

Popular Democratic Republic of Algeria
Ministry of High Education and Scientific Research
Abbes Laghrou University- Khenchela-
Natural and life sciences Faculty
Molecular and Cellular Biology Department



N° de série :

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES DE MASTER ACADEMIQUE

Domaine : **Sciences de la nature et de la vie**

Filière : **Sciences Biologiques**

Spécialité : **Microbiologie appliquée**

Présenté par :

Fatima YACOUB

Aya Mahdaoui

Thème

Étude de la valorisation microbiologique des
biopolymères et huiles extraites de carcasses d'insectes

Mémoire soutenu publiquement le 19/Juin/ 2025. Devant le jury composé de :

Dr. Oumaima NAILI	MCA,	Univ. De Khenchela,	Présidente
Dr. Asma KHEDDOUMA	MCA,	Univ. De Khenchela,	Encadrante
Dr. Soumia BOUTARFA	MCA,	Univ. De Khenchela,	Examinatrice
M. Houssemeddine BENTOUNSI	Doctorant,	Univ De Khenchela,	Tuteur

Année Universitaire 2024/2025

Remerciements

Nous tenons tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

*Nous adressons nos remerciements aux membres de jury ; la présidente **Dr. NAILI Oumaima (MCA)** et l'examinatrice **Dr. Boutarfa Soumia (MCA)** pour le temps donné pour l'examen de notre modeste travail.*

*Nos sincères remerciements à **Dr. BENTOUNSSI Housseem Eddine** pour ses connaissances scientifiques et les remarques substantielles qu'il a formulées pour la finalisation de ce travail. Nous ne le remercierons jamais assez, pour nous avoir donné l'opportunité d'entreprendre un travail de recherche si intéressant, d'avoir patienté avec nous durant notre recherche, de nous avoir guidé et aussi pour son temps, sa grande disponibilité, ses multiples conseils et précieuses critiques.*

*Nous tenons à remercier notre encadrante **Dr. KHEDDOUMA Asma** pour la confiance qu'elle nous a accordée en Acceptant cet encadrement pour sa disponibilité tout long de l'élaboration de ce mémoire et pour son aide.*

*Nous voudrions remercier également la directrice du laboratoire **BEES** ; **Pr. KADI Kenza** qui nous a facilité le travail au niveau du laboratoire. Aussi la responsable des laboratoires pédagogiques **CHORFI Rafika** et tous les ingénieurs des laboratoires pédagogiques.*

*Nous tenons à remercier **BOUTERAA Houria** et **BENHOCINE Abdelwaheb** (Doctorants en Microbiologie appliquée) pour leurs patientes, leur aide précieuse et ses précieux conseils.*

Nous exprimons aussi nos vives reconnaissances à tous les enseignants du département de la biologie cellulaire et moléculaire

Enfin nous remercions tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à concrétisation de ce travail.

Dédicace

Je dédie ce travail :

À ma famille :

À mon père « AMMAR », qui a toujours veillé à mon éducation et mon instruction, pour ses encouragements silencieux mais puissants et malgré toutes les obstacles, il a toujours été là.

À ma mère « NORA », mon seul trésor, Une mère aussi rare, une mère en or, dont le courage et la bienveillance ont toujours été ma source d'inspiration. Et ses prières qui m'ont accompagné jusqu'au sommet. Sa présence a été ma lumière tout au long du chemin.

À mes frères « ISKANDER », « IYAD », « YASSER », pour leur encouragements et véritable et sincère amour.

À mon amie et binôme « FATIMA » pour son soutien lors de la réalisation de ce travail.

À tous mes professeurs : Leur générosité et leur soutien m'oblige de leurs témoigner mon profond respect et ma considération.

À mes chères amis présents en ce jour tant attendu, je vous adresse toute ma gratitude : BESMA, RAWNEK, NORA, MARWA, HADIL, SELMA CHAIMA, DOUNIA, AMIRA, qui j'ai partagé des moments agréables.

AYA

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à :

****Ma chère mère**, partie trop tôt mais jamais oubliée, Ton amour, ta tendresse et tes sacrifices demeurent gravés dans mon cœur. Même absente, ta présence m'accompagne chaque jour et m'inspire à aller de l'avant. Ce travail est humblement dédié à toi, en reconnaissance éternelle pour tout ce que tu as été pour moi. Puisse dieu t'accueillir dans son vaste paradis et t'accorder sa miséricorde.*

** **À mon cher père**, qui a été pour moi un soutien et un encouragement tout au long de mon parcours académique. Je tiens à lui exprimer ma gratitude et mon amour pour tous ses efforts en mon nom.*

****À mes chères sœurs** : «**Soumia**», «**Souhila**», «**Afifa**», avec tout mon amour et ma reconnaissance. Merci pour votre soutien inconditionnel et de votre influence dans ma vie.*

****À mes frères** : «**Abd alhak**», «**Fares**» et particulièrement mon frère «**Daoued**» mon soutien indéfectible, qui a toujours été comme un père pour moi.*

J'espère que ce travail vous honore et que vous récolterez les fruits de vos efforts.

** **À mon binôme** «**Aya**»*

****À tous mes collègues de promo de Microbiologie Appliqué.***

** **À toutes les personnes qui m'ont soutenu tout au long de ma vie.***

Fatima

Remerciment	
Dédicaces	
Résumé	I
Abstract	II
ملخص	III
Liste des abréviations	IV
Liste des figures	V
Liste des photographies	VI
Liste des tableaux	VII
Introduction général	1
Chapitre I : Etude bibliographique	
I. <i>Tenebrio molitor</i> (ver de farine)	4
I.1. Morphologie de <i>Tenebrio molitor</i>	5
I.2. Classification de <i>Tenebrio molitor</i>	6
I.3. Distribution et habitat de <i>Tenebrio molitor</i>	6
I.3.1. Cycle de vie de <i>Tenebrio molitor</i>	7
I.3.2. Alimentation et relation avec les autres espèces	7
I.4. Composition biochimique des larves de <i>Tenebrio molitor</i>	8
I.4.1. Les protéines	9
I.4.2. Les lipides	9
I.4.3. La chitine et le chitosane	10
I.5. Utilisations des larves de <i>Tenebrio molitor</i>	13
I.5.1. Nourriture pour les animaux	13
Chapitre II : Matériel et méthodes	
I. Objectif de l'étude	14
II. Préparation de poudre de <i>Tenebrio molitor</i>	14
II.1. Élevage	14
II.2. Préparation de poudre	14
II.3. Extraction d'huile de <i>Tenebrio molitor</i>	15
II.4. Extraction de la chitine et de chitosane	16
II.4.1. Préparation de la poudre	16
II.4.2. L'extraction de la chitine	17

II.4.3. L'extraction de chitosane	18
III. Evaluation de l'activité antibactérienne	18
III.1. Evaluation de l'activité antibactérienne d'Huile de larve	19
III.2. Evaluation de l'activité antibactérienne du chitosane de ténébrion	19
IV. Test de l'enrobage	19
Chapitre III : Résultats et discussion	
I.Rendement de l'extraction	20
I.2. Rendement de l'extraction de la chitine et du chitosane	21
I.3. Solubilité du chitosane	22
II. Évaluation de L'activité antibactérienne	23
II.1. Evaluation de l'activité antibactérienne de l'huile de Tenibrio molitor	23
II.2. Evaluation de l'activité antibactérienne du chitosane	24
III. Test de l'enrobage	28
Conclusion	30
Références bibliographiques	32

Résumé

Étude de la valorisation microbiologique des biopolymères et huiles extraites de carcasses d'insectes

Ce travail vise à valoriser les insectes *Tenebrio molitor* à travers deux axes principaux : l'extraction de la chitine et du chitosane à partir des scarabées adultes, ainsi que l'extraction d'huile à partir des larves. L'objectif est d'évaluer les propriétés physico-chimiques et biologiques de ces produits, notamment leur potentiel antimicrobien et leur application dans la conservation des aliments. L'huile a été extraite par la méthode de Soxhlet en utilisant l'hexane comme solvant, avec un rendement élevé de 45 % sur matière sèche. Toutefois, les tests menés sur quatre souches bactériennes (*Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis* et *Pseudomonas aeruginosa*) n'ont révélé aucune activité antimicrobienne de cette huile. En parallèle, la chitine a été extraite par voie chimique à partir des scarabées, avec un rendement de 11,41 %. Elle a ensuite été transformée en chitosane par désacétylation, avec un rendement moyen de 57,31 %. Le chitosane obtenu s'est révélé soluble dans l'acide acétique à 1 %, indiquant un degré de désacétylation élevé. Ce polymère a démontré une bonne diffusion sur milieu de culture, facilitant l'évaluation de son activité antimicrobienne. Les résultats ont montré une efficacité antibactérienne notable du chitosane contre les quatre souches testées, avec une inhibition marquée contre *S. aureus* et *P. aeruginosa*. De plus, une activité antifongique a été observée, notamment lors de l'application du chitosane sur des fraises par enrobage. Après huit jours à température ambiante, les fraises traitées ont présenté une meilleure conservation et une résistance accrue aux infections fongiques comparées aux témoins non traités. Ce travail confirme ainsi le potentiel du chitosane issu de *Tenebrio molitor* comme agent antimicrobien naturel et comme alternative durable pour la conservation post-récolte des fruits, tandis que l'huile extraite présente un intérêt nutritionnel mais non antimicrobien.

Mots-clés : *Tenebrio molitor*, chitine, chitosane, huile, activité antimicrobienne, conservation des fruits.

Study of the microbial valorization of biopolymers and oil extracted from insect biomass

This work aims to promote *Tenebrio molitor* insects through two main areas: The extraction of chitin and chitosan from adult beetles and the extraction of oil from larvae. The objective is to evaluate the physical, chemical and biological properties of these products, particularly their antimicrobial potential and their application in food preservation. The oil was extracted using the Soxhlet method with hexane as the solvent, yielding a high yield of 45% on dry matter. However, tests conducted on four bacterial strains (*Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis*, and *Pseudomonas aeruginosa*) revealed no antimicrobial activity in this oil. At the same time, chitin was chemically extracted from the beetles, with a yield of 11.41%. then it was converted into chitosan by deacetylation, with an average yield of 57.31%. The resulting chitosan was found to be soluble in 1% acetic acid, indicating a high degree of deacetylation. This polymer demonstrated good diffusion in culture medium, facilitating the evaluation of its antimicrobial activity. The results showed that chitosan had a noticeable antibacterial effect against the four strains tested, with a marked inhibition against *S. aureus* and *P. aeruginosa*. In addition, antifungal activity was observed, particularly when chitosan was applied to strawberries by coating. After eight days at room temperature, the treated strawberries showed better preservation and increased resistance to fungal infections compared to the untreated controls. This work thus confirms the potential of chitosan derived from *Tenebrio molitor* as a natural antimicrobial agent and as a sustainable alternative for post-harvest preservation of fruit, while the extracted oil has nutritional but not antimicrobial benefits.

Keywords: *Tenebrio molitor*, chitin, chitosan, oil, antimicrobial activity, fruit preservation

دراسة التثمين الميكروبي للبوليمرات الحيوية والدهون المستخرجة من الكتلة الحيوية للحشرات

يهدف هذا العمل إلى الاستفادة من خنفساء الطحين *Tenebrio molitor* من خلال محورين رئيسيين : استخراج الكيتين والكيروزان من الخنافس البالغة، وكذلك استخراج الزيت من اليرقات. والهدف هو تقييم الخصائص الفيزيائية والكيميائية والبيولوجية لهذه المنتجات، ولا سيما إمكاناتها المضادة للميكروبات وتطبيقها في حفظ الأغذية. تم استخراج الزيت بمرود مرتفع بلغ 45% على المادة الجافة. ومع ذلك، لم تظهر الاختبارات التي أجريت على أربع سلالات بكتيرية أي نشاط مضاد للميكروبات لهذا الزيت. في الوقت نفسه، تم استخراج الكيتين كيميائياً من الخنافس، بنسبة بلغت 11,41%. ثم تم تحويله إلى كيتوزان عن طريق إزالة الأسيتيل، بنسبة عائد متوسطة بلغت 57,31%. تبين أن الكيتوزان الناتج قابل للذوبان في حمض الأسيتيك بنسبة 1%، مما يشير إلى درجة عالية من إزالة الأسيتيل. أظهر هذا البوليمر انتشاراً جيداً في وسط الاستزراع، مما سهل تقييم نشاطه المضاد للميكروبات. أظهرت النتائج فعالية مضادة للجراثيم ملحوظة للكيتوزان ضد السلالات الأربع التي تم اختبارها، مع تثبيط ملحوظ ضد *S. aureus* و *P. aeruginosa*. بالإضافة إلى ذلك، لوحظت فعالية مضادة للفطريات، لا سيما عند تطبيق الكيتوزان على الفراولة عن طريق التغليف. بعد ثمانية أيام في درجة حرارة الغرفة، أظهرت الفراولة المعالجة حفظاً أفضل ومقاومة متزايدة للعدوى الفطرية مقارنة بالعينات غير المعالجة. وهكذا يؤكد هذا العمل على إمكانات الكيتوزان المستخرج من الخنافس كعامل مضاد للميكروبات طبيعي وكبديل مستدام لحفظ الفاكهة، في حين أن الزيت المستخرج له فائدة غذائية ولكنه ليس مضاداً للميكروبات.

الكلمات المفتاحية خنفساء الطحين، الكيتين، الكيتوزان، الزيت، النشاط المضاد للميكروبات، حفظ الفاكهة.

AGL	Acides gras libres
AMP	Peptides antimicrobiens
DD	Degré de déacétylation
DDA	Degré d'acétylation
MH	Mueller Hinton
MS	Matière sèche
NA	Non actif
TPP	Partition triphasique

Figure 1. Morphologie de <i>Tenebrio molitor</i>	04
Figure 2. Les différents stades de développement de <i>Tenebrio molitor</i>	05
Figure 3. Cycle de vie de <i>Tenebrio molitor</i>	08
Figure 4. Structure chimique de la chitine	10
Figure 5. Structure chimique de la chitine et du chitosane	11
Figure 6. Résultats de rendements de l'extraction	20

Photographie 1. Les étapes de la préparation de la poudre de <i>Tenebrio molitor</i>	14
Photographie 2. L'extraction d'huile de <i>Tenebrio molitor</i>	15
Photographie 3. Préparation de la poudre	16
Photographie 4. La chitine obtenue	17
Photographie 5. Aspect du chitosane extrait après solubilisation dans l'acide acétique à 1%	22
Photographie 6. La sensibilité de différentes souches bactériennes à l'huile de <i>Tenebrio molitor</i>	24
Photographie 7. La sensibilité de différentes souches bactériennes au chitosane extrait de <i>Tenebrio molitor</i>	27
Photographie 8. Effet de chitosane sur les fruits de fraise (test d'enrobage)	29

Tableau I. Position systématique de <i>Tenebrio molitor</i>	06
Tableau II. Les applications de la chitine et du chitosane	12
Tableau III. Souches bactériennes testées	18
Tableau IV. Résultats de l'activité antibactérienne de l'huile de <i>T. molitor</i>	23
Tableau V. Résultats de l'activité antibactérienne du chitosane	25

Introduction

Face à une croissance démographique mondiale rapide, aux pressions environnementales et aux limites de l'élevage traditionnel, l'entomoculture, ou l'élevage d'insectes, apparaît comme une solution durable et innovante pour renforcer la sécurité alimentaire et réduire l'empreinte écologique des systèmes agricoles. En effet, les insectes sont une source riche en protéines, lipides, vitamines et minéraux, tout en nécessitant moins de terre, d'eau et de nourriture que les animaux d'élevage classiques **(Huis et al., 2013)**.

Dans ce contexte, à l'échelle mondiale, l'élevage d'insectes pour l'alimentation humaine, animale et la valorisation des biodéchets connaît un développement rapide. Des espèces comme la mouche soldat noire (*Hermetia illucens*), le grillon domestique (*Acheta domesticus*) ou encore les ténébrions (*Tenebrio molitor*) sont au cœur de nombreuses recherches et projets industriels **(Dobermann et al., 2017)**.

Par conséquent, la production de protéines par les insectes est une solution émergente pour répondre à la demande mondiale croissante en protéines tout en réduisant l'impact environnemental de l'élevage traditionnel. Notamment, les insectes comestibles sont capables de convertir efficacement la biomasse organique en protéines de haute qualité nutritionnelle **(Huis et al., 2013)**.

De plus, ces insectes sont désormais utilisés à diverses fins : pour l'alimentation humaine et animale, la gestion des déchets organiques et plastiques, la détoxification des environnements, la production de biocarburants, et même dans les cosmétiques et les produits pharmaceutiques. Ces différentes applications consistent à nourrir les insectes avec des déchets peu utilisés, les transformant en produits de valeur tels que l'alimentation humaine, animale et les engrais **(Carpentier et al., 2024)**.

Le *Ténébrion meunier* (*Tenebrio molitor*), également connu sous le nom de ver de farine, est un insecte cosmopolite appartenant à l'ordre des Coléoptères. Il constitue une source précieuse de protéines et renferme plusieurs composés d'intérêt, notamment la chitine. Il est fréquemment retrouvé dans les stocks de céréales et les produits dérivés tels que la farine, où il provoque des infestations. Toutefois, il est aussi élevé de manière contrôlée par l'homme, notamment pour la production d'appâts de pêche et de farine destinée à l'alimentation animale **(Hannitt et al., 2021)**.

Par ailleurs, la culture des vers de farine est apparemment facile et peu onéreuse : les larves mangent de la farine (d'où leur nom), elles se développent à une température moyenne de 25 à 27 °C, n'ont pas besoin d'eau et peuvent même se nourrir en s'entre-dévorant. L'insecte adulte atteint une longueur moyenne de 1,5 cm et une largeur de 0,5 cm, tandis que la larve peut atteindre 2,5 cm à la fin de son développement (**Van der Brempt et Moneret-Vautrin, 2014**).

Le *Ténébrion meunier* (*Tenebrio molitor*), un insecte de plus en plus utilisé dans l'industrie agroalimentaire et dans la gestion durable des protéines, est également une source prometteuse de chitine et de chitosane (**Kaya et Aydın, 2020**).

La chitine est un polysaccharide structural fabriqué à partir de monomères de glucose modifiés plus petits. Il s'agit du deuxième biopolymère le plus abondant sur Terre, après la cellulose. Elle forme une matrice organique dans l'exosquelette des arthropodes, des crevettes, des homards, des insectes, des carapaces de crustacés, ainsi que dans la paroi cellulaire des champignons, des levures et des diatomées (**Morganti et al., 2021**).

En outre, la chitine, l'un des biopolymères naturels les plus abondants au monde, se trouve dans les exosquelettes des crustacés, les parois cellulaires des champignons et les cuticules des insectes, où elle agit comme élément de soutien. Ainsi, la chitine est la base de la production de chitosane, un polymère largement utilisé dans l'industrie textile, le traitement des effluents, l'élimination des colorants (**Machado et al., 2024**).

Le chitosane, dérivé de la chitine, est un copolymère linéaire composé d'unités N-acétyl-D-glucosamine et D-glucosamine interconnectées par des liaisons glycosidiques β -(1 → 4), avec des proportions variables selon le degré d'acétylation. C'est pourquoi, il s'agit d'un polysaccharide naturel, non toxique, biodégradable et biocompatible, doté de propriétés antimicrobiennes et antioxydantes (**Ma et al., 2022**).

De nos jours, le chitosane d'insectes a été utilisé dans divers domaines, notamment l'agriculture, l'environnement, l'alimentation, la médecine et les sciences animales, en raison de ses différentes activités biologiques. Ces dernières années, la recherche et le développement de technologies utilisant le chitosane d'insectes terrestres ont suscité un intérêt croissant (**Ma et al., 2022**).

La chitine et le chitosane sont considérés comme des matériaux biocompatibles avantageux, utilisables pour renforcer ou remplacer tout tissu, organe ou fonction de l'organisme. De plus, grâce à leurs remarquables activités biologiques ; notamment antibactériennes, antifongiques, antitumorales, immunorégulatrices, antioxydantes et anti-inflammatoires.

Les oligosaccharides de chitosane sont largement utilisés dans le traitement et la prévention de multiples maladies et troubles potentiellement mortels, notamment le cancer, les maladies cardiaques, le diabète sucré et les infections graves (**Gong et al., 2023**).

Enfin, dans cette recherche, nous aborderons la valorisation microbiologique de l'organisme *Tenebrio molitor*. L'objectif de ce travail c'est l'évaluation antibactérienne de l'huile et le chitosane extrait à partir de *Tenebrio molitor* sur des différentes souches bactérienne et dernièrement l'enrobage des fraises pour valoriser notre chitosane sur la conservation des fruits.

Ce manuscrit sera organisé comme suivant :

Le premier chapitre présenté un rappel bibliographique sur le *Tenebrio molitor* précisant une définition, morphologie, classification, distribution et cycle de vie de l'espèce, leur composition (lipide, protéine, chitine et chitosane) suivie par les applications de chitosane.

Le deuxième chapitre c'est matériel et méthode consiste à présenter l'élevage des larves et des scarabées de *Tenebrio molitor* aussi la préparation de la poudre utiliser pour l'extraction de l'huile à partir des larves par la méthode de soxhlet et de chitine et chitosane à partir des scarabées par une méthode chimique qui suivie par un test de solubilisation de chitosane pour faire l'évaluation antibactérienne et le test d'enrobage des fraise .

Le troisième chapitre présenté le résultat de notre étude et la discussion de ce dernier et le comparer avec d'autre études scientifique qui montre le même travail.

Et on termine par une conclusion générale.

Chapitre I
Etude Bibliographique

I. *Tenebrio molitor* (ver de farine)

Cet insecte est communément appelé ver de farine, appartient à la famille des *Tenebrionidae* de l'ordre des Coléoptères, et a une taille moyenne (12–20 mm) et une coloration noire ou brune (Rumbos et al., 2020). Il est holométabolique et se développe en quatre stades différents : œufs, larves, nymphes et adultes (Zunzunegui et al., 2024). La phase larvaire peut varier entre 73 et 115 jours, la phase nymphale entre 15 et 34 jours et la phase adulte entre 95 et 130 jours (Muñoz-Seijas et al., 2025).

Comme la majorité des insectes, le ver de farine a six pattes et son corps se forme de : la tête, le thorax muni par les pattes et l'abdomen (figure 1) (Van et Moneret, 2014).

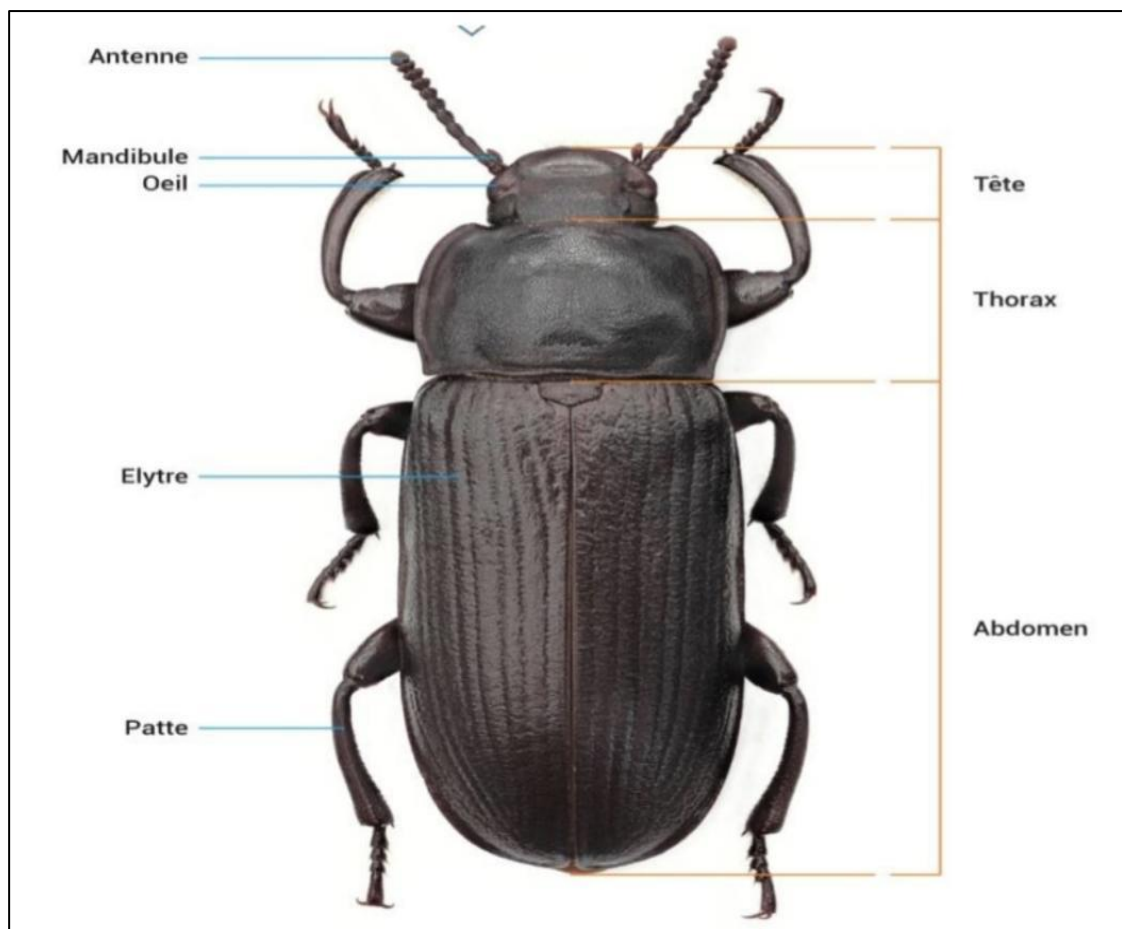


Figure 1. Morphologie de *Tenebrio molitor* (Derfouf, 2021).

I.1. Morphologie de *Tenebrio molitor*

L'œuf de *T. molitor* est ovale, opaque, blanc laiteux et brillant. Il mesure environ 1,5 mm de long et 0,60 mm de large (Singh 1975). Une femelle peut pondre tout au long de son cycle de vie entre 250 à 1 000 œufs, isolés ou regroupés en amas, fixés au substrat ou aux parois des récipients où ils sont pondus (Ribeiro et al., 2018).

Les larves de vers de farine subissent plusieurs mues avant d'atteindre le stade nymphal et d'émerger finalement sous forme de coléoptères adultes (figure 2). La durée du stade larvaire varie de 57 jours en conditions contrôlées à 628 jours en conditions naturelles, avec une durée moyenne de 112 à 203 jours. Le stade nymphal dure de six à 20 jours (Lienhard et al., 2023).

La nymphe mesure 15 mm de long et 5 mm de large et est dénuée de cocon ou de couverture protectrice. De couleur initialement blanche, à l'exception des extrémités de l'épine caudale et des appendices latéraux, la pupa devient rapidement brun-jaunâtre au fur et à mesure de son vieillissement (Rousseau 2022).

L'adulte peut atteindre une taille de 1,5 à 2 cm de long, et avant de prendre sa teinte noire luisante, il passe par un stade immature (imago) qui se distingue par une couleur blanchâtre (Berremili 2020).



Figure 2. Les différents stades de développement de *Tenebrio molitor* (Site 1)

I.2. Classification de *Tenebrio molitor*

Ténébrion molitor, autrement connu sous l'appellation de ver de farine ou ténébrion meunier, est un insecte de l'ordre des *Coleoptera* appartenant à la famille des *Ténébrionidés*, taxon qui comprend environ 20 000 espèces dans 2 300 genres dans le monde. Bien que la famille se soit établie sur tous les continents, la plupart de ces espèces préfèrent les climats chauds : beaucoup sont xérophiles et colonisent déserts et zones arides. Toutefois, certaines espèces sont malgré tout recensées dans les régions froides telles que la Laponie ou la Sibérie (Eriksson *et al.*, 2020).

Tableau I. Position systématique de *Tenebrio molitor* (Rousseau 2022).

Domaine	Biota
Régne	<i>Animalia</i>
Phylum	<i>Arthropoda</i>
Classe	<i>Insecta</i>
Ordre	<i>Coleoptera</i>
Famille	<i>Tenebrionidae</i>
Genre	<i>Tenebrio</i>
Espèce	<i>Tenebrio molitor</i>

I.3. Distribution et habitat de *Tenebrio molitor*

Tenebrio molitor est maintenant répandu dans le monde entier. Les imagos et les larves de ce coléoptère vivent sous l'écorce des arbres, dans le sol, sous le feuillage et dans d'autres endroits humides et sombres. Le ténébrion meunier jaune est principalement actif la nuit, se nourrissant de produits animaux et végétaux. En même temps, c'est un ravageur des stocks de céréales et de produits céréaliers. C'est une espèce cosmopolite banale, qu'on croise facilement dans les lieux communs domestiques des activités humaines, maisons, jardins et surtout les dépôts des céréales (Lazurska et Brygadyrenko, 2024).

I.3.1. Cycle de vie de *Tenebrio molitor*

Le *Ténébrion meunier* passe par quatre stades majeurs de développement tout au long de son existence : stades larvaire, nymphal, imago et Œufs (**Figure 3**). Lorsqu'il suit son cycle naturel, dans des conditions non contrôlées, *T. molitor* passe généralement l'hiver au stade de larve (**Rousseau2022**).

Les femelles pondent leurs œufs dans le sol ou dans un autre substrat et les œufs Eclosent en 1 à 4 semaines. Elle pond et dépose directement ses œufs dans les céréales ou au bord des grains. Une ponte de femelle de *Ténébrion meunier* peut aller de 100 à 500 œufs (**Jacobs et Calvin, 1988**). Après une période variante entre 4 jours à 26-30 °C et 34 jours à 15 °C, de minuscules larves émergent des œufs et le stade larvaire débute. Au cours du stade larvaire, les larves subissent plusieurs mues, variant d'un minimum de 9 à un maximum de 23, avec une moyenne de 11 à 19 stades larvaires.

Après le stade larvaire, les larves entament une courte période de latence, prenant une forme en « C », avant de se transformer en nymphe, stade où la métamorphose a lieu. La nymphe dure de 6 à 20 jours. Les jeunes adultes émergent sous forme de coléoptères blancs à l'exosquelette mou, devenant progressivement plus foncés, et peuvent commencer leur ponte environ 3 jours après leur émergence (**Ribeiro 2017**).

La durée du cycle complet est très variable, de 60 jours à 1 à 2 ans, en fonction principalement de la température, de l'humidité, de l'âge des parents, du régime alimentaire et de la taille de la population (**Zunzunegui et al.,2024**). Lorsque les conditions sont optimales et que le cycle entier est réalisé dans le même habitat, il peut durer entre 75 et 90 jours (**Ribeiro et al., 2018**).

I.3.2. Alimentation et relation avec les autres espèces

Actuellement, les insectes sont considérés comme une nouvelle source de protéines. Ainsi, les farines d'insectes présentent un grand potentiel pour devenir un ingrédient standard dans l'alimentation animale, en raison de la qualité et de la quantité élevées de protéines (**Grau et al., 2017**).

La larve de *T. molitor* possède en outre une alimentation pouvant se baser sur les matières farineuses telles que la farine et la semoule. De fait, cet insecte est considéré comme un ravageur des endroits où ces denrées sont produites et conservées (**Rousseau 2022**).

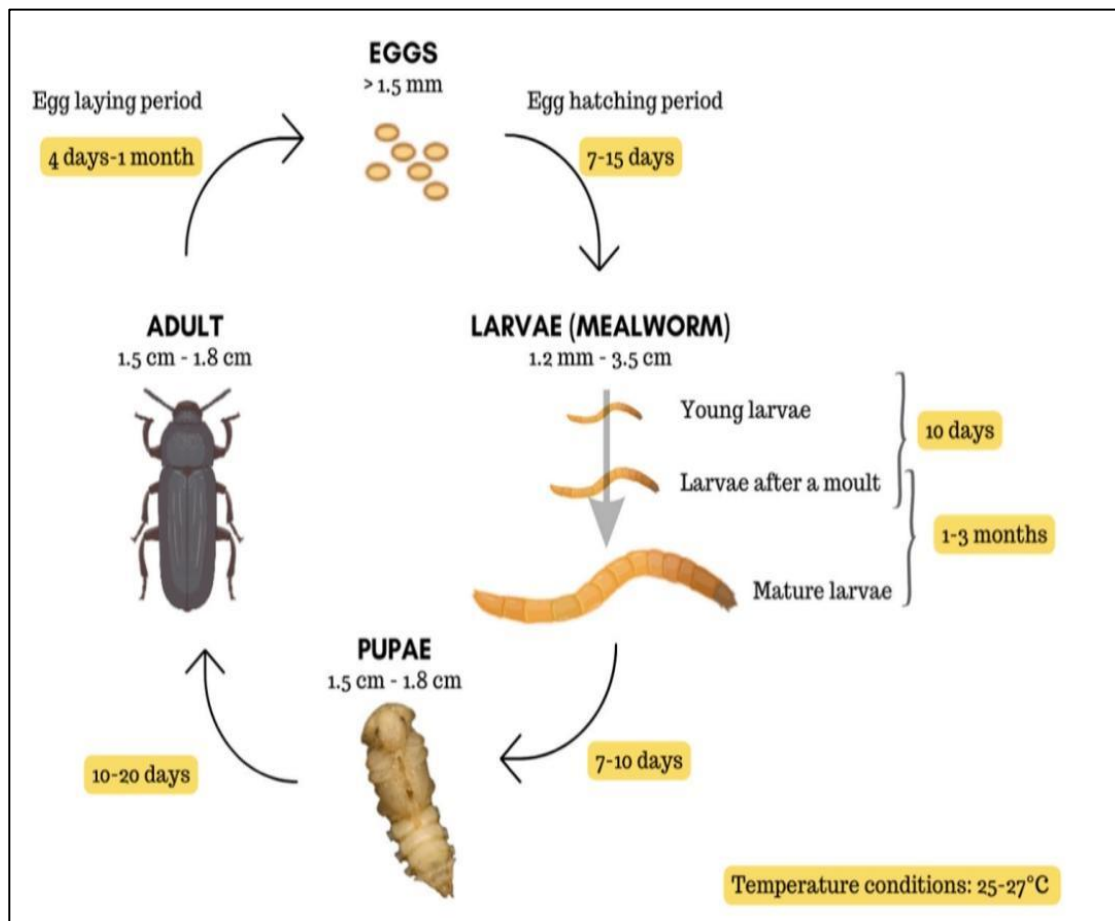


Figure 3. Cycle de vie de *Tenebrio molitor* (Zunzunegui et al., 2024).

Les vers de farine peuvent utiliser les petites quantités d'eau contenues dans les aliments secs, mais la productivité des vers de farine privés d'eau est faible (une génération par an). Il est préférable de leur fournir une source d'eau pour une meilleure productivité (jusqu'à 6 générations par an) et pour prévenir le cannibalisme (Hardouin et Mahoux, 2003).

Parmi les insectes, les larves de *T. molitor* sont connues pour leur bonne valeur nutritionnelle, notamment en termes de teneur en protéines et en matières grasses, de digestibilité, de saveur et de capacités fonctionnelles (par exemple, chitine et peptides antimicrobiens, c'est-à-dire les AMP) (Hong et al., 2020).

I.4. Composition biochimique des larves de *Tenebrio molitor*

Les larves de *Tenebrio molitor* se caractérisent par un profil nutritionnel riche, avec une moyenne de 50 % (sur matière sèche-MS) de protéines brutes et environ 30 % (sur MS) de matières grasses brutes, qui peut varier en fonction des substrats d'élevage (les matières grasses étant plus affectées que les protéines) (Moruzzo et al., 2021).

I.4.1. Les protéines

Les insectes comestibles sont utilisés comme source alternative de protéines pour l'alimentation humaine et animale, et le marché des insectes comestibles a augmenté. Les larves de *Tenebrio molitor*, également appelées *Ténébrion meunier* sont considérées comme une bonne source de protéines, alliant valeur nutritionnelle, digestibilité, saveur et aptitudes fonctionnelles. De plus, leur teneur en protéines est stable, quel que soit leur régime alimentaire, ce qui facilite leur élevage et leur alimentation (**Hong et al., 2020**).

Les larves de *Tenebrio molitor*, comme la plupart des insectes, sont riches en protéines, avec une teneur comprise entre 43,3 et 66,8 % de la masse sèche (**Ribeiro et al., 2018**). Ils ont un profil d'acides aminés bien équilibré, riche en acides aminés essentiels et non essentiels (**Moruzzo et al., 2021**).

I.4.2. Les lipides

Les lipides des insectes sont principalement composés de triacylglycérols. D'autres lipides, présents en quantités mineures, comprennent le cholestérol, les glycérides partiels, les acides gras libres (AGL), les phospholipides et les esters de cire. La plupart des lipides d'insectes sont liquides à température ambiante (20 °C) ; on les appelle donc « huiles d'insectes ». C'est le cas de *Tenebrio molitor* dont la graisse consiste en une huile jaune clair de très bonne qualité après une extraction mécanique (**Lorrette et Sanchez, 2022**).

T. molitor sont également une bonne source d'acides gras, avec des acides gras saturés caractérisés par les acides myristique, palmitique et stéarique. De plus, la quantité totale d'acides gras monoinsaturés et d'acides gras polyinsaturés se distingue par une teneur élevée en acides oléique, linoléique et linoléique (**Moruzzo et al., 2021**).

L'huile d'insectes pourraient être intéressantes et différentes de celles du reste du secteur cosmétique, qui cherche principalement à éviter les produits d'origine animale. En effet, les savons sont déjà majoritairement fabriqués à partir de suif d'origine animale, et la qualité de l'huile d'insectes est bien supérieure à celle des huiles végétales, car pour l'instant, la réglementation et l'acceptation sociale empêchent l'utilisation de l'huile d'insectes dans l'industrie alimentaire (**Benrezina 2017**).

I.4.3. La chitine et le chitosane

Outre les protéines et les lipides, le biopolymère chitine, présent dans la peau des insectes, pourrait constituer une source de revenus intéressante. Une variante chimique du chitosane (chitine désacétylée) est un composé prometteur avec de nombreuses utilisations, par exemple comme flocculant dans les produits pharmaceutiques et le traitement des eaux usées (**Hahn et al., 2020**).

La chitine est un polymère formé à partir d'unités répétées de N-acétyl-D-glucosamine (**figure 4**). C'est le deuxième composé organique le plus abondant après la cellulose sur terre (**Muzzarelli, 1977**).

Ces chitines ont une structure cristalline α . Le squelette est organisé avec de fortes liaisons hydrogène intermoléculaire (**Tolaimate et al., 2000**). Ce polymère ne s'y dissout pas en raison de son utilisation avec des solvants ordinaires, par contre, le dérivé chitosane produit par les modifications chimiques de la chitine sont solubles dans les acides organiques dilués (**Tolaimate et al., 2003**).

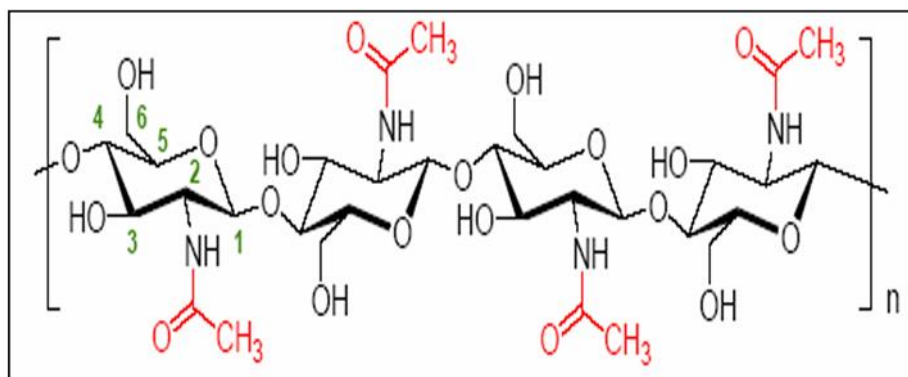


Figure 4. Structure chimique de la chitine (**Bensaha 2018**).

Plusieurs dérivés de la chitine sont utilisés pour leurs propriétés notamment biologiques. Parmi eux, la forme la plus commune est le chitosane, qui est obtenue par désacétylation de la chitine. Il est disponible sous forme de solutions, granules, poudre ou fibre. Le chitosane disponible sur le marché a un DDA de 70 à 90 % (**Yang et al., 2000**).

C'est un copolymère linéaire constitué d'unités D-glucosamine (GlcN) et N-acétyl-D-glucosamine (GlcNAc) reliées par une liaison $\beta(1\rightarrow4)$. Il se trouve, à l'état naturel dans la paroi cellulaire de certains microorganismes (champignons, bactéries, levures et algues), mais

dans des quantités relativement restreintes. Au niveau industriel, il est principalement produit par désacétylation de la chitine (**figure 5**) (**Hassainia, 2018**).

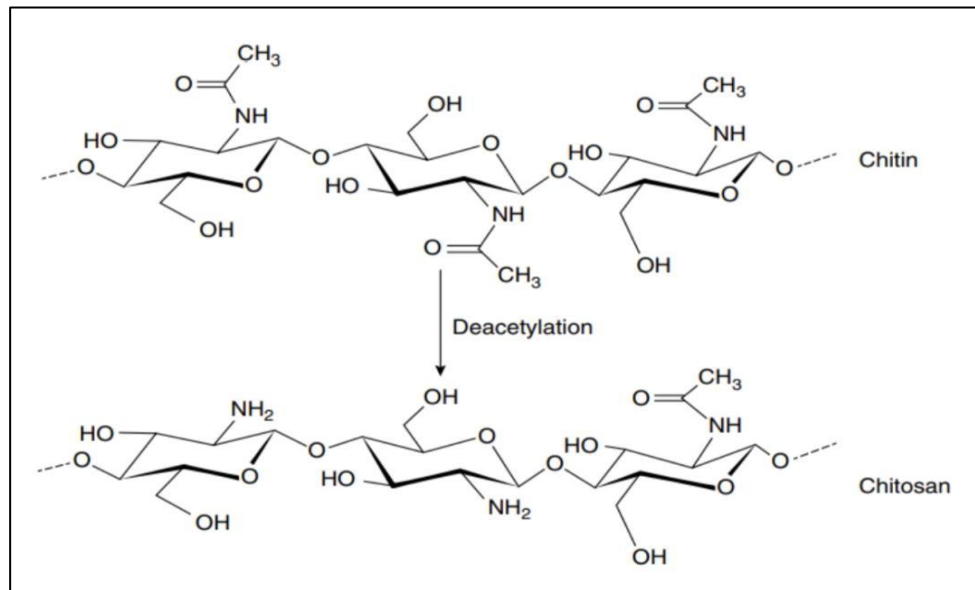


Figure 5. Structure chimique de la chitine et du chitosane (**Berezina et Hubert, 2020**).

Le chitosane possède plusieurs applications biomédicales comme les substituts osseux, les interactions sanguines, les implants, ou les antiinflammatoires et médicaments anticancéreux. Sa biodégradabilité est obtenue grâce à des chitosanases et chitinases présentes dans de nombreuses cellules.

De nombreux travaux ont permis d'étudier et de développer l'utilisation du chitosane comme matériau d'encapsulation de drogues ou de médicaments par exemple. Cela permettrait le relargage contrôlé du médicament ou de toute autre substance (engrais...) (**Hassainia, 2018**).

Tableau II. Les applications de la chitine et du chitosane (Desbrières, 2002).

Domaine d'application	Application
Agriculteur	Enrobage des semences Alimentation des volailles Fertilisant
Alimentaire	Additifs alimentaires (liant, émulsifiant, stabilisant..) Clarification des boissons
Biomédical	Agent hémostatique, bactéristatique, spermicide Anticoagulant Vaisseaux sanguins artificiels Gel dentaire Lentille cristalline (ophtalmologie) Membrane pour dialyse Capsules pour le relargage des médicaments Réduction du taux de cholestérol Peaux artificielles Pansements Accélération de la cicatrisation des blessures Fils de suture chirurgicaux Biorésorbables
Cosmétiques	Agent de liaison dans les crèmes Émulsifiant Humidifiant Soins capillaires
Environnementaux (Traitement des eaux usées et des déchets)	Purification des eaux par floculation Formation de complexes avec les Métaux

I.5. Utilisations des larves de *Tenebrio molitor*

Les larves de *T.molitor* sont généralement considérées comme une bonne source de nutriments et de nombreuses études se sont concentrées sur leur composition nutritionnelle. Les valeurs nutritionnelles, exprimées sur une base fraîche ou sèche, peuvent varier considérablement selon divers facteurs (Gkinali et al., 2022).

I.5.1. Nourriture pour les animaux

Le *Tenebrio molitor*, est un arthropode faisant partie de la famille des insectes, et de l'ordre des coléoptères, issu d'une larve que l'on appelle improprement « ver de farine ». Il est proposé comme aliment pour les insectivores : oiseaux, reptiles, batraciens, poissons, fourmis, rongeurs... Il est aussi utilisé comme appât par les pêcheurs à la ligne. La culture des vers de farine est apparemment facile et ne paraît pas très onéreuse : les larves mangent de la farine (d'où leur nom), elles se développent à une température moyenne de 25 à 27 °C, elles n'ont pas besoin d'eau et elles peuvent encore se nourrir en s'entre-dévorant (Van et Moneret-Vautrin, 2014).

Les larves de vers de farine peuvent être utilisées vivantes ou sous forme de farines et d'huiles, servant de substitut partiel à certains ingrédients conventionnels, tels que le soja, le poisson, le maïs et la farine/huile de blé.

De nombreux auteurs ont documenté la faisabilité du remplacement de la farine de poisson traditionnelle par de la farine de vers de farine dans la production aquacole, en particulier à des taux d'inclusion allant jusqu'à 25 % (Zunzunegui et al., 2024). C'est également un bon substitut à la farine de soja et il a été démontré qu'elle convient pour remplacer de petites quantités dans l'alimentation des volailles.

Néanmoins, l'utilisation de cet insecte est actuellement limitée dans sa capacité à contrôler les toxines et les métaux lourds dérivés de *T. molitor* lui-même (Hong et al., 2020).

Chapitre II.
Matériel et méthodes

I. Objectif de l'étude

L'objectif de cette étude est d'évaluer l'activité antimicrobienne des biopolymères et des huiles extraits des larves et des cuticules de *Tenebrio molitor* et également d'étudier le potentiel des biopolymères comme matériaux bioactifs pour la conservation des denrées agroalimentaires.

II. Préparation de poudre de *Tenebrio molitor*

II.1. Élevage

Les larves de ténébrions ont été élevées sur un substrat de son de blé, enrichi de végétaux frais destinés à fournir l'humidité nécessaire à leur développement. Le vivarium a été placé dans un environnement sombre et calme, avec une température maintenue entre 25 °C et 30 °C, conditions optimales pour leur croissance (**Rumbos & Athanassiou, 2021**)

II.2. Préparation de la poudre

Le tri s'effectue par tamisage pour éliminer les impuretés et déchets présents lors de la récolte. Les larves ont été séchées dans une étuve à une température de 60 °C pendant 24 h (**Finke, 2002**). A la suite, les larves séchées sont broyées par une machine pour obtenir un extrait humide destiné à l'extraction de l'huile de vers de farine (**Photographie 1**).



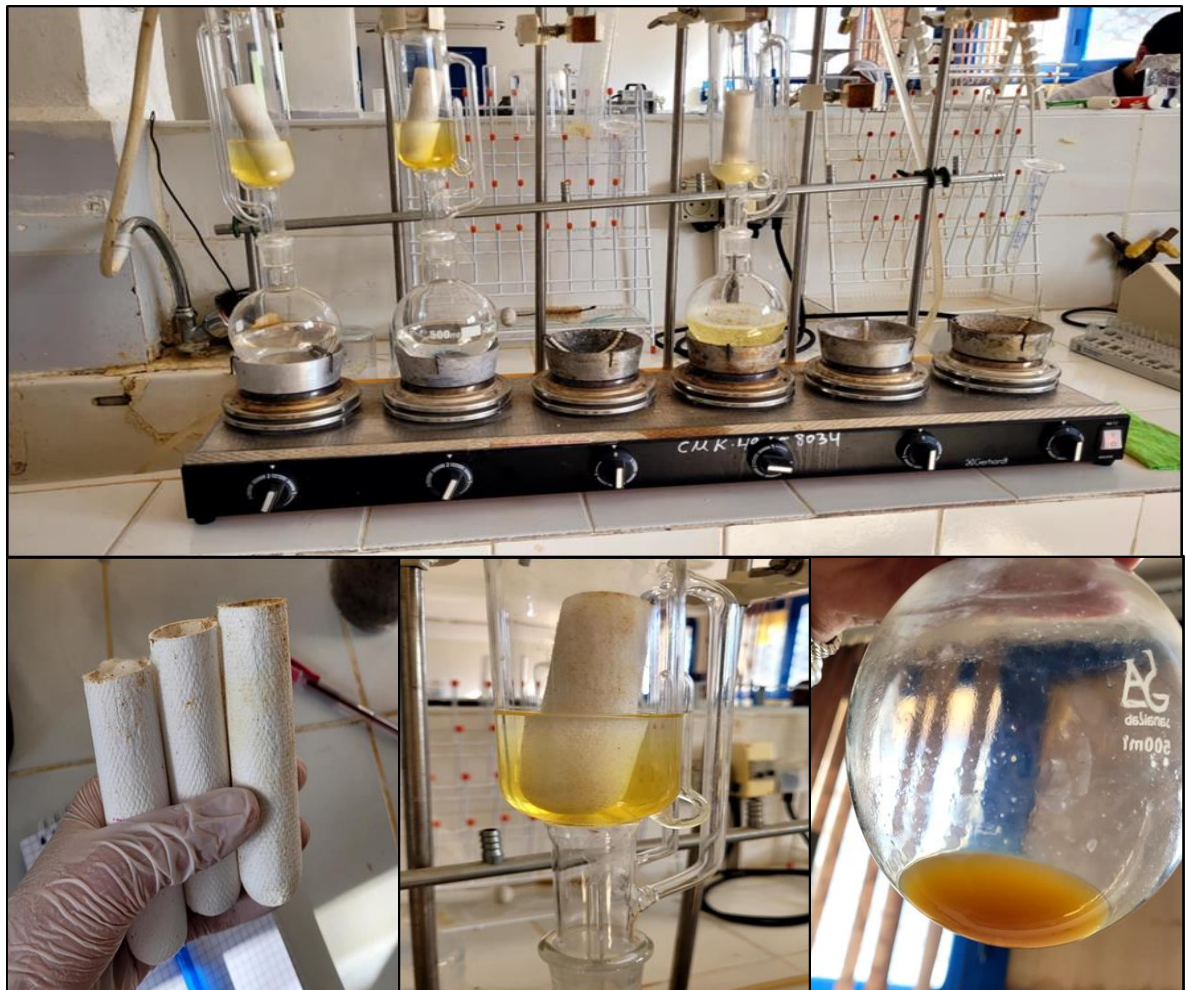
Photographie 1. Les étapes de la préparation de la poudre de *Tenebrio molitor*

A : Séchage de larves, B : Broyage, C : Farine de *T. molitor*

II.3. Extraction d'huile de *Tenebrio molitor*

Les composés apolaires comme les corps gras sont insolubles dans les composés polaires comme l'eau mais solubles dans les solvants apolaires tels que l'hexane. Le point d'évaporation de l'hexane est inférieur à celui des matières grasses à extraire, il est donc très facile de les séparer par chauffage (Azzaz *et al.*, 2020).

Le principe consiste à faire une extraction par un solvant organique (hexane) à l'aide de l'appareil Soxhlet ayant une capacité de 250 ml. Les larves de ver de farine ont été épuisées en matière grasse par le passage des solvants, l'extraction a été effectuée pendant 6 heures.



Photographie 2. L'extraction d'huile de *Tenebrio molitor*

L'échantillon est d'abord placé dans une cartouche, puis inséré dans le tube d'extraction. Ensuite, 250 ml d'hexane sont versés dans chacun des trois ballons, et l'extracteur est positionné sur le ballon contenant le solvant. L'extraction est effectuée pendant une durée de six heures, au terme de laquelle l'appareil est éteint et laissé à refroidir. Le solvant est ensuite éliminé par évaporation à l'aide d'un rotavapeur. Enfin, l'huile extraite est séchée dans une étuve à une température de 40 °C pendant 10 minutes afin de s'assurer qu'il ne reste plus de traces d'hexane.

La différence de poids entre le ballon vide et le ballon après évaporation de solvant, qui contient les résidus lipidiques, donne la quantité de lipides contenue dans la prise d'essai. La teneur en lipides est alors obtenue suivant la formule (Tifour & Doutara, 2018) :

$$L\% = (M2 - M1 / M0) * 100$$

L% : la teneur en matières grasses ; *M2* : le poids du ballon avec les lipides en g ; *M1* : la masse du ballon vide en g ; *M0* : la masse de la prise d'essai en g.

II.4. Extraction de la chitine et de chitosane

II.4.1. Préparation de la poudre

Les scarabées de ténébrions ont été élevés selon les mêmes conditions que les larves. Les individus morts ont été récoltés au fur et à mesure, séchés à 60 °C, puis conservés à 4 °C jusqu'à leur utilisation.

Le scarabée est trié et bien lavé à l'eau pour se débarrasser de tous les déchets et débris, puis séché à 60°C pendant 24 heures.

Les scarabées séchés ont été réduits en poudre et tamisés à 250 µm avant d'être conservés à 4 °C jusqu'à l'expérience (Finke, 2002 ; Dobermann, Swift & Field, 2017).

Photographie 3. Préparation de la poudre

- A* : préparation des scarabées
- B* : Séchage
- C* : Broyage
- D* : Tamisage



II.4.2. L'extraction de la chitine

L'extraction de la chitine à partir des scarabées de ténébrion a été réalisée par un processus en trois étapes : la déminéralisation, la déprotéinisation et la décoloration

a) La déminéralisation

Cette méthode consiste à éliminer par un traitement acide les carbonates de calcium et les chlorures de calcium présents dans la chitine.

10 g de poudre sèche sont dissous dans 100 ml d'acide chlorhydrique 2 M pendant 2 heures à 65 à 75 °C (Nafary *et al.*, 2023), Après réaction le contenu du bécher est filtré avec un papier filtre ou un tissu blanc.

b) La déprotéinisation

Cette étape consiste à éliminer les protéines adhérentes à la chitine. Les filtrats ont ensuite été déposés pendant 16 heures dans 50 ml de NaOH 2 M à une température de 80 à 90 °C, sous agitation magnétique durant 30 mn (Nafary *et al.*, 2023). Un lavage et une filtration ont été répétés plusieurs fois pour éliminer tous résidus protéiques.

c) La décoloration

Cette étape consiste à éliminer les pigments dans les scarabées de ténébrion qui forment des complexes avec la chitine, telles que les dérivés de β -carotène (Zeroual et Kellali, 2019).

Pour décolorer les matériaux filtrés, ils ont été placés dans une solution comprenant du chloroforme, du méthanol et de l'eau (ratios 1, 2 et 4 respectivement) pendant 1 heure avec une agitation magnétique.

Après décoloration, le mélange a été filtré et rincé une dernière fois à l'eau distillée pour éliminer les composants restants.

La chitine extraite a été ensuite placée dans une étuve à 60 °C (Nafary *et al.*, 2023).



Photographie 4. La chitine obtenue

II.4.3. L'extraction de chitosane

La chitosane est produite par une désacétylation de la chitine (modification chimique, réaction de dégradation) conduisant à un produit final soluble en milieu acide acétique à 5 % (Abdelghani, 2018).

Cette désacétylation a été réalisée en traitant l'échantillon avec 50 % de NaOH (poids/volume 1:20) à 100 °C pendant 3 heures. Les échantillons ont ensuite été rincés à l'eau déionisée jusqu'à atteindre un pH de 7.

Les échantillons de chitosane obtenus ont ensuite été séchés à 40 °C pendant 24 heures (Nafary *et al.*, 2023).

La formule suivante a été utilisée pour déterminer la teneur en chitosane en poids sec :

$$\text{Rendement en chitosane} = 100 \times (\text{poids de chitosane produit}) / \text{poids de chitine}$$

Le chitosane extrait est testé pour leur solubilité dans les milieux acides, basique, neutre. Selon (Nafary *et al.*, 2023) le teste de solubilité a été réalisé dans un agitateur-incubateur réglé à 240 tr/min à 25 °C, 0,1 g de chitosane a été dissous dans 10 ml d'acide acétique à 1 % pendant 30 minutes dans un tube pesé.

III. Evaluation de l'activité antibactérienne

L'activité antibactérienne est testée par technique de diffusion, appliquée en microbiologie et repose sur l'étalement du composé antimicrobien dans un milieu semi-solide (gélose molle). L'impact du produit antimicrobien sur la cible est évalué par la mesure d'une zone d'inhibition, et en fonction du diamètre de cette inhibition, la souche du micro-organisme sera classée comme sensible, intermédiaire ou résistance (Boualem et Hocine, 2018).

L'activité antibactérienne a été testée sur des cultures jeunes de 4 souches bactériennes de référence (Tableau III).

Tableau III. Souches bactériennes testées

Souche	Gram	Code
<i>Escherichia coli</i>	Gram-	ATCC25922
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Gram -	ATCC27853
<i>Staphylococcus aureus</i>	Gram+	ATCC25923
<i>Bacillus subtilis</i>	Gram+	ATCC35021

III.1. Evaluation de l'activité antibactérienne d'Huile de larve

Dans des boîtes de Pétri contenant du milieu MH, placer deux disques contenant 30 µl d'huile de larves de vers de farine et 30 µl d'acide acétique. Les boîtes sont mises à incubées dans une étuve à 37°C pendant 24h. L'action inhibitrice se manifeste par la formation d'une auréole autour des puits. La lecture des résultats s'effectue par mesure des diamètres des zones d'inhibitions.

III.2. Evaluation de l'activité antibactérienne de Chitosane de ténébrion

La solution de chitosane est dissoute dans de l'acide acétique puis stérilisée (stérilisation à la vapeur pendant 20 minutes à 121°C), puis déposée sur des disques de papier filtre stériles de 6 mm (Nafary *et al.*, 2023). 10 µL de solution de chitosane, un disque d'antibiotique à base de pénicilline et 10 µL d'acide acétique ont été déposés sur une boîte de Pétri étalé par le milieu MH.

La pénicilline a été utilisée comme témoin positif et l'acide acétique comme témoin négatif.

IV. Test de l'enrobage

L'objectif principal de ce test est d'évaluer l'effet d'un enrobage comestible à base de chitosane sur la conservation post-récolte des fraises. Plus spécifiquement, il s'agit d'analyser l'impact de ce traitement sur les paramètres de qualité visuelle et l'apparition de contaminations microbiennes visibles, ainsi que l'évolution de l'aspect visuel des fruits, en comparaison avec un lot témoin non traité. Cette approche vise à explorer le potentiel du chitosane comme alternative naturelle aux conservateurs synthétiques dans la préservation des fruits périssables.

Un test d'enrobage à base de chitosane, à une concentration de 1% a été appliqué sur les fraises afin d'évaluer son efficacité (Xing *et al.*, 2010). Le chitosane (0.1g) a été dissous dans 100 mL d'acide acétique sous agitation continue pendant deux heures, jusqu'à obtention d'une solution homogène.

Les fraises fraîches, préalablement lavées et séchées, ont été immergées dans la solution d'enrobage pendant 2 minutes, puis égouttées et laissées à sécher à température ambiante entre 20°C- 25°C.

Chapitre III
Résultats et discussion

I. Rendement de l'extraction

I.1. Rendement de l'extraction de l'huile

Les résultats du rendement sont représentés dans la **figure 6** ; le rendement de matière grasse est égal à **45%** sur matière sèche, ce qui est plus élevé que les valeurs généralement rapportées dans la littérature. **Laroche *et al.*, (2019)** ont mené une étude comparative approfondie sur différentes méthodes d'extraction lipidiques à partir des insectes, notamment *Tenebrio molitor*, en évaluant à la fois l'efficacité d'extraction et la qualité des lipides extraits. Ils ont testé des méthodes conventionnelles (Soxhlet avec divers solvants), une extraction au CO₂ supercritique ainsi qu'une méthode plus durable appelée partition triphasique (TPP). Leur rendement lipidique maximal pour *T. molitor* a été de **28,8 %** avec l'éthanol. Dans le cas du Soxhlet avec de l'hexane, le rendement obtenu était de **25,5 %**, En comparaison, le rendement obtenu dans notre étude par extraction Soxhlet à l'hexane (**45 %**) est nettement supérieur.

Cette différence peut être expliquée par les conditions expérimentales optimisées, telles que le type de solvant, le temps d'extraction et la préparation de l'échantillon, un séchage plus rigoureux des larves, une teneur initiale en lipides plus élevée due à l'alimentation ou au stade de développement des insectes.

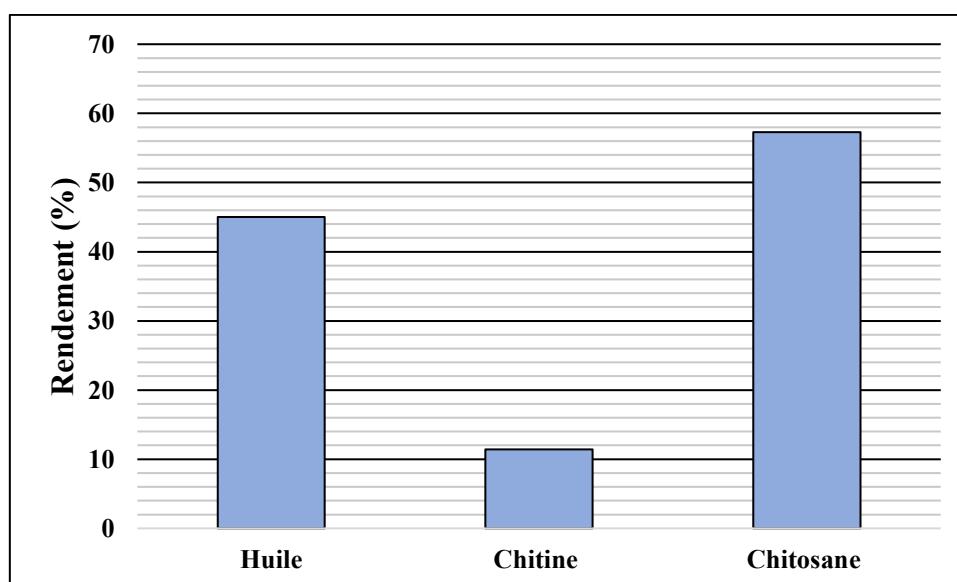


Figure 6. Résultats de rendements de l'extraction

I.2. Rendement de l'extraction de la chitine et du chitosane

La chitine extraite des cuticules de *Tenebrio molitor* a été transformée en chitosane via une déacétylation alcaline.

La chitine extraite des cuticules de *Tenebrio molitor* a présenté un rendement de **11,41 % (figure 6)**, ce qui est légèrement inférieur aux valeurs rapportées par (Nafary *et al.*, 2023), qui ont obtenu des rendements de **13,3 %** et **17,7 %** en utilisant deux méthodes d'extraction différentes. Cette variation peut s'expliquer par des différences dans les conditions d'extraction, telles que la concentration en réactifs, la durée des traitements ou la nature des échantillons utilisés (larves VS adultes).

La transformation de la chitine en chitosane par déacétylation alcaline a permis d'obtenir un rendement de **57,31 %**, ce qui est inférieur aux rendements des travaux de (Nafary *et al.*, 2023) qui ont marqué un rendement de **76,43 %** et **78,26 %**. Cette différence pourrait être attribuée à un degré de déacétylation moins élevé dans notre étude. En effet, un degré de déacétylation (DD) plus élevé favorise la rupture des groupements acétyles et facilite la conversion de la chitine en chitosane, ce qui augmente le rendement. Le DD dépend fortement des conditions de déacétylation, telles que la concentration en NaOH, la température et la durée du traitement.

Les résultats obtenus dans cette étude à partir de *Tenebrio molitor* ont été confrontés à ceux rapportés pour *Hermetia illucens* dans plusieurs travaux. Le rendement en chitine extrait de *T. molitor* (**11,41 %**) est nettement inférieur à celui obtenu à partir de *H. illucens*, notamment par des méthodes biologiques (**59,90 %**) ou enzymatiques (**42,30 %**) (Xiong *et al.*, 2023).

En revanche, le rendement en chitosane à partir de *T. molitor* (**57,31 %**) est supérieur à celui obtenu par des méthodes biologiques (**18,52 %**) ou chimiques classiques (**25,72 %**) pour *H. illucens* (Xiong *et al.*, 2023). Cette différence notable peut s'expliquer par plusieurs facteurs.

Tout d'abord, les conditions expérimentales de notre protocole, telles que la concentration de NaOH, la température et la durée du traitement qui ont permis une conversion plus efficace de la chitine en chitosane. En revanche, la chitine de *H.illucens*, notamment au stade de puparium, est souvent plus rigide et associée à une matrice protéique dense, rendant la déacétylation plus difficile, surtout avec des méthodes douces ou biologiques. Par conséquent, même si *H.illucens* fournit une plus grande quantité de chitine brute, sa transformation en

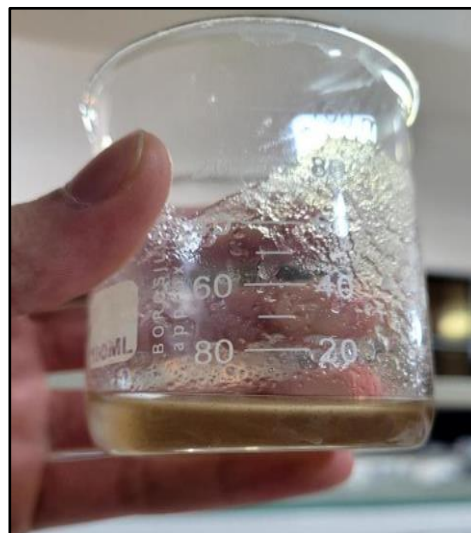
chitosane peut être moins efficace, ce qui confère à *T. molitor* un avantage en termes de rendement final de chitosane exploitable.

I.3. Solubilité du chitosane

Concernant la solubilité, le chitosane obtenu dans notre étude s'est révélé soluble dans l'acide acétique à 1% (**Photographie 5**), indiquant un degré de déacétylation suffisant pour assurer la conversion des groupements acétyles en amines libres. La solubilité du chitosane dans les milieux acides est en effet un indicateur indirect de la réussite de la déacétylation, Dans l'étude de (Nafary et al., 2023) les degrés de déacétylation obtenus étaient de 75,84% et 72,6%, ce qui pourrait expliquer la meilleure solubilité et les rendements plus élevés observés.

Ces résultats confirment le potentiel des cuticules de *Tenebrio molitor* comme source alternative prometteuse de biopolymères naturels, notamment la chitine et le chitosane.

La facilité d'extraction, les rendements élevés et la bonne solubilité du chitosane obtenu suggèrent une qualité structurale favorable à diverses utilisations. Grâce à leur biodégradabilité, leur biocompatibilité et leurs propriétés antimicrobiennes, ces biopolymères peuvent être valorisés dans de nombreuses applications industrielles (emballages biodégradables, films protecteurs), biomédicales (pansements, sutures), ou encore environnementales (adsorption de métaux lourds, traitement des eaux usées).



Photographie 5. Aspect du chitosane extrait après solubilisation dans l'acide acétique à 1%

II. Évaluation de L'activité antibactérienne

III.1. Evaluation de l'activité antibactérienne de l'huile de *Tenebrio molitor*

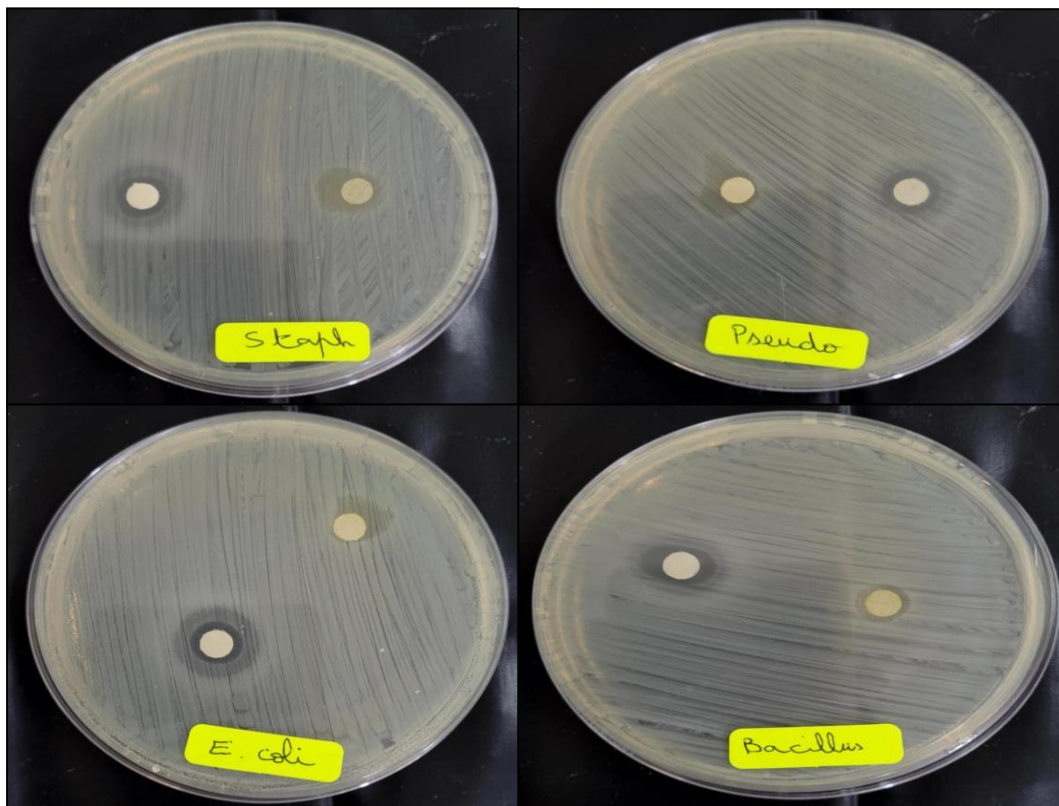
L'évaluation de l'activité antimicrobienne de l'huile extraite de *Tenebrio molitor* a été réalisée afin de déterminer son potentiel inhibiteur contre différentes souches bactériennes.

Les tests effectués sur l'huile extraite de *Tenebrio molitor* n'ont révélé aucune activité antimicrobienne contre les souches testées (*Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis* et *Pseudomonas aeruginosa*) (**Tableau IV et Photographie 6**), comme le montre l'absence de zones d'inhibition dans les tests de diffusion. Ce qui suggère que l'huile brute ne contient pas, ou contient à des concentrations trop faibles, de composés bioactifs ayant une action inhibitrice directe sur ces micro-organismes.

Tableau IV. Résultats de l'activité antibactérienne de l'huile de *T. molitor*

Souche	Diamètre de zone d'inhibition (mm)
<i>E.coli</i>	<1mm
<i>P.aeruginosa</i>	<1mm
<i>B. subtilis</i>	<1mm
<i>S.aureus</i>	<1mm

En effet, les principaux composés bioactifs responsables de l'activité antimicrobienne chez les insectes sont généralement des peptides antimicrobiens, des enzymes ou des petites protéines hydrosolubles. Ces molécules, localisées principalement dans l'hémolymphe ou les tissus, ne sont pas extraites dans la phase lipidique lors des procédés classiques d'extraction de l'huile (**Syahrulawal et al., 2023**). Cette huile a été obtenue par extraction au Soxhlet en utilisant l'hexane comme solvant, une méthode efficace pour récupérer les lipides totaux, notamment les triglycérides et les acides gras. Cependant, ce type de solvant non polaire ne permet pas d'extraire les composés hydrophiles bioactifs, tels que les peptides antimicrobiens, les enzymes ou certaines petites molécules polaires connues pour leur activité contre les bactéries (**Syahrulawal et al., 2023**).



Photographie 6. La sensibilité de différentes souches bactériennes à l'huile de *Tenebrio molitor*.

III.2. Evaluation de l'activité antibactérienne du chitosane

L'évaluation de l'activité antimicrobienne du chitosane extrait de *Tenebrio molitor* a été réalisée par la méthode de diffusion sur disque. Les résultats obtenus montrent une efficacité variable selon les souches bactériennes testées (**Tableau V et Photographie 7**).

Le chitosane a été solubilisé dans une solution d'acide acétique à 1 %, qui a également été testée séparément afin d'évaluer son effet propre. Il est important de noter que l'acide acétique seul a montré une activité inhibitrice faible mais non négligeable sur toutes les souches testées, ce qui est conforme aux propriétés antimicrobiennes bien documentées de l'acide acétique à faible concentration. Cependant, les zones d'inhibition obtenues avec le chitosane ont été systématiquement plus importantes que celles générées par l'acide acétique seul, confirmant ainsi l'efficacité antibactérienne intrinsèque du chitosane dans les conditions expérimentales utilisées.

Le contrôle positif (la pénicilline G) a montré une activité modeste, liée à sa spécificité contre les bactéries Gram positives et à son efficacité limitée sur certaines souches Gram négatives. Malgré cette limitation, ce contrôle a permis de valider la sensibilité des souches à un agent antibactérien reconnu et d'établir une référence utile pour comparer l'activité du chitosane. Il serait cependant pertinent d'utiliser un antibiotique à spectre plus large dans de futures études.

Tableau V. Résultats de l'activité antibactérienne du chitosane

Souche	Diamètre de zone d'inhibition (mm)		
	Chitosane	Control négatif *	Control positif **
<i>E.coli</i>	11	1	NA
<i>P.aeruginosa</i>	12	2	NA
<i>Bacillus</i>	12	5	NA
<i>S.aureus</i>	14	9	NA

*Contrôle négatif : acide acétique / **Contrôle positif : Pénicilline G/ NA : Non actif

Le chitosane extrait de *Tenebrio molitor*, testé à une concentration de 1 %, a démontré une activité antimicrobienne notable contre les quatre souches bactériennes ciblées : *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Bacillus subtilis*, avec des diamètres moyens de zones d'inhibition respectifs de **11 mm, 14 mm, 12 mm et 12 mm (Tableau V)**, mesurés selon la méthode de diffusion sur disque.

Ces résultats dépassent nettement ceux rapportés par (Shin *et al.*, 2019), qui ont obtenu une zone d'inhibition de seulement **2 mm** avec du chitosane extrait de *Tenebrio molitor*, par ailleurs le chitosane d'origine marine (crevettes) montrait des inhibitions allant jusqu'à **8 à 10 mm**.

Cela suggère que la qualité du chitosane, les conditions d'extraction, la méthode de test, ou d'autres propriétés comme le degré de déacétylation ou la masse moléculaire, peuvent fortement influencer son efficacité antimicrobienne.

L'activité antimicrobienne observée du chitosane peut être expliquée par la présence de groupes amines, protonés en milieu acide, qui interagissent avec les composants anioniques des membranes bactériennes. Cette interaction perturbe la perméabilité de la membrane, entraînant des fuites intracellulaires pouvant conduire à la lyse cellulaire (Kong *et al.*, 2010).

Des facteurs tels que le degré d'acétylation, la masse moléculaire et la solubilité du chitosane influencent fortement son efficacité. Dans le cas présent, l'origine entomologique du chitosane pourrait justifier certaines variations d'activité par rapport aux chitosanes traditionnellement extraits de sources marines.

Nos résultats ont démontré que le chitosane extrait de *Tenebrio molitor* présente une activité antimicrobienne significative contre quatre souches bactériennes, notamment *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa*. Ces observations sont en accord avec les travaux de Nafary *et al.* (2023), qui ont également rapporté une activité antibactérienne du chitosane issu de ténébrions à l'encontre de *P. aeruginosa* et *S. aureus*.

Le chitosane extrait de *Tenebrio molitor* a montré des zones d'inhibition nettement plus grandes. Cette différence pourrait être attribuée à plusieurs facteurs, notamment à une concentration de chitosane plus élevée et à un meilleur contrôle du processus d'extraction et de déacétylation dans notre étude. Le chitosane extrait dans notre étude semble posséder une structure chimique et un degré de déacétylation plus favorable à l'interaction avec les membranes bactériennes, ce qui augmente son efficacité antimicrobienne.

L'effet antimicrobien du chitosane est principalement dû à ses charges positives (NH_3^+), qui apparaissent lorsqu'il est en milieu acide. Ces charges permettent au chitosane de se lier à la surface des bactéries, qui est chargée négativement. Cette interaction perturbe la membrane cellulaire, provoque des fuites du contenu cellulaire et peut mener à la mort de la bactérie (Kong *et al.*, 2010). Par ailleurs, le chitosane peut former un film à la surface des cellules bactériennes, inhibant ainsi les échanges nutritifs et les processus respiratoires (Goy *et al.*, 2009).

L'origine biologique du chitosane influence son efficacité antimicrobienne. Ici, le chitosane extrait de la cuticule de *Tenebrio molitor*, un insecte riche en chitine, présente des caractéristiques physico-chimiques distinctes de celles du chitosane extrait de crustacés, notamment un degré de déacétylation plus élevé et une masse moléculaire inférieure. Ces propriétés améliorent sa solubilité dans l'acide acétique, facilitant son interaction avec les membranes cellulaires des bactéries et contribuant ainsi à l'activité antimicrobienne observée (Shin *et al.*, 2019).



Photographie 7. La sensibilité de différentes souches bactériennes au chitosane extrait de *Tenebrio molitor*

III. Test de l'enrobage

L'effet du chitosane sur l'apparition ou la non-apparition d'une infection fongique peut être étudié par la comparaison entre les fraises enrobées et les fraises non enrobées. Les résultats de l'altération sont présentés dans **la Photographie 8**.

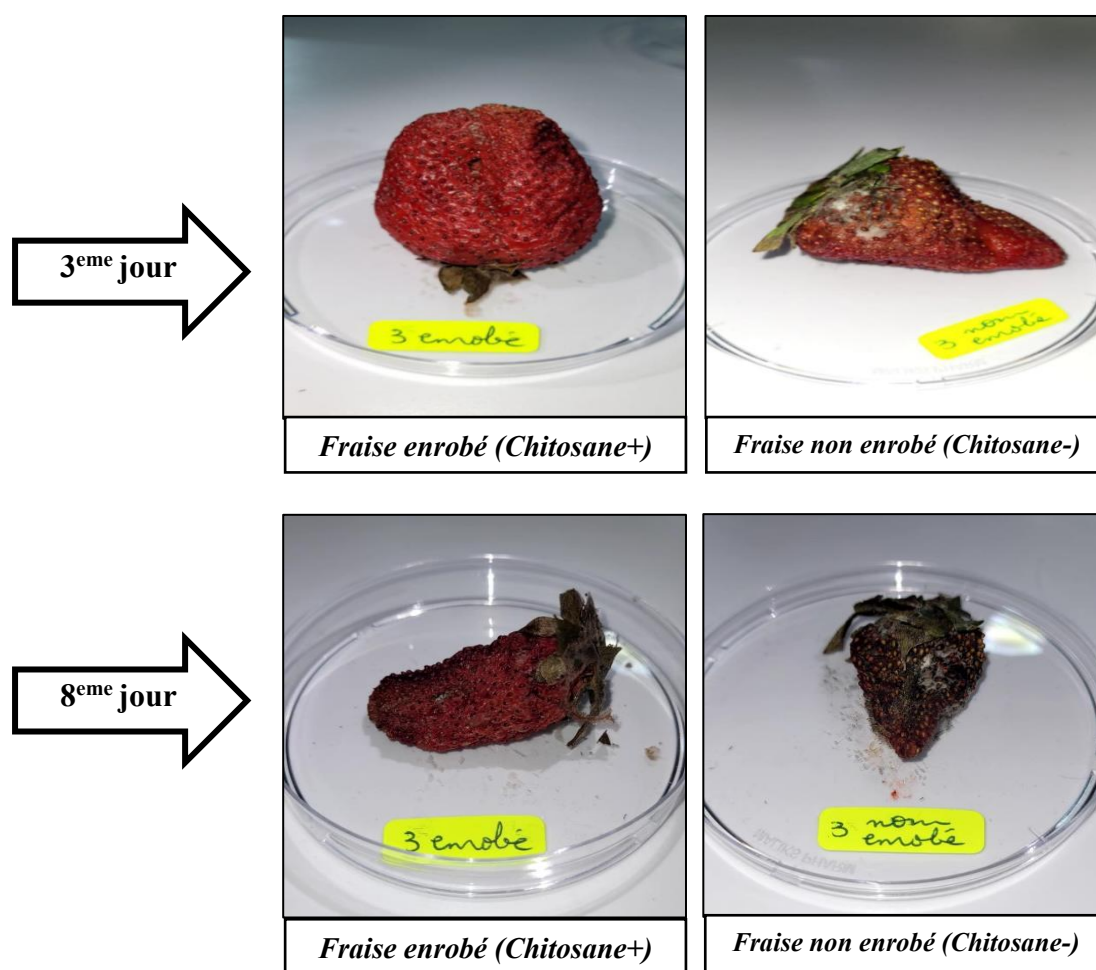
L'analyse comparative entre les échantillons de fraises enrobées au chitosane et non enrobées met en évidence l'efficacité partielle mais significative de l'enrobage sur la conservation post-récolte du fruit.

Après une période de stockage (**3 jours**), la fraise non enrobée a présenté une dégradation prononcée, avec une texture flétrie et la présence de moisissures blanches visibles dès le troisième jour, probablement attribuables à des champignons pathogènes. Cette dégradation rapide est typique des fraises, fruits hautement périssables.

En revanche, la fraise enrobée au chitosane a montré une absence de contamination fongique visible jusqu'au huitième jour, témoignant d'une activité antimicrobienne efficace. Ce résultat est en accord avec les travaux de **Kong *et al.* (2010)**, qui attribuent au chitosane une capacité à perturber les membranes cellulaires des micro-organismes par des interactions électrostatiques, inhibant ainsi leur prolifération.

Les résultats obtenus dans cette étude sur les fraises enrobées avec du chitosane à 1 % rejoignent ceux de **(Benhabiles *et al.*, 2013)**, qui ont évalué l'effet de l'enrobage de tomates avec du chitosane extrait de carapaces de crevettes et son dérivé N,O-carboxyméthyl chitosane (NOCC). Dans leur travail, les auteurs ont observé que l'application de chitosane à 2% permettait de prolonger la durée de conservation post-récolte des tomates, en réduisant le ramollissement, le changement de couleur et les pertes en qualité nutritionnelle.

De manière similaire, dans notre étude, l'enrobage des fraises avec une solution de chitosane à 1 % a permis de préserver l'humidité et la couleur caractéristique du fruit tout au long de la période de stockage. En formant une fine barrière semi-perméable à l'oxygène et à la vapeur d'eau, le chitosane a limité la déshydratation des fruits, réduisant ainsi la perte en eau



Photographie 8. Effet de chitosane sur les fruits de fraise (test d'enrobage)

Ce film protecteur a également ralenti les réactions d'oxydation responsables du brunissement enzymatique, permettant de maintenir une couleur rouge brillant et de retarder de manière significative l'apparition des moisissures jusqu'au 8^{eme} jour, comparé aux fruits non enrobés, altérés dès le 3^{eme} jour. Ces résultats sont cohérents avec ceux de (Xing *et al.*, 2010), qui ont observé que l'enrobage au chitosane pouvait retarder le brunissement et prolonger la durée de conservation des produits frais.

Bien que le fruit étudié et les concentrations de chitosane diffèrent, ces résultats confirment la capacité du chitosane à agir comme une barrière protectrice contre la dégradation microbienne. La présence de groupes fonctionnels actifs dans le chitosane lui confère des propriétés antimicrobiennes, qui peuvent être exploitées efficacement pour améliorer la qualité post-récolte des fruits frais.

Conclusion

Ce travail a porté sur la valorisation microbiologique du biopolymère (chitosane) et de l'huile extraits des carcasses de *Tenebrio molitor*, un insecte comestible riche en composés bioactifs.

L'objectif principal était d'évaluer l'activité antimicrobienne de ces deux produits naturels et de tester leur efficacité dans des applications concrètes, notamment en tant qu'agents de conservation dans le domaine agroalimentaire. Dans un contexte mondial de recherche de solutions durables et naturelles pour remplacer les conservateurs chimiques, l'utilisation des insectes représente une alternative prometteuse et innovante.

La première étape de notre étude a été consacrée à l'extraction des composés d'intérêt à partir des carcasses de *Tenebrio molitor* et de larves de vers de farine. L'huile a été extraite par la méthode de Soxhlet, une technique efficace qui a permis d'obtenir un rendement élevé (**45%**), confirmant la richesse lipidique de cette espèce. Parallèlement, le chitosane a été isolé à partir de la chitine présente dans l'exosquelette, en suivant un protocole de déminéralisation, déprotéinisation et déacétylation. Ces étapes ont permis d'obtenir un biopolymère de bonne qualité, exploitable pour des applications antimicrobiennes et de conservation.

L'évaluation de l'activité antimicrobienne de l'huile et du chitosane a été menée à travers des tests *in vitro* sur différentes souches bactériennes, incluant des pathogènes d'intérêt alimentaire (*Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis* et *Pseudomonas aeruginosa*).

Les résultats de l'activité antibactérienne du chitosane ont montré une inhibition de la croissance bactérienne avec des diamètres moyens de zones d'inhibition respectifs de **11 mm, 14 mm, 12 mm et 12 mm**, ce qui suggère un potentiel intéressant de cette substance comme agent antibactérien naturel. Ces résultats confirment les propriétés biologiques bien documentées du chitosane.

Par contre les résultats de l'activité antibactérienne d'huile ne donnent aucune activité antimicrobienne (**<1mm**), cette observation souligne l'importance d'étudier plus des méthodes d'extractions qui permet d'obtenir d'huile riche en composés bioactifs nécessaire à l'activité antimicrobienne.

Pour évaluer l'application pratique du chitosane, une expérience d'enrobage de fraises a été réalisée avec une solution à base de chitosane. Cette expérience a donné des résultats très satisfaisants : les fraises traitées ont montré une meilleure conservation, avec une absence d'apparition de moisissures pendant la durée d'observation (**8jours**), contrairement aux échantillons témoins.

Cela met en évidence l'intérêt de cet extrait naturel comme film comestible ou enrobage antimicrobien, capables de prolonger la durée de vie des fruits frais tout en réduisant le recours aux additifs chimiques.

Les résultats obtenus dans ce travail démontrent le potentiel de valorisation des déchets d'insectes, en particulier *Tenebrio molitor*, dans le domaine de la conservation alimentaire et des bioproduits à activité biologique. Cette approche s'inscrit pleinement dans une démarche d'économie circulaire et de développement durable, en transformant des sous-produits d'élevage en ressources à haute valeur ajoutée.

Enfin, cette étude ouvre la voie à de nombreuses perspectives de recherche et d'innovation, notamment dans les secteurs de la bioconservation, de l'emballage alimentaire, ou encore des biomatériaux fonctionnels. La valorisation des insectes, et en particulier de leurs sous-produits, représente une stratégie d'avenir dans un monde en quête de solutions écologiques, économiques et durables.

Références Bibliographiques

- Abdelghani, H. (2018).** Obtention du biopolymère « chitine » à partir du champignon «*Agaricus bisporus* » : extraction et caractérisation (Thèse de doctorat). Université 8 Mai 1945 Guelma, Algérie, p. 30.
- Azzaz, R. A., Siabdelhadi, B., & Smaine, A. (2020).** Extraction et caractérisation physico-chimique de l'huile de tournesol cultivé en Algérie (Mémoire de master). Université Ibn Khaldoun–Tiaret, Algérie, p. 15.
- Benhabiles, M. S., Tazdait, D., Abdi, N., Lounici, H., Drouiche, N., Goosen, M. F. A., & Mameri, N. (2013).** Assessment of coating tomato fruit with shrimp shell chitosan and N,O-carboxymethyl chitosan on postharvest preservation. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 7(2), 66–74.
- Bensaha, S. (2018).** Les procédés de traitement et d'épuration des eaux usées par le chitosane [Thèse de doctorat, Université Abou-Bekr Belkaïd – Tlemcen]. DSpace Université de Tlemcen.
- Berezina, N. (2017).** Insects: Novel source of lipids for a fan of applications. *OCL*, 24(4), D402.
- Berezina, N., & Hubert, A. (2019).** Marketing and regulations of chitin and chitosan from insects. In S. K. Gopi, A. K. Thomas, & P. M. Joy (Eds.), *Chitin and chitosan: Properties and applications* (pp. 477–489). Springer.
- Berremili, N. (2020).** Étude de l'action larvicide de deux huiles essentielles sur une population expérimentale de *Tenebrio molitor* [Mémoire de maîtrise, Université Aboubakr Belkaïd – Tlemcen].
- Boualem, Z., & Hocine, A. (2018).** Valorisation biotechnologique des coproduits de crevette rouge *Aristeus antennatus* (Risso, 1816) : étude du pouvoir antioxydant et antimicrobien du chitosane (Mémoire de master). Université Abdelhamid Ibn Badis–Mostaganem, Algérie, p.34.

Carpentier, J., Abenaim, L., Luttlenschlager, H., Dessauvages, K., Liu, Y., Samoah, P., ... & Caparros Megido, R. (2024). Microorganism contribution to mass-reared edible insects : Opportunities and challenges. *Insects*, 15(8), 611.

Derfouf, W. (2021). Effet bio-insecticides de l'huile d'argan sur une population expérimentale de *Tenebrio molitor* [Mémoire de Master].

Desbrières, J. (2002). Chitine et chitosane. *Actualité Chimique*, (11/12), 39–44.

Dobermann, D., Swift, J. A., & Field, L. M. (2017). Opportunities and hurdles of edible insects for food and feed. *Nutrition Bulletin*, 42(4), 293–308.

Dobermann, D., Swift, J.A., & Field, L.M. (2017). Opportunities and hurdles of edible insects for food and feed. *Nutrition Bulletin*. PubMed

Eriksson, T., Andere, A., Kelstrup, H., Emery, V. & Picard, C. (2020). The *yellow mealworm (Tenebrio molitor)* Genome : a resource for the emerging insects as food and feed industry. *Journal of Insects as Food and Feed*, 6 (5), 445-455.

Finke, M. D. (2002). Complete nutrient composition of commercially raised invertebrates used as food for insectivores. *Zoo Biology*, 21(3), 269–285.

Gkinali, A. A., Matsakidou, A., Vasileiou, E., & Paraskevopoulou, A. (2022). Potentiality of *Tenebrio molitor* larva-based ingredients for the food industry: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 119, 495–507.

Gong, Z., Zhang, S., & Liu, J. (2023). Recent advances in chitin biosynthesis associated with the morphology and secondary metabolite synthesis of filamentous fungi in submerged fermentation. *Journal of Fungi*, 9(2), 205.

Goy, R. C., de Britto, D., & Assis, O. B. G. (2009). A review of the antimicrobial activity of chitosan. *Polímeros*, 19(3), 241–247.

Grau T., Vilcinskas A., Joop G. (2017). Sustainable farming of the mealworm *Tenebrio molitor* for the production of food and feed. *Zeitschrift für Naturforschung C* 72(9-10) :337-349

Hahn, T., Tafi, E., Paul, A., Salvia, R., Falabella, P., & Zibek, S. (2020). Current state of chitin purification and chitosane production from insects. *Journal of Chemical Technology & Biotechnology*, 95(11), 2775–2795.

Hanniet, A., Rame, J. M., Roux-Claudé, P., & Barnig, C. (2021). À propos d'un cas d'asthme allergique professionnel à *Tenebrio molitor* : un allergène en émergence?. *Revue Française d'Allergologie*, 61(4), 297.

Hardouin, J. ; Mahoux, G., 2003. Zootechnie d'insectes – Elevage et utilisation au bénéfice de l'homme et de certains animaux. Bureau pour l'Echange et la Distribution de l'Information sur le Mini-élevage (BEDIM), 164 p.

Hassainia, M. (2018). Extraction et caractérisation de la chitine et du chitosane à partir du champignon *Agaricus bisporus* : étude comparative des différentes parties du champignon (Mémoire de Master, Université 8 Mai 1945 Guelma).

Hong, J., Han, T., & Kim, Y. Y. (2020). Mealworm (*Tenebrio molitor* larvae) as an alternative protein source for monogastric animal: A review. *Animals*, 10(11), 2068.

Huis, A. V., Itterbeeck, J. V., Klunder, H., Mertens, E., Halloran, A., Muir, G., & Vantomme, P. (2013). Edible insects : future prospects for food and feed security.

Jacobs, S., & Calvin, D. (1988). *Dark and yellow mealworms*. Penn State College of Agricultural Sciences.

Kaya, M., & Aydın, Ö. (2020). Extraction and characterization of chitin and chitosan from the exoskeleton of the insect *Tenebrio molitor*. *International Journal of Biological Macromolecules*, 146, 345–352.

Kong, M., Chen, X. G., Xing, K., & Park, H. J. (2010). Antimicrobial properties of chitosan and mode of action: A state of the art review. *International Journal of Food Microbiology*, 144(1), 51–63.

Laroche, M., Perreault, V., Marciniak, A., Gravel, A., Chamberland, J., & Doyen, A. (2019). Comparison of conventional and sustainable lipid extraction methods for the production of oil and protein isolate from edible insect meal. *Foods*, 8(11), 572.

Lazurska, V., et Brygadyrenko, V. (2024). Effets des xénobiotiques organiques sur les larves de *Tenebrio molitor* et leur parasite *Gregarina polymorpha*. *Biologie*, 13 (7), 513

Lienhard, A., Rehorska, R., Pöllinger-Zierler, B., Mayer, C., Grasser, M., & Berner, S. (2023). Future proteins: Sustainable diets for *Tenebrio molitor* rearing composed of food by-products. *Foods*, 12(22), 4092.

Lorrette, B., & Sanchez, L. (2022). New lipid sources in the insect industry, regulatory aspects and applications. *OCL*, 29, 22.

Ma, J., Faqir, Y., Tan, C., & Khaliq, G. (2022). Terrestrial insects as a promising source of chitosan and recent developments in its application for various industries. *Food Chemistry*, 373, 131407.

Machado, S. S. N., da Silva, J. B. A., Nascimento, R. Q., Lemos, P. V. F., de Jesus Assis, D., Marcelino, H. R., ... & de Souza, C. O. (2024). Insect residues as an alternative and promising source for the extraction of chitin and chitosan. *International Journal of Biological Macromolecules*, 254, 127773.

Morganti, P., Jia, X., Yin, H., & Morganti, G. (2022). Binomial effectiveness of chitin nanofibrils on humans and plants. In *Role of chitosan and chitosan-based nanomaterials in plant sciences* (pp. 503-518). Academic Press.

Moruzzo, R., Riccioli, F., Espinosa Diaz, S., Secci, C., Poli, G., & Mancini, S. (2021). Mealworm (*Tenebrio molitor*): Potential and challenges for promoting the circular economy. *Animals*, 11(9), 2568.

Muñoz-Seijas, N., Fernandes, H., Domínguez, J. M., & Salgado, J. M. (2025). Recent advances in biorefinery of *Tenebrio molitor* adopting green technologies. *Food and Bioprocess Technology*, 18(2), 1061–1078.

Muzzarelli, R. A. A. (1977). *Chitin*. Pergamon Press.

Nafary, M., Alobaidy, M., Alazawy, A., & Hussein, A. (2023). Extraction and characterization of chitin and chitosan from *Tenebrio molitor* beetles and investigation of its antibacterial effect against *Pseudomonas aeruginosa*. *Advanced Biomedical Research*.

- Ribeiro, N. T. G. M. (2017).** *Tenebrio molitor for food or feed: Rearing conditions and the effects of pesticides on its performance* [Doctoral dissertation, Escola Superior Agrária de Coimbra].
- Ribeiro, N., Abelho, M., & Costa, R. (2018).** A review of the scientific literature for optimal conditions for mass rearing *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). *Journal of Entomological Science*, 53(4), 434–454.
- Rousseau, Z. (2022).** Des insectes mangeurs de plastiques à l'étude de la biodégradation des polymères par les micro-organismes de leurs tubes digestifs (Mémoire de Master).
- Rumbos, C. I., & Athanassiou, C. G. (2021).** Insects as food and feed: If you can't beat them, eat them! *Entomologia Generalis*, 41(3), 219–232.
- Rumbos, C. I., Karapanagiotidis, I. T., Mente, E., Psoufakis, P., & Athanassiou, C. G. (2020).** Évaluation de divers produits pour le développement du ténébrion meunier, *Tenebrio molitor*. *Scientific Reports*, 10(1).
- Rumpold, B. A., & Schlüter, O. K. (2013).** Nutritional composition and safety aspects of edible insects. *Molecular Nutrition & Food Research*, 57(5), 802-823.
- Shin, C. S., Kim, D. Y., & Shin, W. S. (2019).** Characterization of chitosan extracted from Mealworm Beetle (*Tenebrio molitor*, *Zophobas morio*) and Rhinoceros Beetle (*Allomyrina dichotoma*) and their antibacterial activities. *International journal of biological macromolecules*, 125, 72-77.
- Singh, P. (1975).** Yellow mealworm, *Tenebrio molitor* Linnaeus, life-cycle (Information Series No. 105/13). Department of Scientific and Industrial Research.
- Syahrulawal, L., Torske, M. O., Sapkota, R., Næss, G., & Khanal, P. (2023).** Improving the nutritional values of yellow mealworm *Tenebrio molitor* (Coleoptera : Tenebrionidae) larvae as an animal feed ingredient : a review. *Journal of Animal Science and Biotechnology*, 14(1), 146.
- Tifour, H., & Doutara, O. (2018).** Valorisation des coproduits de la crevette rouge (*Aristeus antennatus* Risso, 1816) : Utilisation du hydrolysate enzymatique (Mémoire de master, Université Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem).

Tolaimate, A., Desbrières, J., Rhazi, M., & Alaguic, A. (2003). Contribution to the preparation of chitins and chitosans with controlled physico-chemical properties. *Polymer*, 44, 7939–7952.

Tolaimate, A., Desbrières, J., Rhazi, M., Alaguic, A., Vincendon, M., & Vottero, P. (2000). On the influence of deacetylation process on the physico-chemical characteristics of chitosan from squid chitin. *Polymer*, 41, 2463–2469.

Tyagi, A., & Malik, A. (2011). Antimicrobial potential and chemical composition of Eucalyptus globulus oil in liquid and vapour phase against food spoilage microorganisms. *Food Chemistry*, 126(1), 228–235.

Van der Brempt, X., & Moneret-Vautrin, D. A. (2014). The allergic risk of *Tenebrio molitor* for human consumption. *French Journal of Allergology*, 54(1), 34–36.

Xing, Y., Li X., Xu Q., Jiang Y., Yun J., & Li W. (2010). Effects of chitosan-based coating and modified atmosphere packaging (map) on browning and shelf life of fresh-cut lotus root.

Xiong, J., Yu, H., Liu, M., Li, Y., Zhang, Y., & Zhang, J. (2023). Extraction of chitin from black soldier fly (*Hermetia illucens*) and its puparium by using biological treatment. *Life*, 13(7), 1424.

Yang, B. Y., & Montgomery, R. (2000). Degree of acetylation of heteropolysaccharides. *Carbohydrate Research*, 323, 156–162.

Zeroual, A., & Kellali, A. (2019). Transformation de la chitine en chitosane : caractérisation et étude de la solubilité (Mémoire de master). Université Abdelhamid Ibn Badis–Mostaganem, Algérie, p. 19.

Zunzunegui, I., Martín-García, J., Santamaría, Ó., & Poveda, J. (2024). Analysis of yellow mealworm (*Tenebrio molitor*) frass as a resource for a sustainable agriculture. *Journal of Cleaner Production*, 142608.

Site web

Alamy. (n.d.). *Tenebrio molitor* stock photos and images. Disponible sur <https://www.alamyimages.fr/photos-images/tenebrio-molitor-.html>. Consulté- 04/03/2025

Alamy. (n.d.). *Tenebrio molitor larva stock photos and images* [Photographs]. Disponible sur <https://www.alamyimages.fr/photos-images/tenebrio-molitor-larva.html?cutout=1&sortBy=relevant>. Consulté le 15/03/2025