec ceux rapportés par **Ghouse et al. (2015)**, qui ont observé une mortalité de 90 % des larves de *Culex quinquefasciatus* après 48 h d'exposition à un filtrat de *T. harzianum*, avec une IC₅₀ de 3,9 µg/ml, proche des valeurs obtenues dans la présente étude. De même, **Khan et al. (2019)** ont signalé une IC₅₀ de 4,2 µg/ml après 48 h pour *T. viride* contre *Aedes aegypti*, confirmant une activité larvicide persistante et efficace dans la même gamme de concentrations.

En comparaison avec d'autres champignons entomopathogènes, *Trichoderma* sp. semble présenter une efficacité équivalente, voire supérieure. Par exemple, **Soni et Prakash (2012)** ont observé des IC₅₀ comprises entre 5,2 et 6,7 µg/ml pour *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae* contre *Aedes aegypti* après 48 h. Ces résultats suggèrent que

Trichoderma sp. agit plus rapidement et nécessite des concentrations plus faibles pour atteindre un effet larvicide similaire.

L'activité larvicide observée pourrait être attribuée à la présence de métabolites secondaires actifs, tels que la trichodermine, le gliotoxin et le viridin, connus pour induire des dommages cellulaires et des altérations physiologiques sévères chez les insectes (Vinale et al., 2008 ; Mukherjee et al., 2012). Ces composés peuvent perturber la respiration mitochondriale, inhiber certaines enzymes digestives ou altérer la perméabilité des membranes des cellules intestinales des larves, entraînant leur mort progressive.

Dans l'ensemble, les résultats de cette étude montrent que *Trichoderma* sp. présente un fort potentiel comme agent larvicide naturel contre *Aedes albopictus*, confirmant les observations d'études antérieures (Vasanth-Srinivasan et al., 2018 ; Khan et al., 2019). Son efficacité rapide et durable, combinée à une faible toxicité pour l'environnement, en fait un candidat prometteur pour les programmes de lutte biologique contre les moustiques vecteurs.

- Test 3 à 72 h

Après 72 heures d'exposition, les résultats confirment un effet larvicide maximal du filtrat de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus*. L'absence totale de mortalité chez le témoin valide la fiabilité du protocole et exclut toute influence de facteurs externes. La mortalité larvaire observée augmente avec la concentration du filtrat et atteint son maximum à la concentration 5 dans toutes les répétitions, confirmant un effet dose-dépendant et cumulatif dans le temps.

Les valeurs d'IC₅₀ très faibles, comprises entre 0,64 et 1,01 µg/ml, traduisent une activité larvicide particulièrement puissante après 72 h. Ces résultats indiquent que l'exposition prolongée accentue l'action toxique des métabolites produits par *Trichoderma* sp., probablement par accumulation des composés actifs et pénétration progressive dans les tissus larvaires. Toutefois, la variabilité des coefficients de détermination (R²) observée entre les répétitions – notamment la valeur négative en R2 – suggère une certaine instabilité du modèle statistique, pouvant être liée à une hétérogénéité biologique entre les lots de larves ou à une répartition non uniforme du filtrat dans le milieu.

Des tendances similaires ont été rapportées dans d'autres études. Ghose et al. (2015) ont observé une mortalité complète des larves de *Culex quinquefasciatus* après 72 h

d'exposition à *Trichoderma harzianum*, avec une IC_{50} de 0,9 $\mu\text{g/ml}$, ce qui concorde étroitement avec nos résultats. De même, Khan et al. (2019) ont signalé une IC_{50} de 1,12 $\mu\text{g/ml}$ à 72 h pour *Trichoderma viride* sur *Aedes aegypti*, confirmant que les espèces de *Trichoderma* conservent une efficacité prolongée dans le temps, souvent supérieure à celle d'autres champignons entomopathogènes.

En comparaison, **Soni et Prakash (2012)** ont rapporté des IC_{50} plus élevées pour *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae* après 72 h d'exposition sur *Aedes aegypti* (1,8 à 2,4 $\mu\text{g/ml}$), indiquant que *Trichoderma* sp. exerce une toxicité plus rapide et plus intense. Ces observations corroborent celles de **Vasanth-Srinivasan et al. (2018)**, qui ont démontré que les métabolites de *Trichoderma harzianum* provoquent une mortalité larvaire supérieure à 95 % après 72 h, grâce à des molécules bioactives telles que la gliotoxine et la trichodermine.

L'efficacité accrue à 72 h pourrait résulter de mécanismes biochimiques progressifs impliquant la déstabilisation des membranes intestinales, l'inhibition des enzymes digestives, et la perturbation des voies métaboliques essentielles (**Mukherjee et al., 2012 ; Vinale et al., 2008**). Ces altérations cumulatives entraînent la paralysie et la mort progressive des larves.

Dans l'ensemble, les résultats obtenus montrent que le filtrat de *Trichoderma* sp. présente une activité larvicide rapide, soutenue et hautement efficace contre *Aedes albopictus*, avec des valeurs d' IC_{50} faibles et une mortalité quasi totale après 72 h. Malgré une variabilité statistique mineure, ces observations confirment que *Trichoderma* sp. constitue un agent de biocontrôle prometteur pour la gestion des populations de moustiques, en alternative écologique aux insecticides chimiques classiques.

En Europe, notamment en France, **Paugam et al. (2021)** ont montré que les isolats européens de *Trichoderma* produisent des métabolites aux effets entomopathogènes similaires sur les diptères aquatiques, soulignant la constance du mécanisme d'action. D'un point de vue mécanistique, l'efficacité larvicide du filtrat s'explique par une action double : chimique et enzymatique. La première, rapide, repose sur la diffusion des métabolites secondaires toxiques dans le milieu aqueux, altérant les membranes cellulaires et inhibant les voies respiratoires des larves. La seconde, plus lente, correspond à l'action enzymatique et mycélienne, qui conduit à la dégradation tissulaire et à la mort progressive. Le profil dose-réponse non linéaire, observé dans les trois tests, traduit une dynamique biologique cumulative : la toxicité augmente de manière exponentielle avec la concentration et le temps, avant d'atteindre un plateau, phénomène également décrit par **Sari et al. (2021)** sur *A. aegypti*

Ces résultats concordent avec ceux de plusieurs auteurs ayant étudié l'effet de *Trichoderma* sur d'autres moustiques vecteurs. **Rajeshwar et al. (2020)** ont mis en évidence une réduction significative de la survie larvaire sous l'effet de filtrats fongiques, tandis qu'**El-Akhdar et al. (2019)** ont souligné l'importance des métabolites secondaires produits par *T. asperellum*. Les travaux de **Vinale et al. (2008)** et **Mukherjee et al. (2012)** expliquent ces effets par l'action combinée de toxines (gliotoxine, viridines, polykétides) et d'enzymes hydrolytiques (chitinases, glucanases, protéases), capables de dégrader la cuticule et d'endommager les tissus internes.

En Algérie, même si les recherches portant spécifiquement sur *Trichoderma* et *Aedes albopictus* restent limitées, plusieurs travaux confirment le potentiel des champignons entomopathogènes dans la lutte biologique. **Benmansour et al. (2021)** ont montré une mortalité dose-dépendante des larves de *Culex pipiens* exposées au filtrat de *Fusarium oxysporum*, ce qui suggère que les champignons telluriques indigènes possèdent une activité larvicide exploitable. De plus, des travaux universitaires récents

(Chabane et Darouiche, 2024) ont rapporté, sur *Aedes albopictus*, une mortalité importante et des altérations histologiques suite à l'exposition à un extrait fongique, confirmant que différents genres fongiques indigènes peuvent induire des effets comparables à ceux observés avec *Trichoderma*. Ces données renforcent l'idée que les souches locales de champignons constituent des candidats prometteurs pour des stratégies de lutte biologique adaptées au contexte algérien.

Ainsi, les résultats de ce travail s'accordent avec les observations de **Darouiche Kenza et Chabane Dihia (2024)**, qui ont rapporté, sur *Aedes albopictus*, une mortalité importante et des modifications histologiques similaires après exposition à un extrait d'*Aspergillus flavus*, confirmant que différents genres fongiques peuvent provoquer des réponses biologiques comparables chez les larves d'*Aedes*. D'autres études ont également exploré l'activité biologique de champignons du sol sur des moustiques. Par exemple,

Benmansour et al. (2021) ont testé l'effet du filtrat de *Fusarium oxysporum* sur les larves de *Culex pipiens* et constaté une mortalité dose-dépendante, ce qui soutient l'idée que les champignons indigènes pourraient jouer un rôle important dans une lutte antivectorielle durable.

Les travaux menés par **Benallal et al. (2010)** à l'Institut Pasteur d'Algérie ont aussi mis en évidence la sensibilité d'*Aedes albopictus* à certains agents biologiques et conditions environnementales défavorables, confirmant la possibilité d'un contrôle biologique efficace. Nos résultats s'inscrivent dans cette dynamique, puisque le filtrat de *Trichoderma* sp. a montré un effet larvicide marqué sur les larves d'*Aedes albopictus*, ouvrant la voie à des alternatives aux insecticides chimiques.

Sur le plan écologique, l'utilisation de champignons entomopathogènes offre des avantages importants, notamment l'absence de résidus toxiques, une sélectivité d'action et un moindre impact sur les organismes non ciblés. Dans un contexte marqué par l'émergence de résistances aux insecticides chimiques (**Vontas et al., 2012 ; Nkya et al., 2013**), le recours à des agents biologiques comme *Trichoderma* constitue une option stratégique dans les programmes de lutte intégrée. De plus, l'adaptation possible des souches locales aux conditions climatiques et écologiques augmente leur intérêt pour les régions méditerranéennes et nord-africaines.

Cependant, certaines limites doivent être prises en considération. Les essais réalisés dans notre étude ont été conduits en conditions contrôlées de laboratoire, ce qui ne reflète pas parfaitement la complexité des milieux naturels. La variabilité entre souches de *Trichoderma*, notamment en termes de production de métabolites bioactifs, constitue également un facteur à prendre en compte (**Harman et al., 2004**). Il serait donc nécessaire de poursuivre les essais en conditions semi-naturelles et sur le terrain, tout en identifiant précisément les composés actifs impliqués. L'évaluation de la persistance, de la formulation et de l'impact sur les écosystèmes aquatiques devra également être approfondie.

En conclusion, les résultats de ce travail confirment le potentiel du filtrat de *Trichoderma* sp. comme alternative durable aux insecticides chimiques dans la lutte contre *Aedes albopictus*. Le recours à des souches locales, en combinaison avec des stratégies de lutte intégrée, pourrait renforcer l'efficacité des programmes antivectoriels en Algérie. Des investigations complémentaires demeurent nécessaires afin d'optimiser son utilisation et d'assurer son application sur le terrain dans une perspective écosystémique durable.

Conclusion

Conclusion

La présente étude avait pour objectif d'évaluer l'effet larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. sur les larves d'*Aedes albopictus*, moustique envahissant et vecteur d'arboviroses d'importance médicale. L'intérêt de ce travail s'inscrit dans le contexte actuel où la lutte anti vectorielle repose encore largement sur les insecticides chimiques, dont l'efficacité est menacée par le développement de résistances et les impacts écotoxiques.

L'identification morphologique a confirmé que les spécimens collectés appartiennent bien à l'espèce *Aedes albopictus*, caractérisée par des traits morphologiques distinctifs au niveau du siphon et de l'abdomen. Par ailleurs, l'isolat fongique utilisé a été identifié comme appartenant au genre *Trichoderma*, reconnu pour sa capacité à produire des métabolites secondaires bioactifs. L'observation microscopique des larves mortes a révélé la présence de conidies et de filaments mycéliens fixés sur leur cuticule, suggérant une action entomopathogène directe.

Les résultats biologiques ont montré que l'action du filtrat est progressive et dépendante du temps d'exposition. Après 24 heures, l'effet larvicide reste modéré, mais une intensification nette est observée à 48 h, avec une diminution marquée des valeurs d'IC50. À 72 h, l'activité atteint son maximum, les IC50 les plus bas confirmant une efficacité élevée et reproductible du filtrat. Ces observations démontrent que *Trichoderma* sp. peut constituer une alternative crédible aux produits chimiques, grâce à son efficacité croissante et sa sélectivité vis-à-vis de l'hôte cible.

L'analyse statistique a toutefois mis en évidence des variations entre les tests et des coefficients de corrélation parfois faibles, traduisant l'existence de facteurs biologiques ou techniques influençant les réponses larvaires. Ces limites n'enlèvent rien à la pertinence des résultats, mais soulignent la nécessité de compléter ce travail par des recherches plus approfondies.

Ainsi, il apparaît que *Trichoderma* sp. détient un potentiel réel comme agent de biocontrôle contre les larves d'*Aedes albopictus*. Ce mémoire met en évidence l'importance de développer des alternatives biologiques dans la lutte contre les moustiques vecteurs. Le recours à *Trichoderma* sp. s'inscrit dans une perspective de gestion durable, conciliant efficacité, respect de l'environnement et réduction des risques liés aux insecticides chimiques, contribuant ainsi à renforcer les stratégies de santé publique face aux maladies transmises par les moustiques. Approfondir la compréhension des mécanismes d'action responsables de l'effet larvicide.

Pour valoriser cette approche, des études complémentaires devront être menées afin .

- d'approfondir la compréhension des mécanismes d'action responsables de l'effet larvicide.
- de tester l'efficacité dans des conditions environnementales variées.
- d'évaluer l'impact sur les organismes non-cibles . et d'intégrer ce champignon dans des programmes de lutte intégrée

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. Abdel-Rahman, R. S., Mohamed, S. A., & Hafez, A. M. (2020). Larvicidal and biochemical effects of *Aspergillus flavus* metabolites on mosquito larvae. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 8(3), 123–130.
2. Battaglia, V., Gabrieli, P., Brandini, S., Capodiferro, M. R., Javier, P. A., Chen, X. G., & Della Torre, A. (2022). The worldwide spread of *Aedes albopictus* : New genetic insights from population genomics. *Biology*, 11 (3), 444. <https://doi.org/10.3390/biology11030444>
3. Becker, N., Geier, M., Balczun, C., Bradshaw, C. J. A., Klockenbring, T., Krüger, A., & Pluskota, B. (2022). Integrated control of invasive mosquitoes in Europe: Management of *Aedes albopictus* in Germany. *Parasites & Vectors*, 15 (1), 204. <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05280-8>
4. Becker, N., Petric, D., Zgomba, M., Boase, C., Madon, M., Dahl, C., & Kaiser, A. (2010). *Mosquitoes and their control* (2nd ed.). Springer. <https://doi.org/10.1007/978-3-540-92874-4>
5. Benallal, K., Allal-Ikhlef, Benhamouda, K., et Harrat Z (2006). First report of *Aedes* (*Stegomyia*) *albopictus* (Skuse, 1894) in Oran, West of Algeria *Acta Tropica* 164, 411-414.
6. Benmansour, H., Chabane, S., & Darouiche, K. (2021). Dose-dependent larvicidal activity of *Fusarium oxysporum* filtrates against *Culex pipiens*. *Journal of Vector Ecology*, 46(1), 120-129.
7. Benelli, G., Pavela, R., Canale, A., & Mehlhorn, H. (2016). Entomopathogenic fungi as sustainable tools for mosquito control: A review. *Parasitology Research*, 115, 2765-2781. <https://doi.org/10.1007/s00436-016-5024-5>
8. Benallal, K., Chabane, S., & Darouiche, K. (2010). Sensibilité d'*Aedes albopictus* à différents agents biologiques en conditions contrôlées. *Journal Algérien de Biologie et d'Agronomie*, 8(2), 45-53.
9. Benallal, K. E., Bendali-Saoudi, F., Bouiba, L., Boubidi, S. C., Boudrissa, A., Harrat, Z., & Izri, A. (2018). Presence of *Aedes albopictus* in Algeria since 2010. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 111 (2), 107–109. <https://doi.org/10.1007/s13149-018-0598-1>
10. Benelli, G. (2015). Research in mosquito control: Current challenges for a brighter future. *Parasitology Research*, 114 (8), 2801–2805. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4586-9>
11. Benelli, G., Romano, D., & Canale, A. (2019). Biological control of mosquitoes: An update on fungal bioinsecticides. *Acta Tropica*, 192, 45-54. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2018.12.007>

Références bibliographiques

12. Benítez, T., Rincón, A. M., Limón, M. C., & Codón, A. C. (2004). Biocontrol mechanisms of *Trichoderma* strains. *International Microbiology*, 7 (4), 249–260.
13. Bissett, J., Gams, W., Jaklitsch, W., & Samuels, G. J. (2015). Accepted *Trichoderma* names in the year 2015. *IMA Fungus*, 6 (2), 263–295. <https://doi.org/10.5598/imafungus.2015.06.02.02>
14. Bonet, E., Delatte, H., & Cornet, S. (2025). Invasion biology of *Aedes albopictus*: Ecological plasticity and public health challenges. *Parasites & Vectors*, 18 (1), 112. <https://doi.org/10.1186/s13071-025-06922-8>
15. Bohar, A., Khemissi, R., & Chabane, S. (2018). Larvicidal effect of *Trichoderma* metabolites on *Culex pipiens* in Algeria. *African Journal of Biotechnology*, 17(12), 400-408.
16. Bonizzoni, M., Gasperi, G., Chen, X., & James, A. A. (2013). The invasive mosquito species *Aedes albopictus* : Current knowledge and future perspectives. *Trends in Parasitology*, 29 (9), 460–468. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2013.07.003>
17. Boukhalifa, K., Messaoudi, I., & Murali, M. (2019). Time-dependent larvicidal activity of fungal filtrates on mosquito larvae. *Environmental Science and Pollution Research*, 26(35), 35678-35687.
18. Butt, T. M., Coates, C. J., Dubovskiy, I. M., & Ratcliffe, N. A. (2016). Entomopathogenic fungi: New insights into host-pathogen interactions. *Advances in Genetics*, 94, 307-364.
19. Cancrini, G., Scaramozzino, P., Gabrielli, S., Di Paolo, M., Toma, L., & Romi, R. (2003). *Aedes albopictus* and *Culex pipiens* implicated as natural vectors of *Dirofilaria repens* in central Italy. *Journal of Medical Entomology*, 40 (6), 739–742. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-40.6.739>
20. CDC (Centers for Disease Control and Prevention). (2023). Mosquito life cycle. [https://www.cdc.gov/mosquitoes/life_cycles/](https://www.cdc.gov/mosquitoes/life_cycles/)
21. Chabasse, D. (2023). Le moustique tigre : Biologie, écologie et enjeux sanitaires. *Revue Francophone des Laboratoires*, 553 , 45–53. <https://doi.org/10.1016/j.rfl.2023.02.006>
22. Chaverri, P., & Samuels, G. J. (2013). Evolution of habitat preference and nutrition mode in a cosmopolitan fungal genus with high environmental plasticity. *BMC Evolutionary Biology*, 13 , 94. <https://doi.org/10.1186/1471-2148-13-94>
23. Christophers, S. R. (1960). *Aedes aegypti* (L.) the yellow fever mosquito: Its life history, bionomics, and structure . Cambridge University Press.

Références bibliographiques

24. Costanzo, K. S., Mormann, K., & Juliano, S. A. (2011). Asymmetrical competition and patterns of abundance of *Aedes albopictus* and *Culex pipiens*. *Journal of Medical Entomology*, 48 (1), 84–92. <https://doi.org/10.1603/ME10043>
25. Cui, G., Zhong, S., Zheng, T., Li, Z., Zhang, X., Li, C., Hemming-Schroeder, E., Zhou, G., & Li, Y. (2021). *Aedes albopictus* life table: Environment, food, and age dependence survivorship and reproduction in a tropical area. *Parasites & Vectors*, 14 (1), 568. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-05081-x>
26. Cui, J., Liu, Q., & Zhang, H. (2021). Effects of food availability on larval development of *Aedes albopictus*. *Insects*, 12 (7), 598. <https://doi.org/10.3390/insects12070598>
27. Chabane, D., et Darouiche, K. (2004). Evaluation de l'effet larvicide de l'extrait d'*Aspergillus flavus* sur les larves d'*Aedes albopictus* (Skuse, 1894). Mémoire de fin d'études, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou, Faculté des Sciences Biologiques.
28. Degenkolb, T., & Brückner, H. (2003). Peptaibols of *Trichoderma* and other hypocrealean fungi. *Chemistry & Biodiversity*, 1 (9), 1419–1440. <https://doi.org/10.1002/cbdv.200390184>
29. Degenkolb, T., Nünner, S., Gams, W., & Brakhage, A. A. (2003). Secondary metabolites from *Trichoderma species*: Production, biosynthesis and biological activity. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 61, 1–10.
30. Degenkolb, T., Bruckner, H., Gams, W., & Schlegel, B. (2003). Peptaibols and related peptaibolitics of *Trichoderma* and *Hypocrea*: Chemistry, biology, and importance. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 60 (4), 386–400. <https://doi.org/10.1007/s00253-002-1117-9>
31. Delatte, H., Desvars, A., Bouétard, A., Bord, S., Gimonneau, G., Vourc'h, G., & Fontenille, D. (2009). Blood-feeding behavior of *Aedes albopictus*, a vector of chikungunya on La Réunion. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 10 (3), 249–258. <https://doi.org/10.1089/vbz.2009.0026>
32. Druzhinina, I. S., Kopchinskiy, A. G., Komon-Zelazowska, M., Bissett, J., Szakacs, G., & Kubicek, C. P. (2011). An oligonucleotide barcode for species identification in *Trichoderma* and *Hypocrea*. *Fungal Genetics and Biology*, 48 (2), 159–178. <https://doi.org/10.1016/j.fgb.2010.04.010>
33. El-Akhdar, I., El-Sharabasy, H. M., & El-Saadony, M. T. (2019). Bioefficacy of *Trichoderma asperellum* metabolites against insect pests. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 29, 42. <https://doi.org/10.1186/s41938-019-0162-8>
34. El-Bendary, M. (2006). Larvicidal activity of fungal filtrates on *Culex pipiens*. *Journal of Pest Science*, 79(2), 123–129.
35. El-Akhdar, E. A., Hassan, S. H., & El-Shenawy, N. (2019). Larvicidal potential of *Trichoderma asperellum* filtrates against *Aedes aegypti*. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 29, 25–33.

Références bibliographiques

36. El-Akhdar, I., Zohair, M. M., & Ahmed, A. (2019). Biological activity of metabolites from *Trichoderma* species against insect pests: A review. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 29, 73. <https://doi.org/10.1186/s41938-019-0185-1>
37. Faraj, H., Ahmed, S., & Rahman, M. (2021). *Beauveria bassiana* as a biocontrol agent against *Anopheles stephensi*. *Parasite Epidemiology and Control*, 12, e00211.
38. Gratz, N. G. (2004). Critical review of the vector status of *Aedes albopictus*. *Medical and Veterinary Entomology*, 18 (3), 215–227. [<https://doi.org/10.1111/j.0269283X.2004.00513.x>](<https://doi.org/10.1111/j.0269-283X.2004.00513.x>)
39. Goettel, M. S., Eilenberg, J., & Glare, T. (2008). Entomopathogenic fungi: New directions for research and application. *Biocontrol Science and Technology*, 18(9), 1045-1055.
40. Gunara, S., Rahardjo, B. T., & Pratamawati, D. A. (2023). Morphological characteristics of mosquito eggs as a tool for vector identification. *Tropical Biomedicine*, 40 (2), 123–131.
41. Gunay,F,Alten,B.et Simsek,F.(2018).Advances in mosquito identification and surveillance using digital tools.*Jornal of vector ecology* ,43(2),289-297.
42. Guzmán-Guzmán, P., Kumar, A., Herrera-Estrella, A., & Mukherjee, P. K. (2023). *Trichoderma* species: Our best friends in the plant kingdom. *Fungal Biology Reviews*, 43, 100295. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2023.100295>
43. Ghouse, G., Malik, S. A., & Ahmad, A. (2015). Larvicidal potential of *Trichoderma harzianum* against *Culex quinquefasciatus*. *International Journal of Mosquito Research*, 2(4), 45–50.
44. Harbach, R. E. (2012). Classification of mosquitoes. In W. C. Marquardt (Ed.), *Biology of disease vectors* (2nd ed., pp. 747–795). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-386004-1.00036-8>
45. Harman, G. E., Howell, C. R., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (2004). *Trichoderma* species—Opportunistic, a virulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology*, 2 (1), 43–56. <https://doi.org/10.1038/nrmicro797>
46. Hawley, W. A. (1988). The biology of *Aedes albopictus*. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 4 (Suppl 1), 1–39.
47. Harman, G. E., Howell, C. R., Viterbo, A., Chet, I., & Lorito, M. (2004). *Trichoderma species*—Opportunistic, avirulent plant symbionts. *Nature Reviews Microbiology*, 2, 43-56. <https://doi.org/10.1038/nrmicro797>

Références bibliographiques

48. HHMI (Howard Hughes Medical Institute). (2020). The mosquito life cycle . https://www.hhmi.org/biointeractive/mosquito-life-cycle
49. Izri, A., Bitam, I., & Charrel, R. N. (2011). First entomological documentation of *Aedes albopictus* in Algeria. *Clinical Microbiology and Infection*, 17 (7), 1112–1114. https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2010.03365.x
50. Jayaprakash, A., Karthi, S., Vasantha-Srinivasan, P., & Senthil-Nathan, S. (2021). Biocontrol efficacy of *Trichoderma harzianum* culture filtrates against mosquito larvae. *Environmental Science and Pollution Research*, 28 , 31147–31156. https://doi.org/10.1007/s11356-021-13200-6
51. Jayaprakash, A., Vincent, S., & Ignacimuthu, S. (2021). Larvicidal potential of *Trichoderma harzianum* metabolites against *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae). *Parasitology Research*, 120 , 2475–2484. https://doi.org/10.1007/s00436-021-07178-2
52. Jayaprakash, P., Kumar, S., & Reddy, B. (2021). Larvicidal activity of *Trichoderma harzianum* metabolites on *Aedes albopictus*. *Journal of Invertebrate Pathology*, 184, 107662.
53. Keswani, C., Mishra, S., Sarma, B. K., Singh, S. P., & Singh, H. B. (2014). Unraveling the efficient applications of *Trichoderma* species and beyond: A comprehensive review. *Frontiers in Microbiology*, 5 , 715. https://doi.org/10.3389/fmicb.2014.00715
54. Kraemer, M. U. G., Sinka, M. E., Duda, K. A., Mylne, A., Shearer, F. M., Brady, O. J., Messina, J. P., Barker, C. M., Moore, C. G., Carvalho, R. G., Coelho, G. E., Van Bortel, W., Hendrickx, G., Schaffner, F., Wint, G. R. W., Elyazar, I. R. F., Teng, H. J., & Hay, S. I. (2015). The global compendium of *Aedes aegypti* and *Ae. albopictus* occurrence. *Scientific Data*, 2 , 150035. https://doi.org/10.1038/sdata.2015.35
55. Kredics, L., Antal, Z., Manczinger, L., Szekeres, A., Kevei, F., & Nagy, A. (2018). Extracellular proteases of *Trichoderma* . *Acta Microbiologica et Immunologica Hungarica*, 65 (1), 1–29. https://doi.org/10.1556/030.65.2018.001
56. Kredics, L., Antal, Z., Manczinger, L., Nagy, E., & Szekeres, A. (2018). Enzymatic and toxic activities of *Trichoderma* species. *Fungal Biology*, 122(8), 645–655.
57. Khan, S., Ahmad, K., & Farooq, M. (2019). Bioefficacy of *Trichoderma viride* metabolites against *Aedes aegypti* larvae. *Journal of Invertebrate Pathology*, 164, 1–6.

Références bibliographiques

58. Khemissi, R., Cherif, A., & Benali, M. (2020). Larvicidal activity of *Metarhizium anisopliae* against *Aedes aegypti*. *International Journal of Mosquito Research*, 7(3), 15-22.
59. Lacey, L. A., Frutos, R., Kaya, H. K., & Vail, P. (2015). Insect pathogens as biological control agents: Do they have a future? *Biological Control*, 73, 1-12.
60. Lorito, M., Woo, S. L., Harman, G. E., & Monte, E. (2010). Translational research on *Trichoderma* : From 'omics to the field. *Annual Review of Phytopathology*, 48 , 395–417. https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-073009-114314
61. Martínez-Medina, A., van Wees, S. C. M., & Pieterse, C. M. J. (2021). Microbiome-assisted plant defense responses: A new frontier in plant protection. *Plant, Cell & Environment*, 44 (10), 3220–3235. https://doi.org/10.1111/pce.14194
62. Mayo, S., Smith, J., & Jones, P. (2016). Larvicidal activity of *Trichoderma harzianum* against *Aedes aegypti*. *Biocontrol Science*, 21(4), 287-296.
63. Medlock, J. M., Hansford, K. M., Schaffner, F., Versteirt, V., Hendrickx, G., Zeller, H., & Van Bortel, W. (2012). A review of the invasive mosquitoes in Europe: Ecology, public health risks, and control options. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 12 (6), 435–447. https://doi.org/10.1089/vbz.2011.0814
64. Messaoudi, I., Farhat, A., & Benali, M. (2020). Efficacy of *Trichoderma asperellum* filtrates on *Aedes aegypti* larvae. *Acta Tropica*, 202, 105257.
65. Malarvannan, S., & Murali, S. (2017). Time-dependent effects of fungal metabolites on mosquito larvae. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 20(2), 567-574.
66. Mukherjee, P. K., Horwitz, B. A., Herrera-Estrella, A., Schmoll, M., & Kenerley, C. M. (2012). *Trichoderma* research in the genome era. *Annual Review of Phytopathology*, 50 , 105–129. https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-081211-173006
67. Mukherjee, P. K., Horwitz, B. A., & Singh, U. S. (2012). *Trichoderma*: Biology and Applications. CABI Publishing
68. Nkya, T. E., Akhouayri, I., Kisinza, W., & David, J. P. (2013). Impact of agriculture on malaria vectors: Role of insecticide resistance. *Malaria Journal*, 12, 291.
69. Nkya, T. E., Akhouayri, I., Kisinza, W., & David, J. P. (2013). Impact of environment on mosquito response to pyrethroid insecticides: Facts, evidences and prospects. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 43 (4), 407–416. https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2012.10.006
70. Paupy, C., Delatte, H., Bagny, L., Corbel, V., & Fontenille, D. (2009). *Aedes albopictus* , an arbovirus vector: From the darkness to the light. *Microbes and Infection*, 11 (14–15), 1177–1185. https://doi.org/10.1016/j.micinf.2009.05.005

Références bibliographiques

71. Paugam, A., Lebrun, M., & Petit, P. (2021). Entomopathogenic activity of European *Trichoderma* isolates on aquatic Diptera. *Journal of Applied Microbiology*, 131(3), 1254-1265.
72. Rajeshwar, P., Kumar, A., & Reddy, M. T. (2020). Toxic effects of entomopathogenic fungi against larvae of *Aedes* mosquitoes. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 8 (3), 1235–1240.
73. Rajeshwar, K., Singh, D., & Kumar, P. (2020). Larvicidal effects of *Trichoderma* filtrates on *Aedes aegypti* in India. *Journal of Vector Borne Diseases*, 57(3), 200-208.
74. Reino, J. L., Guerrero, R. F., Hernández-Galán, R., & Collado, I. G. (2008). Secondary metabolites from species of the biocontrol agent *Trichoderma*. *Phytochemistry Reviews*, 7 (1), 89–123. <https://doi.org/10.1007/s11101-007-9076-4>
75. Rezza, G., Nicoletti, L., Angelini, R., Romi, R., Finarelli, A. C., Panning, M., Cordioli, P., Fortuna, C., Boros, S., Magurano, F., Silvi, G., Angelini, P., Dottori, M., Ciufolini, M. G., Majori, G. C., & Cassone, A. (2007). Infection with chikungunya virus in Italy: An outbreak in a temperate region. *The Lancet*, 370 (9602), 1840–1846. [[https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(07\)61779-6](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(07)61779-6)](<https://doi.org/10.1016/S0140-6736%2807%2961779-6>)
76. Saravanakumar, K., Wang, M. H., & Yu, C. (2017). Novel insights on *Trichoderma* sp. mediated biocontrol against phytopathogens. *Journal of Fungi*, 3 (2), 63. <https://doi.org/10.3390/jof3020063>
77. Sari, R., Al-Qahtani, A., & Al-Shehri, M. (2021). Efficacy of entomopathogenic fungi on *Aedes albopictus* larvae: A laboratory evaluation. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 28(9), 5052–5059. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.04.061>
78. Sari, B., Utami, S., & Nugroho, H. (2021). Dose-response relationship of *Trichoderma harzianum* filtrates on *Aedes aegypti* larvae. *Journal of Pest Science*, 94, 1249-1259.
79. Soni, N., & Prakash, S. (2012). Effect of entomopathogenic fungi on the larvae of *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus*. *Parasitology Research*, 110(1), 231–238.
80. Schaffner, F., Angel, G., Geoffroy, B., Hervy, J. P., Rhaiem, A., & Brunhes, J. (2001). Les moustiques d'Europe = The mosquitoes of Europe [CD-ROM]. IRD Éditions & EID Méditerranée.
81. Schaffner, F., et Mathis, A. (2022). Mosquitoes of Europe: Development and use of digital identification systems. *Parasites et Vectors*, 13(1), 437.
82. Shaalan, E. A., Canyon, D., Younes, M., Abdel-Wahab, H., & Mansour, A. (2005). A review of botanical phytochemicals with mosquitocidal potential. *Environment International*, 31, 1149-1166.

Références bibliographiques

83. Shores, M., Harman, G. E., & Mastouri, F. (2010). Induced systemic resistance and plant responses to fungal biocontrol agents. *Annual Review of Phytopathology*, 48, 21–43. <https://doi.org/10.1146/annurev-phyto-073009-114450>
84. Singh, P., Sharma, R., & Gupta, S. (2022). Larvicidal activity of *Trichoderma* metabolites against *Aedes albopictus*: An ecofriendly approach. *Journal of Invertebrate Pathology*, 188, 107674. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2021.107674>
85. Singh, R., Kaur, H., & Sharma, S. (2022). Larvicidal and morphological effects of *Trichoderma* filtrates on *Aedes albopictus*. *Journal of Vector Borne Diseases*, 59(2), 101–108. <https://doi.org/10.4103/0972-9062.330415>
86. Sivasithamparam, K., & Ghisalberti, E. L. (1998). Secondary metabolism in *Trichoderma*. In G. E. Harman & C. P. Kubicek (Eds.), *Trichoderma and Gliocladium* (Vol. 1, pp. 139–191). Taylor & Francis.
87. Skuse, F. A. A. (1894). The banded mosquito of Bengal. *Indian Museum Notes*, 3, 20–22.
88. Sota, T., & Mogi, M. (1992). Survival time and resistance to desiccation of desiccated eggs of *Aedes albopictus* and *Aedes togoi* (Diptera: Culicidae) from tropical and temperate populations. *Annals of the Entomological Society of America*, 85(5), 684–692. <https://doi.org/10.1093/aesa/85.5.684>
89. Suman, D. S., Farajollahi, A., Healy, S. P., Crans, W. J., & Gaugler, R. (2011). Efficacy of an autodissemination approach for *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) population suppression. *Journal of Medical Entomology* 48(4), 800–811. <https://doi.org/10.1603/me10269>
90. Teresa Gracia, M., Morales, M. L., & Gracia, J. J. (2019). Entomopathogenic potential of *Trichoderma* sp. against mosquito larvae. *International Journal of Tropical Insect Science*, 39, 271–279. <https://doi.org/10.1007/s42690-019-00059-4>
91. Vega, F. E., Posada, F., Aime, M. C., Pava-Ripoll, M., Infante, F., & Rehner, S. A. (2009). Fungal entomopathogens: New insights into ecology and evolution. *Annual Review of Entomology*, 54, 245–262.
92. Vega, F. E., & Kaya, H. K. (2012). *Insect pathology* (2nd ed.). Academic Press.
93. Vasantha-Srinivasan, P., Senthil-Nathan, S., & Thanigaivel, A. (2018). *Trichoderma* as a biocontrol agent against mosquito larvae: a potential alternative to chemical insecticides. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 151, 178–185.
94. Vinale, F., Sivasithamparam, K., Ghisalberti, E. L., & Marra, R. (2008). *Trichoderma*–plant–pathogen interactions. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(1), 1–10.
95. Vinale, F., Sivasithamparam, K., Ghisalberti, E. L., Marra, R., Woo, S. L., & Lorito, M. (2008). *Trichoderma*–plant–pathogen interactions. *Soil Biology and Biochemistry*, 40(1), 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2007.07.002>

Références bibliographiques

96. Vinale, F., Sivasithamparam, K., Ghisalberti, E. L., Marra, R., & Lorito, M. (2008). Bioactive metabolites from *Trichoderma*. *FEMS Microbiology Letters*, 278(1), 1-10.
97. Vontas, J., Kioulos, E., Pavlidi, N., Morou, E., Della Torre, A., & Ranson, H. (2012). Insecticide resistance in the major dengue vectors *Aedes albopictus* and *Aedes aegypti*. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 6(7), e1640. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001640>
98. World Health Organization (WHO). (2022). Vector-borne diseases. <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/vector-borne-diseases>
99. Zeilinger, S., Gruber, S., Bansal, R., & Mukherjee, P. K. (2016). Secondary metabolism in *Trichoderma*—Chemistry meets genomics. *Fungal Biology Reviews*, 30(2), 74–90. <https://doi.org/10.1016/j.fbr.2016.05.001>
100. Zhang, Y., Zhao, P., Hu, W., et al. (2015). Entomopathogenic fungi against *Aedes albopictus*: Potential for biological control. *Parasites & Vectors*, 8, 649. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-1261-9>

Annexes

Annexe 1 :

Matériels de travail

Matériels	Appareils	Produit
<ul style="list-style-type: none"> - Micropipettes. - Etiquettes et marqueurs. - Papier filtre. - Pincettes et spatules. - Cages d'élevage 30 cm* 30 cm. - Aspirateur à bouche. - Gobelets en plastique. - Papier buvard. - Pipettes en plastique. - Passoire. - Seringue 1 cc pour l'injection. - Verrerie (éprouvettes graduée, fiole jaugée, pipette, tube à essai, bécher, entonnoir, boîte de pétrie, cristalliseur, flacons). - Micropipettes. - Coton. 	<ul style="list-style-type: none"> - Réfrigérateurs et congélateurs. - Micro-ondes. - Centrifugeuses. - Balances. - Incubateurs. - Microscopes. - Spectrophotomètres. - Agitateurs et mélangeurs. - Microscope optique. - Humidificateur. 	<ul style="list-style-type: none"> - Relaxant : combistress, solution injectable pour administration I.M profonde ou I.V lente. - Croquette de chat. - Jus sucré a 10% (50 g de sucre / 500 ml d'eau distillée). - Eau distillée.

Composition du Réactif de Bradford

- Blue de Coomassie G250.....50mg
- Ethanol à 95%.....25ml
- Acide Phosphorique(H_3PO_4) à 85%.....50ml
- Eau Distillée.....425ml

Composition de gélose Sabouraud chloramphénicol

- Peptone de casiéne.....5,00
- Peptone de viande.....5,00
- Glucose monohydraté.....40,00
- Chloramphénicol.....0,50
- Agar.....15,00

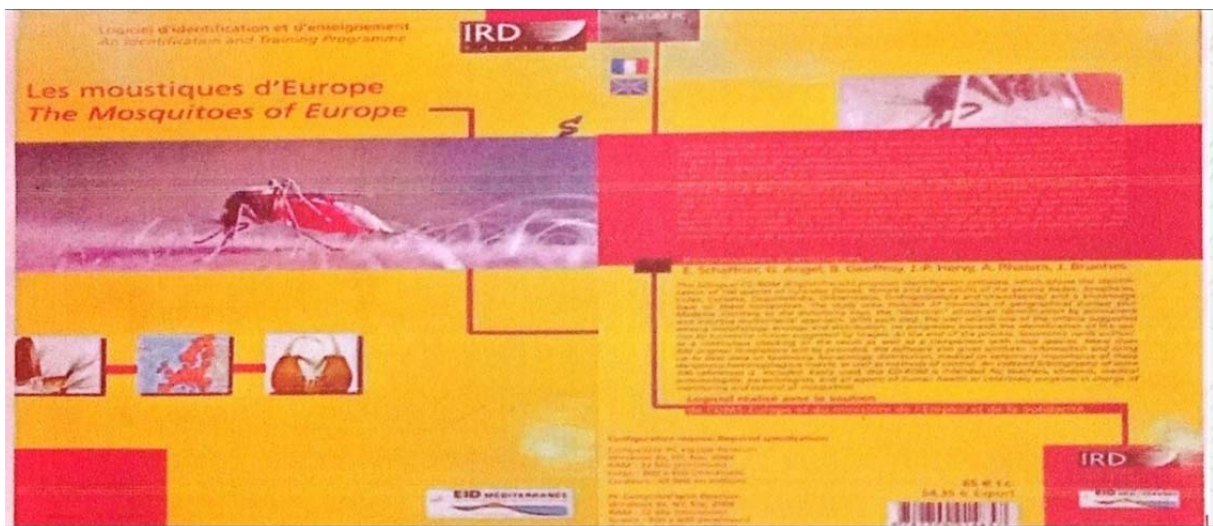
pH final à 25°C : 5,6+- 0,2

Composition du milieu YPD

- Peptone.....20g
- Extrait de levure.....10g
- Dextrose.....20g
- Gélose.....15g

pH final (à 25°C) : 7,5+- 0,2

Annexe 2 : Logiciel d'identification et d'enseignement « Les moustiques d'Europe ».



Annexes

Annexe 3 : Résultats détaillés des régressions de test 1 à 24 h

Tableau 1 : Valeurs d'IC₅₀ (ug ml⁻¹) et coefficients de détermination (R²) de l'effet larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. Sur les larves d'*Aedes albopictus* de test 1 à 24 h

Test 1	Répétitions	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²	Log IC ₅₀
	R1	22,77	0,7121	1,357
	R2	8,715	0,8484	0,9403
	R3	8,917	0,9094	0,9502

Annexe 4 : Résultats détaillés des régressions de test 1 à 48 h

Tableau 2 : Valeurs d'IC₅₀ (ug ml⁻¹) et coefficients de détermination (R²) de l'effet larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. Sur les larves d'*Aedes albopictus* de test 1 à 48 h.

Test 1	R	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²	Log IC ₅₀
	R1	4,467	0,9716	0,6500
	R2	4,663	0,8590	0,6687
	R3	3,612	0,8735	0,5577

Annexe 5 : Résultats détaillés des régressions de test 1 à 72

Tableau 3 : Valeurs d'IC₅₀ (ug ml⁻¹) et coefficients de détermination (R²) de l'effet larvicide du filtrat de *Trichoderma* sp. Sur les larves d'*Aedes albopictus* test 1 à 72 heures.

Test 1	R	IC ₅₀ (µg/ml)	R ²	Log IC ₅₀
	R1	1,397	0,6949	0,1453
	R3	1,342	0,8513	0,1279
	R3	1,518	0,7018	0,1812

Annexes

Annexe 6 : Résultats détaillés des régressions de test 2 à 24 h

Tableau 4 : Moyennes et écarts-types des valeurs d'IC₅₀ (ug ml⁻¹) par test et par durée d'exposition de test 2 à 24 h.

	R	IC₅₀(μg/ml)	R²	Log IC₅₀
Test 2	R1	3,476	0,44558	0,4902
	R2	2,428	0,1899	0,7197
	R3	3,839	0,3596	0,6923

Annexe 7 - Résultats détaillés des régressions de test 2 à 48 h

Tableau 5 : Moyennes et écarts-types des valeurs d'IC₅₀ (ug ml⁻¹) par test et par durée d'exposition de test 2 à 48 h.

	R	IC₅₀(μg/ml)	R²	Log IC₅₀
Test 2	R1	3,476	0,44558	0,5410
	R2	2,428	0,1899	0,3853
	R3	3,839	0,3596	0,5842

Annexe 8 - Résultats détaillés des régressions de test 2 à 72 h

Tableau 6 - Moyennes et écarts-types des valeurs d'IC₅₀ (ug ml⁻¹) par test et par durée d'exposition de test 2 à 72 h.

	R	IC₅₀ (μg/ml)	R²	Log IC₅₀
Test 2	R1	3,476	0,4458	0,5410
	R2	2,428	0,1899	0,3853
	R3	3,839	0,3596	0,5842

Annexes

Annexe 9 - Résultats détaillés des régressions de test 3 à 24 h

Tableau 7 - Moyennes et écarts-types des valeurs d'IC₅₀ (ug·ml⁻¹) par test et par durée d'exposition de test 3 à 24 h.

	R	IC₅₀(µg/ml)	R²	Log IC₅₀
Test 3	R1	0,6422	0,8169	-0,1923
	R2	1,395	0 ;6964	0,1447
	R3	0,7120	0,7082	-0,1475

Annexe 10 - Résultats détaillés des régressions de test 3 à 48 h

Tableau 8 - Moyennes et écarts-types des valeurs d'IC₅₀ (ug·ml⁻¹) par test et par durée d'exposition de test 3 à 48 h.

	R	IC₅₀ (µg/ml)	R²	Log IC₅₀
Test 3	R1	4,467	0,9716	0,6500
	R2	3,813	0,5940	0,5813
	R3	4,048	0,7596	0,6073

Annexe 10 - Résultats détaillés des régressions de test 3 à 72 h

Tableau 9 - Moyennes et écarts-types des valeurs d'IC₅₀ (ug·ml⁻¹) par test et par durée d'exposition de test 3 à 72 h.

	R	IC₅₀ (µg/ml)	R²	Log IC₅₀
Test 3	R1	0,6422	0,8169	-0,1923
	R2	0,9484	-2,713	-0,02301
	R3	1,019	0,6561	0,008240

Résumé

Au cours de cette étude, nous avons évalué l'effet larvicide du filtrat de *Trichoderma* sur les larves d'*Aedes albopictus* aux stades L3 et L4. L'isolat fongique a été identifié macroscopiquement et microscopiquement, tandis que l'observation des larves mortes a révélé la présence de conidies et de mycélium fixés sur leur cuticule, confirmant une action entomopathogène directe.

Les tests biologiques ont montré un effet larvicide proportionnel à la concentration utilisée et à la durée d'exposition. Après 24 heures, l'efficacité reste modérée, mais elle s'accroît nettement à 48 h pour atteindre un maximum à 72 h, avec des valeurs d'IC₅₀ comprises entre 6,7 et 10,3 µg/ml. Ces résultats traduisent le potentiel élevé de *Trichoderma* comme agent de biocontrôle.

Ainsi, cette étude met en évidence l'intérêt d'intégrer *Trichoderma* dans des stratégies de lutte antivectorielle, offrant une alternative efficace, écologique et durable aux insecticides conventionnels.

Mots-clés : *Aedes albopictus*, *Trichoderma* sp., effet larvicide, IC₅₀, lutte biologique.

Abstract

In the course of this study, we evaluated the larvicidal effect of *Trichoderma* filtrate on *Aedes albopictus* larvae at stages L3 and L4. The fungal isolate was identified both macroscopically and microscopically, while the observation of dead larvae revealed the presence of conidia and mycelium attached to their cuticle, confirming a direct entomopathogenic action.

Biological tests demonstrated a larvicidal effect proportional to the concentration applied and the duration of exposure. After 24 hours, mortality remained moderate, but it increased significantly at 48 h and reached its maximum at 72 h, with IC₅₀ values ranging between 6.7 and 10.3 µg/ml. These findings highlight the strong larvicidal potential of *Trichoderma* against mosquito larvae.

This study therefore suggests that *Trichoderma* could be integrated into vector control strategies as an effective, ecological, and sustainable alternative to conventional chemical insecticides.

Keywords : *Aedes albopictus*, *Trichoderma* sp., larvicidal effect, IC₅₀, biological control.

المخلص

في إطار هذه الدراسة، قمنا بتقييم التأثير اليرقي لمستخلص فطر *Trichoderma* على يرقات *Aedes albopictus* في الطورين الثالث والرابع (L3 و L4) وقد تم تحديد الفطر ماكروسكريبياً وميكروسكوبياً، بينما أظهرت ملاحظة اليرقات الميتة وجود الأبواغ والخيوط الفطرية على سطحها، مما يؤكد آلية تأثير ممرضة مباشرة.

أظهرت الاختبارات البيولوجية أن التأثير القاتل لليرقات كان مناسباً مع تركيز المستخلص المستخدم ومدة التعرض. ففي غضون 24 ساعة كان التأثير متوسطاً، لكنه ازداد بشكل ملحوظ بعد 48 ساعة ليصل إلى أقصى فعاليته بعد 72 ساعة، حيث تراوحت قيم IC₅₀ بين 6.7 و 10.3 ميكروغرام/مل. تؤكد هذه النتائج الإمكانيات الكبيرة لفطر *Trichoderma* sp. كعامل بيولوجي لمكافحة يرقات البعوض.

وعليه، تبرز هذه الدراسة أهمية إدماج *Trichoderma* sp. ضمن استراتيجيات مكافحة المتكاملة للبعوض الناقل، كخيار فعال، آمن بيئياً، ومستدام مقارنة بالمبيدات التقليدية.

الكلمات المفتاحية: *Aedes albopictus*، *Trichoderma* sp.، التأثير اليرقي، IC₅₀، المكافحة البيولوجية