



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

**MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE
LARECHERCHESCIENTIFIQUE**

**Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou
Faculté des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département des sciences agronomiques**

Mémoire de fin d'études

En vue d'obtention du diplôme de master

en Sciences Agronomiques

Spécialité : protection des végétaux

Effet de l'insecticide Decis expert sur l'escargot des jardins *Eobania vermiculata* (Gastropoda, Helicidae).

Présenté par : MOUHOUB Sara

Membres du jury :

- **Président : Mme Medjdoub Bensaad F.** **Professeur à l'UMMTO**
- **Promoteur : M. Ramdini R.** **MAB à l'UMMTO**
- **Examinatrice : Mme. Guermah D.** **MCA à l'UMMTO**

2023/2024



Remerciements

J'exprime ma profonde gratitude avant tout à mon Dieu qui *ma donné l'énergie et la patience* pour commencer et compléter ce travail.

L'occasion m'est donnée ici pour remercier mon encadreur monsieur RAMDINI R. MAB à l'UMMTO, pour son encadrement attentif et ses conseils éclairés qui m'ont permis d'approfondir mes connaissances dans le domaine et de développer des compétences essentielles en recherche. Votre patience et votre capacité à répondre à mes questions ont été d'une grande aide pour surmonter les obstacles rencontrés tout au long du processus.

C'est avec un immense plaisir et une profonde gratitude que je m'adresse à vous aujourd'hui. L'honneur que vous me faites en acceptant de juger mon mémoire de fin d'études me procure une grande émotion.

Je tiens tout d'abord à remercier chaleureusement Mme MEDJDOUB-BENSAAD F. Professeur à l'UMMTO, Présidente de ce jury, pour avoir accepté cette mission. Votre présence et votre expertise constituent un gage de rigueur et de sérieux pour cette soutenance.

Je suis également reconnaissante à Mme GUERMAH D. MCA à l'UMMTO, d'avoir pris le temps de lire attentivement mon mémoire et de me faire part de ses remarques précieuses. Votre regard critique et vos conseils avisés ont contribué à enrichir considérablement mon travail.

Mes remerciements vont également au laboratoire des recherches écologiques des invertébrés terrestres département des sciences biologique et des sciences agronomique à l'UMMTO pour avoir mis à ma disposition les ressources nécessaires pour mener à bien cette recherche.

Merci



Dédicaces

Je dédie ce travail à :

Mon cher Papa, mon héros. Tu es l'homme le plus fort et le plus courageux que je connais, tu as toujours travaillé dure pour subvenir aux besoins de notre famille, tu m'as appris à assurer face aux défis et à toujours viser l'excellence.

Ma chère maman, tu es la femme la plus aimante et la plus douce, ton soutien m'a permis de traverser les moments difficiles de ma vie, ton amour inconditionnel m'a donné la force pour persévérer et ne pas abandonner mes rêves.

Mes frères et sœurs, Nadia, Yamine, Karim, Mouloud, Zahira et Karima, vous êtes mes piliers de soutien, nous avons partagé tant de moments ensemble, des rires aux larmes et des réussites aux échecs, votre présence dans ma vie est un véritable trésor.

Mon cher frère Hocine, aujourd'hui j'achève mes études, un cap important dans ma vie, mais ce succès est teinté d'amertume, car tu n'es plus là, je m'accroche à l'espoir que tu es quelque part luttant pour survivre, à ces moments fugaces qui me permettent de garder la foi en un retour possible.

Mes amis et toutes les personnes qui ont croisée mon chemin, ce mémoire est le fruit de notre amitié, de nos partages et nos expériences communes, ils représentent non seulement l'aboutissement de mes études, mais aussi un témoignage de l'impacte positif que vous avez eu sur ma vie.

Sara

*freedom is in peril
defend it
with all
your might*

Liste de figure

N°	Titre	Page
1	<i>Eobania vermiculata</i>	4
2	Morphologie externe d' <i>E. vermiculata</i>	5
3	Pneumostome d'un gastéropode	6
4	La coquille d' <i>E. vermiculata</i>	7
5	Anatomie interne de l'escargot	7
6	Appareil digestif de l'escargot	8
7	Appareil respiratoire de l'escargot	9
8	Système nerveux d'un escargot	10
9	Schéma de l'appareil excréteur de l'escargot	11
10	Système de reproduction d' <i>E. vermiculata</i>	12
11	Cycle de vie d' <i>E. vermiculata</i>	13
12	Accouplement de l'escargot	13
13	Différentes zones d'habitat d' <i>E. vermiculata</i>	15
14	Partie de la langue de l'escargot, la radula sous un microscope électronique à balayage au grossissement	15
15	Escargot en estivation	16
16	. Escargot en hibernation avec son épiphragme	17
17	Insecticide Decis expert	21
18	Structure chimique de quelques pyréthroïde de synthèse	22
19	Structure moléculaire de deltaméthrin	23
20	Site de collecte	28
21	<i>Eobania vermiculata</i> au labo	29
22	Le produit utilisé	29
23	Matériel utilisé au niveau de laboratoire	30
24	Numérotation des escargots	31
25	Mesure les dimensions des coquilles	32
26	Pesée de l'escargot	32
27	Pesée de la Laitue fraîche	32
28	Préparation de solution, l'eau distillée + insecticide	33
29	Exposition des escargots à la nourriture contaminée	33

30	Évolution de poids corporel d' <i>E. vemiculata</i> exposé aux différentes doses de deltaméthrine.	35
31	Évolution de la masse corporelle des escargots témoins	36
32	Évolution de la masse corporelle des escargots exposés au deltaméthrine à la dose DL50.	37
33	Évolution de la masse corporelle d'escargots exposés au deltaméthrine dans le lot 2	38
34	Évolution de la masse corporelle d'escargots exposés au deltaméthrine dans le groupe numéro 3.	39
35	Poids de la ration (Laitue) subsistante	40

Liste des tableaux

N	Titre	Page
1	Propriété physico-chimique	24
2	Comparaison des toxicités des insecticides à des organismes non ciblés, selon leur mode d'action : agonistes (+), antagonistes	27
3	Protocole expérimentale.	31
4	Répartition des concentrations de Decis expert (Deltaméthrine).	34
5	Effet de la deltaméthrine sur la croissance de la coquille (diamètre et hauteur) des escargots <i>E. vermiculata</i> .	40

Sommaire

Remerciements	
Dédicace	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Résumé	
Introduction	1

Chapitre I : Présentation du modèle biologique

1. Généralités sur le modèle biologique	4
1.1. Présentation du modèle biologique <i>Eobania vermiculata</i>	4
1.2. Classification de <i>Eobania vermiculata</i>	4
1.3. Description morphologique	5
1.4. Anatomie interne de l'escargot.....	7
1.4.1. Tégument.....	8
1.4.2. Appareil digestif	9
1.4.3. Appareil respiratoire	8
1.4.4. Système nerveux.....	8
1.4.5. Appareil circulatoire.....	9
1.4.6. Appareil excréteur	10
1.4.7. Appareil génital	11
1.5. Accouplement et reproduction	12
1.6. Longévité et Mortalité	14
1.7. Croissance.....	14
1.8. Habitat et Distribution	14
1.9. Alimentation	15
1.10. Rythmes de vie	15
1.10.1. Activité journalière.....	16
1.10.2. Activité saisonnière	16
1.11. Impacte des facteurs physiques sur l'escargot.....	17
1.11.1. Humidité.....	17
1.11.2. Température.....	17
1.11.3. Lumière et l'énergie solaire.....	17
1.11.4. Vent	18
1.11.5. Nature du sol.....	18
1.12. Intérêt de l'escargot	19
1.12.1. Intérêt écotoxicologique de <i>Eobania vermiculata</i>	19

1.12.2. Intérêt écologique important.....	19
1.12.3. Intérêt économique et commercial	20
1.12.4. Utilisation de l'escargot comme un bio-indicateur de la qualité du sol	20
1.12.5. Utilisation de l'escargot en médecine traditionnelle	20

Chapitre II : Decis Expert

2.1 Définition	21
2.2 Composition	21
2.3 Fiche technique de l'insecticide	22
2.4. Structure moléculaire	23
2.5. Toxicologies de deltaméthrine	23
2.6 Modes d'emploi.....	23
2.7. Propriétés physico-chimiques	23
2.8. Caractéristiques	25
2.9. Avantages	25
2.10. Inconvénients	25
2.11. Effets sur la faune auxiliaire	25

Chapitre III : Matériel et Méthodes

1. Matériels.....	28
1. 1. a. Localisation des individus	28
1.1. b. Récolte et transport	28
1.2. Matériel biologique	29
1.3. Matériel chimique	29
1.4. Autres matériels	30
2. Méthodes	31
2.1. Conditions expérimentales	31
2.2. Mode de traitement	31
2.2.1. Préparation des unités expérimentales	31
2.2.2. Suivi expérimental	34
3. Paramètres étudiés	34
3.1. Poids.....	34
3.2. Biométrie	34
4. Analyse statistique.....	34

Chapitre VI : Résultats et Discussion

1. Résultat	35
-------------------	----

1.1. Effet de la deltaméthrine sur les facteurs de développement chez <i>E.vermiculata</i>	35
1.1.1 Effet de la deltamethrine sur le poids corporel des escargots	35
1.1.2. Evolution du poids corporel des individus d'escargots témoins	36
1.1.3. Evolution du poids corporel D'individus d'escargots exposés au deltaméthrine à la dose DL50	37
1.1.4. Evolution du poids corporel d'individus d'escargots exposés au deltaméthrine dans le lot numéro 2	38
1.1.5. Evolution du poids corporel d'individus d'escargots exposés au deltaméthrine dans le lot numéro 3	39
1.2. Effet de la deltaméthrine sur les dimensions des coquilles d' <i>Eobania vermiculata</i>	39
1.3. Effet de la deltaméthrine sur la nutrition d' <i>Eobania vermiculata</i>	40
2. Discussion	41
2.1. Réponse comportementale.	42
2.2. Mortalité.	42
2.3. Taux d'alimentation.	43
2.4. Effet sur la croissance.....	43
Conclusion.....	45
Références Bibliographiques.....	46

Résumé

L'étude a pour objectif d'évaluer la toxicité de l'insecticide Decis expert à base de deltaméthrine sur le modèle biologique *Eobania vermiculata*.

Des groupes d'escargots *Eobania vermiculata* adulte ont été collectés dans leur habitat naturel et repartis aléatoirement en quatre groupes de 10 individus chacun, un groupe témoin n'a reçu aucune exposition à l'insecticide, tandis que les 3 autres groupes ont été exposés à des concentrations croissantes Decis expert dans leur alimentation. Les escargots ont été marqués individuellement pour permettre un suivi de leur état de santé et de leur comportement pendant la période de traitement. Chaque matin, la quantité de nourriture restante était soigneusement pesée. Il était crucial de mesurer le poids corporel de chaque escargot individuellement afin de surveiller leur croissance. Ensuite, les boîtes étaient nettoyées méticuleusement pour éliminer tout résidu d'insecticide. Enfin, la nourriture contaminée était renouvelée pour les groupes traités, tandis que le groupe témoin recevait une alimentation normale.

L'analyse des résultats a révélé un impact significatif de l'insecticide sur le poids corporel des individus et leurs comportements alimentaires liés à une perturbation de l'appétit ou une altération des processus, mais aucune influence notable marquée sur la croissance de leur coquille, Et aucune mortalité n'a été observée au cours de l'étude.

Mots clé : *Eobania vermiculata*, insecticide, Decis expert, deltaméthrine.

Abstract

The aim of our study is to assess the toxicity of the deltamethrin-based insecticide Decis expert on the biological model *Eobania vermiculata*. Groups of adult *Eobania vermiculata* snails were collected in their natural habitat and randomly divided into four groups of 10 individuals each. One control group received no exposure to the insecticide, while the other 3 groups were exposed to increasing concentrations of Decis expert in their diet. The snails were individually marked to enable monitoring of their health and behavior during the treatment period. Each morning, the amount of food was carefully weighed. It was crucial to measure the body weight of each snail individually in order to monitor their growth. Next, the boxes were meticulously cleaned to remove any residual insecticide. Finally, the contaminated food was replenished for the treated groups, while the control group received a normal diet.

Analysis of the results revealed a significant impact of the insecticide on the body weight of the individuals and their feeding behaviors linked to appetite disturbance or altered processes, but no significant influence on their shell growth, and no mortality was observed during the study.

Key words: *Eobania vermiculata*, insecticide, Decis expert, deltamethrin.

INTRODUCTION

La vulnérabilité potentielle des systèmes agricoles conventionnels est devenue de plus en plus alarmante pour les scientifiques agricoles, les fonctionnaires gouvernementaux, les écologistes et les agriculteurs. Les sols agricoles sont souvent exposés à la perte de carbone, au manque de nutriments, à l'érosion excessive et, par conséquent, à une diminution de la fertilité des sols, à la toxicité et au danger des produits agrochimiques (pesticides, insecticide et fongicide) (Pretty et Bharucha, 2014). Ces produits chimiques sont des outils essentiels dans la lutte contre les ravageurs agricoles, contribuant ainsi à assurer des rendements alimentaires suffisants pour répondre aux besoins d'une population mondiale croissante. Cependant, l'utilisation intensive de ces produits chimiques présente des risques pour les écosystèmes non ciblés, compromettant la biodiversité et la santé des environnements agricoles, avant l'utilisation des produits phytosanitaires (Tilman *et al.*, 2002).

Les systèmes de culture étaient conçus pour assurer le meilleur compromis entre le risque phytosanitaire et le potentiel de production de la culture. Cependant, les pertes en rendement des productions agricoles dues aux maladies, aux ravageurs et aux mauvaises herbes pouvaient atteindre des proportions importantes (Oerke et Dehne, 1997).

Après la seconde guerre mondiale, l'utilisation des pesticides a favorisé le progrès de l'agriculture et a joué un rôle dans l'augmentation des rendements et la régulation de la production. Les produits phytosanitaires ont également réduit ou éliminé plusieurs maladies parasitaires très mortelles. Néanmoins, actuellement, les pesticides sont considérés comme étant dangereux pour la santé humaine et pour l'environnement (Bouguerra, 2010)

En 2010, l'Algérie a enregistré 109 types de produits phytosanitaires différents. Parmi eux, les fongicides, qui ont été utilisés dans 44 % des cas pour lutter contre les maladies cryptogamiques, en totalisant 48 produits commerciaux. Ils sont principalement déployés sur la pomme de terre pour contrôler le mildiou (*Phytophthora* sp.) et l'alternariose (*Alternaria* sp.). Les fongicides sont suivis par les insecticides, qui ont été utilisés dans 35 % des cas, représentant 39 produits commerciaux.

Bien que l'utilisation de ces produits ait légèrement diminué pour les céréales, on observe une augmentation significative dans le traitement des cultures maraîchères, passant de 11,1 % en 2008 à plus de 50 % en 2010 (Benadjal, 2012).

Parmi les insecticides largement utilisés, Decis Expert, Il s'agit d'un insecticide de la famille des pyréthrinoïdes, dont la substance active est la deltaméthrine. Decis Expert occupe

une place importante en raison de sa capacité à agir efficacement contre une variété de ravageurs, largement utilisé dans l'agriculture pour son efficacité contre un large éventail de ravageurs, présente un intérêt particulier en raison de sa toxicité potentielle pour les organismes non cible. Parmi ceux-ci, les mollusques.

Les mollusques sont l'un des groupes les plus importants qui contribuent à la biodiversité terrestre. Il existe dans le monde entre 30 000 à 35 000 espèces de mollusques terrestres. Grâce à leur capacité d'accumulation, les mollusques ont été les premiers organismes essentiels utilisés dans les programmes de surveillance de la contamination chimique des écosystèmes (Siest *et al.*, 1988).

Les gastéropodes comptent parmi les nombreux outils biologiques utilisés par les chercheurs afin d'évaluer la pollution du sol, d'identifier ou de prévoir les atteintes aux écosystèmes et de suivre leur évolution dans le temps et l'espace (Sarra, K., & Hemissi, G, 2019) L'utilisation des escargots comme espèces bioindicatrices est efficace en raison de leur large distribution, leur échantillonnage facile, et leur rôle important dans les chaînes trophiques terrestres (Baroudi *et al.*, 2020 ; Cofone *et al.*, 2020). En effet, les escargots terrestres sont considérés des bioaccumulateurs de divers contaminants dans leurs tissus mous, en particulier la glande digestive, et sont des espèces utiles pour surveiller l'exposition aux métaux, aux produits agrochimiques et à la pollution urbaine (Regoli *et al.*, 2006). L'impact sur les altérations cellulaires et biochimiques des glandes digestives en tant que biomarqueurs de substances toxiques a été étudié (Snyman *et al.*, 2005).

E. vermiculata, un gastéropode terrestre couramment rencontré dans les habitats agricoles, est sujet à des risques accrus d'exposition à ces insecticides. Un bioindicateur essentiel, reflétant fidèlement la qualité de l'environnement dans lequel il vit. Il présente l'avantage d'être un peu partout, facile à repérer, à échantillonner et à cultiver. Ces organismes constituent des modèles biologiques exceptionnels qui ont une capacité élevée à accumuler des xénobiotiques (Bigot, 2009).

Notre étude vise à vérifier l'effet de toxicité de Decis Expert sur l'escargot *E. vermiculata*.

Pour ce faire, ce manuscrit sera structuré en quatre chapitres :

Le premier chapitre, qui sera une description général de notre espèce d'étude.

Le deuxième chapitre est une présentation détaillée sur l'insecticide Decis expert

Alors que le troisième chapitre, sera consacré à la présentation de l'ensemble des protocoles expérimentaux et la méthodologie suivie.

Dans le quatrième chapitre nous présenterons l'ensemble de nos résultats et leurs interprétations, et on termine par une conclusion générale.

CHAPITRE I :

Présentation du Modèle biologique.

1. Généralités sur le modèle biologique

1.1. Présentation du modèle biologique *Eobania vermiculata*

Eobania vermiculata ou *Helix vermiculata* plus connus sous le escargot mourguéta, est un mollusque gastéropode terrestres, comestible de famille des Helicidae, hermaphrodite et herbivore, il mesure entre 21 à 35 mm de diamètre et de 14 à 25 mm de hauteur (Fig. 1).

L'ombilic de cette espèce est fermé, sauf dans les formes juvéniles, il possède une coquille aplatie, chagrinée et globuleuse très convexe en dessus (Kerny, 1999).

L'espèce est originaire de la région méditerranéenne, mais a trouvé son chemin dans de nombreux autres pays par le biais d'activités anthropogènes (Welter-Schultes, 2012).



Figure 1. *Eobania vermiculata* (Originale, 2024).

1.2. Systématique de *Eobania vermiculata*

Kerney et Cameron (2006) rappellent que *Eobania vermiculata* est classé comme suite :

Règne	Animalia
Embranchement	Mollusca
Classe	Gastropoda
Sous-classe	Heterobranchia
Super-ordre	Eupulmonata
Ordre	Stylommatophora
Famille	Helicidae
Genre	<i>Eobania</i>
Espèce	<i>E. vermiculata</i>

1.3. Description morphologique

E. vermiculata est un gastéropode constitué de 3 parties, une tête portant les deux paires de tentacules, un pied qui est organe musculueux, qui leur permet de se déplacer et la masse viscérale (Fig. 2). Cette dernière est toujours contenue dans la coquille, faisant saillie comme une bosse, elle contient généralement la majeure partie des systèmes digestif, reproducteur, excréteur et respiratoire (Bouchen, 2015).

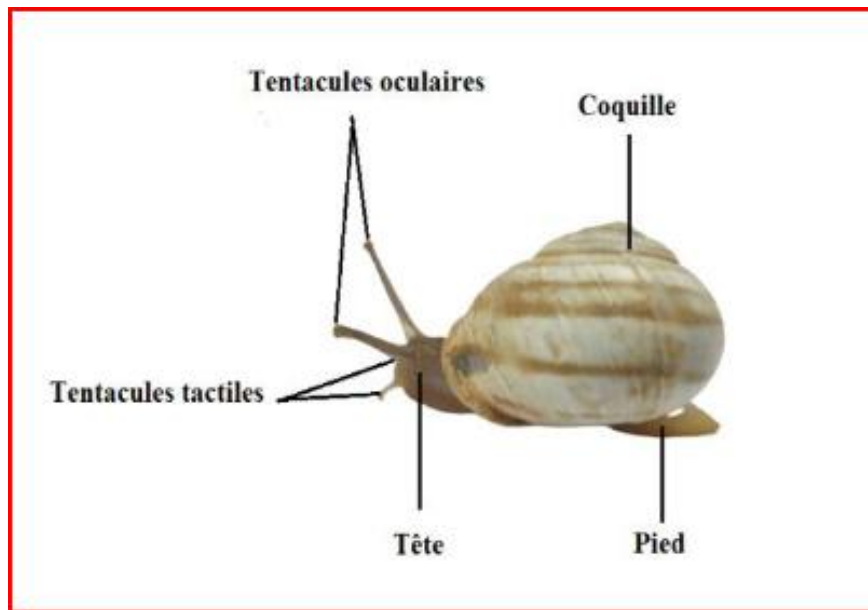


Figure 2. Morphologie externe d'*Eobania vermiculata* (Ladjal, 2022).

1.3.1. Corps

E. vermiculata a un corps mou sans structure squelettique ; son corps est divisé en plusieurs parties :

❖ **La tête** : est perçue comme une partie du corps de l'escargot. Elle se développe parfaitement et contribue au reste du corps. Elle possède une bouche dotée de mâchoires, avec la radula sur la face ventrale, un ruban chitineux avec plusieurs petites dents. Le nombre de ces structures peut varier en fonction de l'âge de l'organisme (Lévêque, 1971). Sur sa partie dorsale, il y a deux paires de tentacules sensoriels creux et rétractiles et grâce à des muscles spéciaux, ces quatre tentacules peuvent se rétracter complètement à l'intérieur de la tête (Boué et Chaton, 1971). Les yeux de l'escargot apparaissent sous forme de petites taches noires situées à l'extrémité des grands tentacules rétractiles (Maisiat et *al.*, 2011).

❖ **Le pied** constitue la majeure partie de la masse musculaire, très développée. Il demeure en général aplati en une sole pédieuse à fonction essentiellement locomotrice, séparé des parties supérieures du corps par un sillon (Kerney et Cameron, 2006).

Le pied d'*E. vermiculata* est un organe qui fournit un soutien structurel au corps de l'escargot et lui permet de se déplacer par reptation. La partie inférieure contient des glandes qui produisent constamment du mucus. Cela crée une brillante traînée évidente. Le mucus synthétisé contient plusieurs éléments qui facilitent le déplacement de l'escargot, lui permettant de glisser sur les obstacles ou même de s'agripper derrière lui. (Baurand, P.-E., *et al* 2014) Différents types de mucus sont, sécrétés par ses glandes muqueuses. Elles sont également utilisées dans l'industrie pharmaceutique, et certains compléments alimentaires (Tachapuripunya *et al.*, 2021).

❖ **La masse viscérale** : c'est l'ensemble des systèmes digestif, circulatoire, respiratoire, et excréteur, intégrés de manière complémentaire. Ils sont contenus à l'intérieur d'une coquille, disposée en spirale dans un sac (Beaumont et Cassier, 1974), recouverte d'un tégument (Gaillard, 1987). Elle est délimitée par une bordure appelée le bord de manteau. Ce bord de manteau est fusionné avec la masse viscérale pour fermer la cavité palléale, ne laissant qu'un seul orifice, le pneumostome (Fig. 3), qui permet la communication avec l'extérieur, il est situé du côté droit de l'animal.

La cavité palléale est remplie d'air et fonctionne comme un poumon. Grâce au tégument transparent, le cœur, situé du côté droit de l'animal, peut être observé (André, 1968).



Figure 3. Pneumostome d'un gastéropode (Originale, 2024).

1.3.2. Coquille

La coquille d'*E. vermiculata* est solide, aplatie, globuleuse, avec 4 à 5 bandes marron foncé, parfois disjointes ou entremêlées (Muller, 1774). Son ouverture s'élargit en descendant, avec son bord externe appelé péristome (Douafer, 2015 ; Pirame *et al.*, 2003). Le diamètre de la coquille peut atteindre environ 30 mm (Chevalier, 1983). Elle est composée de trois couches superposées :

- **La couche lamelleuse** : Elle couvre la surface interne de la coquille.
- **La couche externe** : la corne est incassable.
- **La couche moyenne** : compose principalement de calcaire pur (Bonnet, 1990).



Figure 4. La coquille de *Eobania vermiculata* (Originale, 2024).

1.4. Anatomie interne de l'escargot

À l'intérieur de la coquille, l'escargot abrite une cavité de manteau qui renferme ces différents organes. Il respire par ses poumons, adoptant une respiration pulmonaire (Fig. 5).

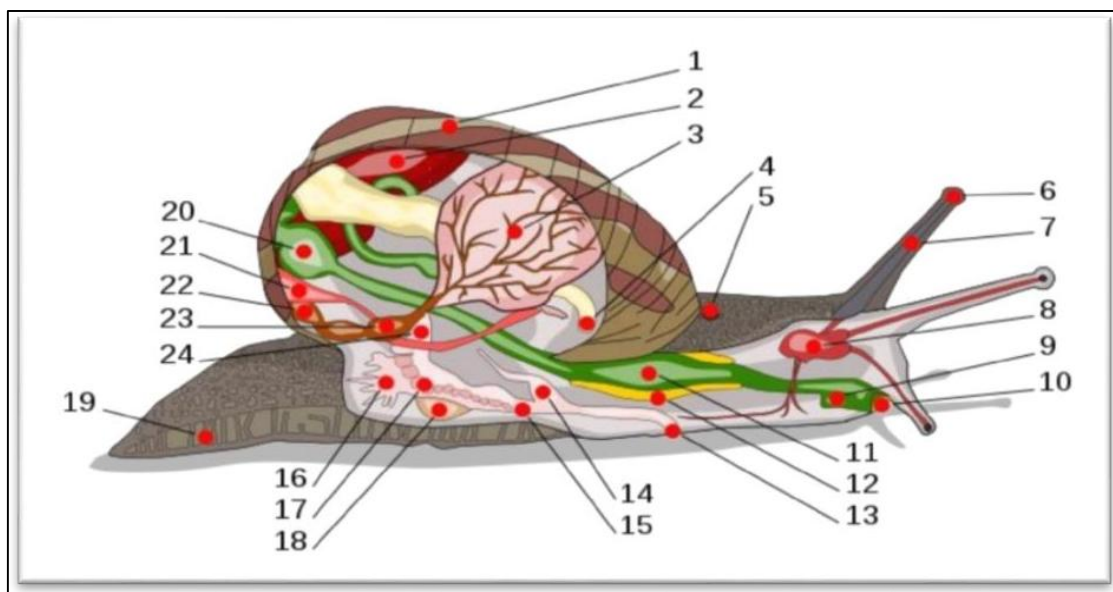


Figure 5. Anatomie interne de l'escargot (Quibk, 2007).

1 : coquille ; 2 : foie ; 3 : poumon ; 4 : anus ; 5 : pore respiratoire ; 6 : œil ; 7 : tentacule ; 8 : cerveau ; 9 : conduit salivaire ; 10 : bouche ; 11 : panse ; 12 : glande salivaire ; 13 : orifice génital ; 14 : pénis ; 15 : vagin ; 16 : glande à muqueuse ; 17 : oviducte ; 18 : sac de dards ; 19 : pied ; 20 : estomac ; 21 : rein ; 22 : manteau ; 23 : cœur ; 24 : canal déférent.

1.4.1. Tégument

Le revêtement externe est constitué d'un épiderme simple contenant de nombreuses glandes à mucus. Il est associé à un derme comprenant des muscles, notamment ceux de la rétraction et le muscle columellaire. Ce dernier s'attache à la columelle et s'étend vers la tête et le pied, facilitant ainsi la rétraction de ces parties à l'intérieur de la coquille (Heusser et Dupuy, 2011). Les glandes calcaires se manifestent sous forme de fines granulations composées de carbonate et de phosphate de calcium, elles se trouvent sur le bourrelet palléal ainsi que sur la partie dorsale du corps, mais ne sont pas présentes sur le sol (Andre, 1968).

1.4.2. Appareil digestif

En raison de la torsion à 180 ° du corps de l'escargot, le tube digestif forme une boucle ramenant l'anus vers l'avant (Fig. 6). La bouche est prolongée par un bulbe buccal où se trouve une langue musculaire recouverte d'une lame cornée, la radula a pour rôle de broyer les aliments (Hickman et *al.*, 2008). À l'arrière du bulbe buccal se trouvent deux glandes salivaires. Ce bulbe se prolonge par un œsophage qui se transforme en estomac, lui-même prolongé par un intestin formant deux circonvolutions autour de l'hépatopancréas, et se terminant à l'anus (Sandrine et *al.*, 2003).

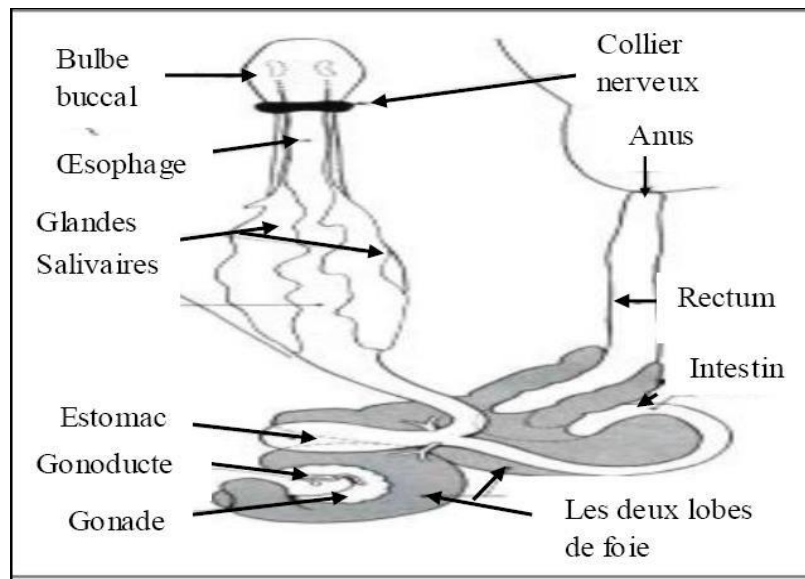


Figure 6.Appareil digestif de l'escargot (Boué et Chaton, 1985).

1.4.3. Appareil respiratoire

L'appareil respiratoire des gastéropodes terrestres est formé par la cavité palléale qui communique avec l'extérieur uniquement par le pneumostome (Boué et Chanton, 1971) (Fig. 7).

Le cycle respiratoire implique généralement l'ouverture du pneumostome et l'abaissement du plancher de la cavité palléale pour permettre l'entrée de l'air, suivie de la fermeture du pneumostome pour retenir l'air (Meglish, 1974).

Les échanges gazeux sont optimaux lorsque l'air de la cavité palléale est humidifié. En cas de temps sec, l'animale se rétracte dans sa coquille pour réduire l'évaporation de la mince couche d'eau pulmonaire (Heusser et Dupuy, 2011).

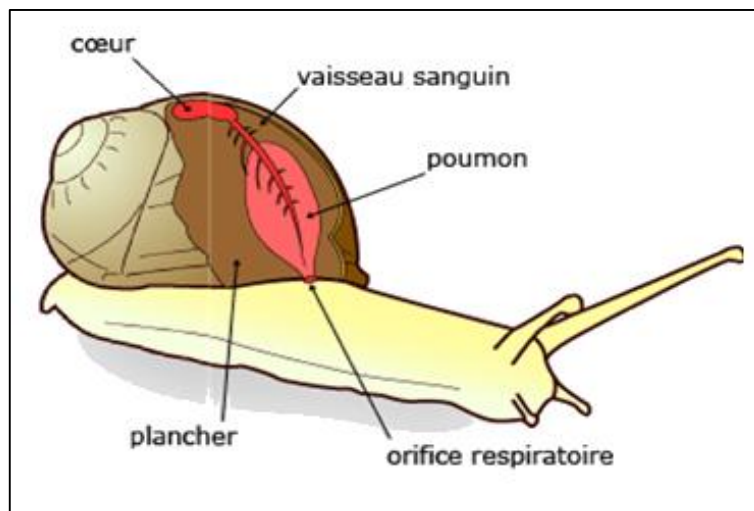


Figure 7. Appareil respiratoire de l'escargot. ([https://www.maxicours.comcours/differents-appareils-respiratoires-pour-le-même-air](https://www.maxicours.comcours/differents-appareils-respiratoires-pour-le-meme-air)).

1.4.4. Système nerveux

Le système nerveux comprend trois types de ganglions (Fig. 8):

- ❖ **Les ganglions cérébroïdes**, situés au-dessus de l'œsophage et connectés par une courte commissure, ils innervent les yeux et les tentacules tactiles.

- ❖ **Les ganglions pédieux** relient par une commissure et innervent pied, sont situés sous l'œsophage et connectés aux cérébroïdes par deux connectifs, et forment le premier collier œsophagien.

- ❖ **Les ganglions viscéraux**, au nombre 3 à 5, se trouvent également sous l'œsophage et à l'arrière. Ils sont relais aux cérébroïdes par deux grands connectifs, formant ainsi un second collier œsophagien bien plus long que le premier (Meglitsch, 1974).

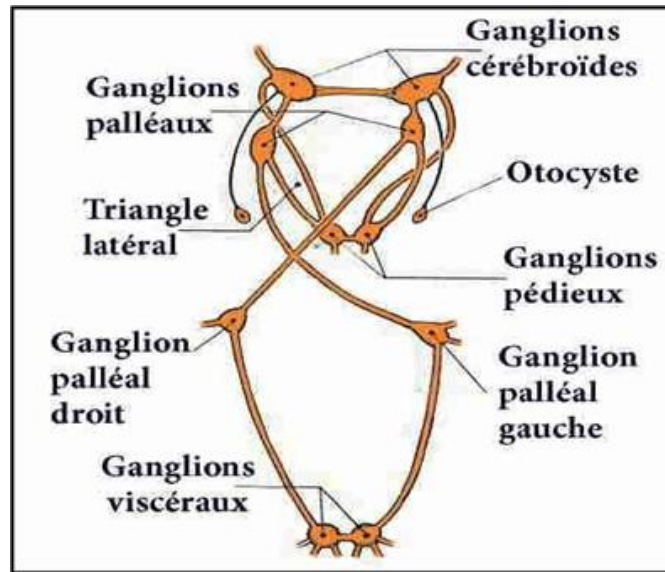


Figure 8. Système nerveux d'un escargot (Meglitch, 1974).

1.4.5. Appareil circulatoire

Caractérisé comme étant ouvert, se compose d'un cœur formé d'une oreillette et d'un ventricule, abrité dans un péricarde. Son rôle est d'assurer la circulation de l'hémolymphe à travers l'artère aortique et les vaisseaux (Heusser et Dupuy, 1998). Les contractions musculaires assurent la circulation de l'hémolymphe à travers le corps (Beneden, 1937).

1.4.6. Appareil excréteur

Selon André(1968), l'appareil excréteur des gastéropodes terrestres sont asymétriques (Fig. 9). L'écoulement de la masse viscérale ne laissant qu'un appendice près du péricarde et éliminant le rein. Le système commence dans cette cavité péricardique, et le canal qui en découle est très plissé et glandulaire, avec une riche irrigation par des sinus veineux. L'orifice excréteur est situé près de l'anus et du péristome (Guyard, 2009). Le canal excréteur s'oriente vers l'avant et suit le trajet du rectum.

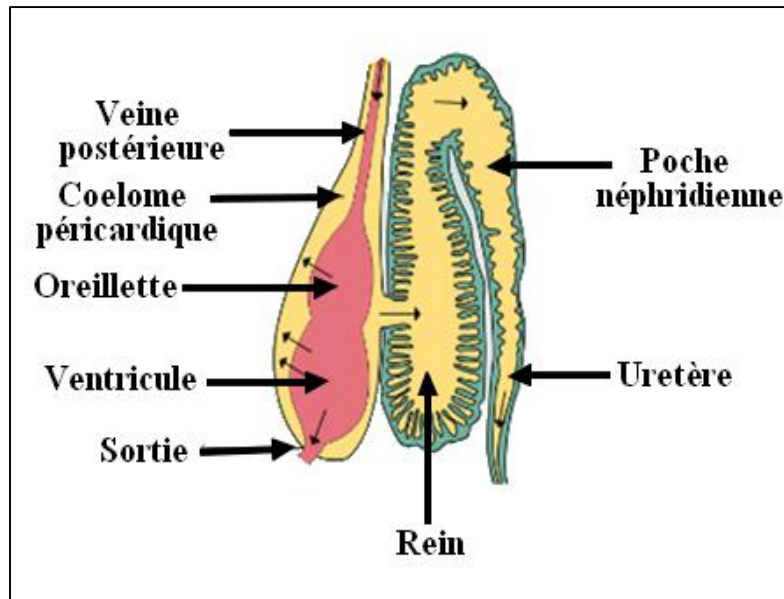


Figure 9. Schéma de l'appareil excréteur de l'escargot (Daguzan, 1980).

1.4.7. Appareil génital

L'appareil génital est complexe, comprenant une partie hermaphrodite (ovotestis), située après l'apex du tortillon, ainsi qu'un canal hermaphrodite. Débouchant sur un carrefour où se trouve la glande de l'albumine, on trouve à la fois un spermiducte et un oviducte partiellement séparés. Une partie femelle comprend la terminaison de l'oviducte qui se différencie en vagin, glandes multifides et réceptacle séminale, communiquant avec la poche de dard. Une partie mâle comprend l'extrémité du spermiducte, la vésicule séminale ou le flagellum mâle, ainsi qu'un pénis rétracté dans une gaine au repos.

Le vagin et le pénis s'ouvrent dans un vestibule génital commun doté d'un seul orifice. La reproduction implique un accouplement au cours duquel les spermatozoïdes sont échangés pour assurer une fécondation croisée (Heusser et Dupuy, 2008).

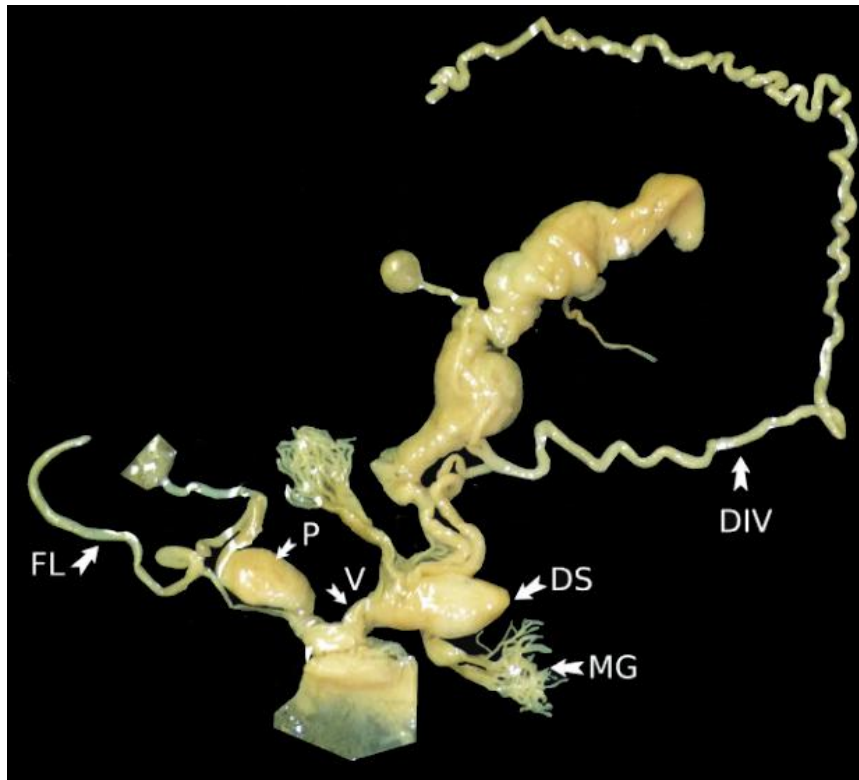


Figure 10. Système de reproduction d'*Eobania vermiculata* (Dedov et al., 2022).

FL : flagelle ; **P** : pénis ; **V** : vagin ; **DS** : sac de dard ; **MG** : Glande à mucus ; **DIV** : diverticulum.

1.5. Accouplement et reproduction

Lors de l'accouplement, les deux escargots hermaphrodites s'engagent dans une parade complexe qui prépare chaque individu à insérer son pénis dans son partenaire, sachant que l'escargot peut s'accoupler avec plusieurs partenaires (Leveque, 1971 ; Gamlin et Vines, 1996). Après la fécondation, sa glande hermaphrodite se modifie et sa partie femelle se développe (Battaglia, 2006). D'après Boué et Chaton (1971), les mâles déposent les spermatophores qui sont stockés dans le réceptacle séminal jusqu'à ce que les ovules atteignent la maturation. L'accouplement dure généralement de 10 jusqu'à 12 h dans différentes régions, tout au long de leur période d'activités, suivant un cycle précis qui synchronise les individus (Dahirel., 2014). (Fig. 11).

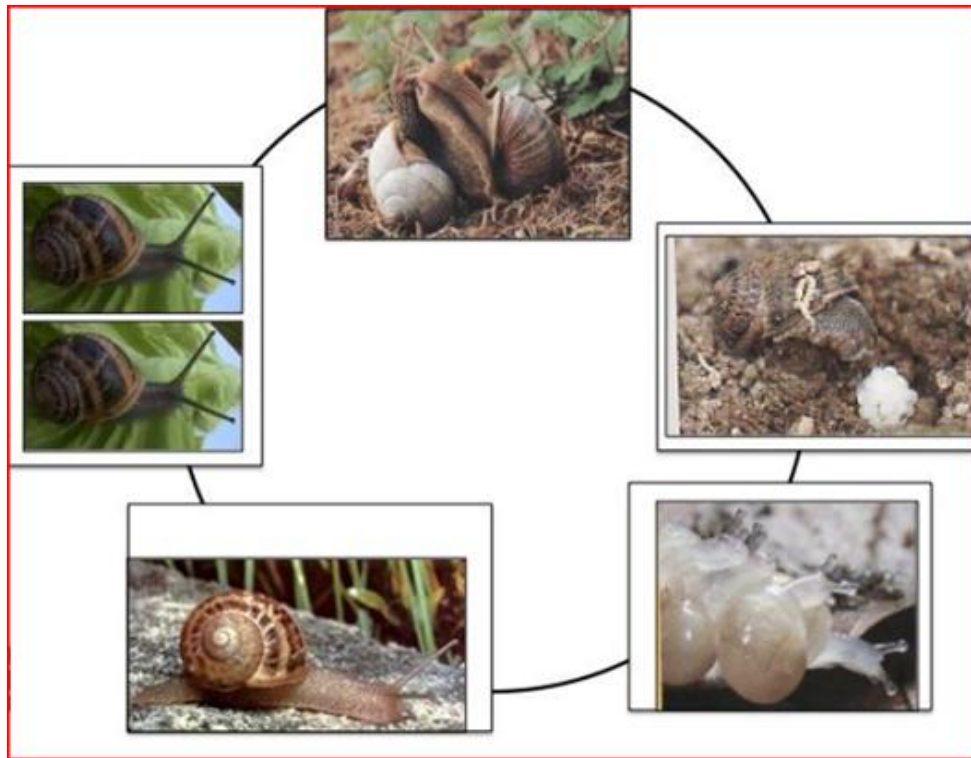


Figure 11. Cycle de vie d'*Eobania vermiculata* (Anonyme).

Selon Kerney et Cameron (2006), la ponte des œufs survient environ deux semaines après l'accouplement. Les escargots déposent généralement leurs œufs dans le sol, soit dans un trou creux dans le sol (une fissure du bois), ou sous les pierres. Le nombre d'œufs peut considérablement varier, entre 20 à 50 pour les espèces plus grandes. En moyenne, chaque ponte d'un escargot comprend environ 120 œufs par ponte.

Dans la nature *E. vermiculata* peut pondre de 50 à 200 œufs, la durée de l'incubation et de l'éclosion entre 15 et 30 jours, les jeunes restent environs de 5 jours avant de sortir à la surface pour se nourrissent (Chase, 1986).



Figure 12. Accouplement de l'escargot (Pol, 2006).

1.6. Longévité et Mortalité

E. vermiculata atteint l'âge adulte vers 2 ans, mais peut vivre plus de 5 ans dans la nature (Lazaridou-Dimitriadou, 1991), bien qu'il dépasse rarement 3 ans. Sa mortalité est souvent causée par des prédateurs ou des parasites (Smida et Toualbia, 2016).

En captivité, sa durée de vie est considérablement prolongée, allant de 10 à 15 ans (Zaafour, 2014).

1.7. Croissance

En condition favorable, comme une photopériode de 18 heures de lumière par jour, une température de 20 °C et une humidité entre 80 à 90 %, l'escargot peut prendre jusqu'à 14 grammes de poids et sa coquille s'accroît à la fois en longueur et en épaisseur pendant sa croissance (Gomot de Vaufleury, 2001). La croissance est caractérisée par trois phases :

❖ **La phase 1** : les escargots sont désignés comme des jeunes éclos jusqu'à ce qu'ils atteignent environ 1 gramme de poids.

❖ **La phase 2** : les escargots sont considérés comme juvéniles jusqu'à ce qu'ils atteignent environ 5 grammes de poids.

❖ **La phase 3** : après environ 4 mois de croissance dans des conditions favorables et contrôlées, l'escargot atteint sa taille adulte, on peut dire qu'il se borde. Ce processus se caractérise par la formation de borde du manteau, marquant ainsi la fin de sa maturation sexuelle et le début de sa capacité à se reproduire.

1.8. Habitat et distribution

E. vermiculata est un escargot terrestre souvent observé dans les jardins, les vergers, les terres agricoles et les zones urbaines où les conditions sont favorables à leur survie (Fig. 11). À l'origine, cette espèce est circum-méditerranéenne, typique des zones côtières d'Espagne, de France, d'Italie, de Croatie, du Monténégro, d'Albanie, de Grèce, de Turquie, du Maroc, d'Algérie, de Tunisie et de Libye (Yildirim et al., 2004, Puizina et al., 2013, Mumladze et Paphshvili, 2016, Ronsmans et Van Den Neucker, 2016).

Dans un premier temps, cette espèce a pénétré les pays méditerranéens ainsi que les territoires voisins ; par la suite, elle a été introduite et adaptée dans des pays plus éloignés (Dedov et al., 2022).



Figure 13. Différentes zones d'habitat de *Eobania vermiculata* (Originale, 2024).

1.9. Alimentation

E. vermiculata est un animal phytophage qui se nourrit d'une grande variété de végétaux trouvés dans la nature, allant des feuilles et des fruits aux tubercules et aux racines, en fonction de l'espèce (Zaafour, 2014). Il se nourrit en utilisant une langue dentée appelée la radula (Pirame, 2003).

Son alimentation n'est pas spécifique, ce qui permet à l'escargot de s'adapter aux plantes présente dans son environnement, il se nourrit principalement de feuilles, comme la laitue, mais il apprécie également les fruits et les légumes (Pol, 2003 ; Druart, 2011). Les préférences alimentaires de cette espèce semblant changer avec l'âge et de la taille (Mandangi, 2010).

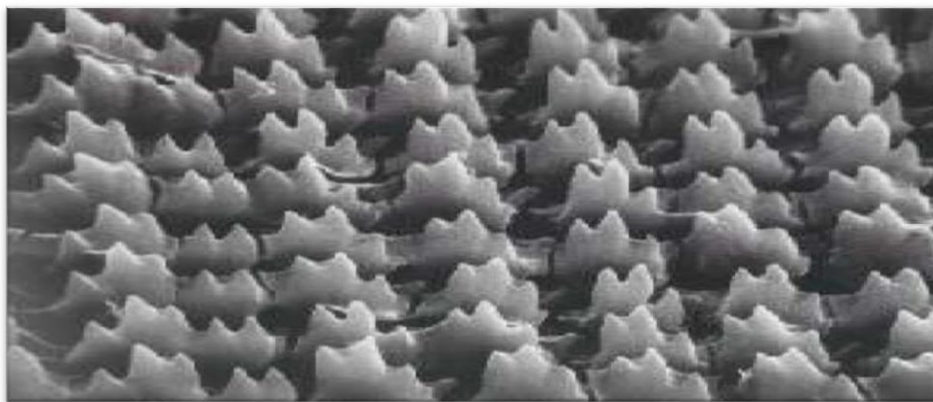


Figure 14 Partie de la langue de l'escargot, la radula sous un microscope électronique à balayage au grossissement (Sirtine, 2009).

1.10. Rythmes de vie

L'escargot *E. vermiculata* possède deux types d'activités : quotidiennes et des activités saisonnières (Djadouri et Ben Dahra, 2014).

1.10.1. Activité journalière

Elle est étroitement liée à la photopériode (Le Guhenne, 1986). Dans des conditions optimales de T ° et Humidité, l'escargot sort de sa coquille et devient actif dès la tombée de la nuit jusqu'à l'aube (Djadouri et Ben Dahra, 2014). Pendant la phase d'inactivité durée inférieure à 18 heures ; l'escargot se repose et ne montre que peu d'activités locomotrices, nutritionnelles ou sexuelles (Smida et Toualbia, 2016).

1.10.2. Activité saisonnière

L'escargot s'adapte à la variation saisonnière de température en régulant la température de son corps, ce qui se traduit par deux états physiologiques importants (Douafer, 2015).

A. Estivation : un rythme de vie demi-ralenti se produit en été. Ce comportement est observé dans des régions où l'été est particulièrement chaud et sec. L'animal se rétracte complètement à l'intérieur de sa coquille, dont l'ouverture est fermée par la sécrétion muqueuse et calcaire produite par le mollusque lui-même pendant l'estivation. Pendant l'estivation, la respiration et les battements cardiaques se déroulent normalement, mais il y a une rapide diminution des réserves d'eau et d'énergie (Sandrine, 2003).



Figure 15. Escargot en estivation (Pol, 2006).

B. Hibernation : En hiver, l'escargot entre en léthargie, produisant un écran de mucus solide devant l'ouverture de sa coquille. Il survit alors en épuisant ses réserves, notamment le glycogène stocké. Durant l'hibernation, tous les processus métaboliques ralentissent. L'escargot peut perdre jusqu'à 30 % de son poids, principalement sous forme de perte d'eau. Au printemps, ces réserves perdues sont rapidement récupérées (Sandrine et al., 2003).



Figure 16. Escargot en hibernation avec son épiphragme (Zaafour, 2014).

1.11. Impacte des facteurs physiques sur l'escargot

Un mollusque méditerranéen ne peut mener une vie active que dans un intervalle assez restreint de condition environnementale, qui correspondrait généralement aux conditions automnales, à une partie de l'hiver et du printemps, ainsi qu'à quelques nuits d'été. Au-delà de cet intervalle limité des facteurs environnants, les escargots sont inactifs. (Bonavita, 1962).

1.11.1. Humidité

Les escargots ont une préférence pour un niveau élevé humidité dans leur environnement de 80 à 90. Ils sont particulièrement actifs pendant les périodes humides du jour et de la nuit. En dehors de ces périodes humides, ils se réfugient sous la végétation naturelle ou sous des matériaux qui remplissent la même fonction. (Stievenant et Hardouin, 1990).

1.11.2. Température

Chaque type de pulmoné possède son optimum thermique, elle peut supporter des variations de faible ou forte amplitude. Plusieurs auteurs ont observé des liens entre la température et l'activité des limaces (Ricou, 1964). Les températures basses peuvent entraîner la congélation des tissus, tandis que les températures élevées peuvent provoquer la déshydratation (Peleseneer, 1935).

Les escargots sont sensibles aux températures ambiantes et meurent lorsque celles-ci descendent au-dessous de zéro ou atteignent des valeurs excessivement élevées (Sacchi, 1971).

1.11.3. Lumière et l'énergie solaire

L'activité de l'escargot se déroule principalement pendant la nuit. La lumière joue un rôle crucial dans ses fonctions reproductrices et sa croissance, se caractérisant par trois paramètres distincts (Aubert, 1998) :

A. Temporel : les photopériodes longues de 16 à 18 heures par jour favorisent la reproduction, tandis que les photopériodes moyennes de 12 à 16 heures par jours favorisent la croissance des jeunes.

B. Quantitatif : des intensités de 60 à 100 lux favorisent la reproduction, tandis que 40 lux sont suffisants pour la croissance des jeunes.

C. Qualitatif : la lumière rouge favorise la reproduction en stimulant la fécondité et la ponte. Elle est la plus bénéfique pendant les quatre premières semaines de croissance, suivie de la lumière blanche pour le reste de la période de croissance.

1.11.4. Vent

Les vents jouent un rôle crucial pour les organismes en tant qu'agent de transport et de dispersion, en tant que force destructrice et d'érosion, et en tant que facteurs qui influencent profondément le climat local et les conditions météorologiques.

Le vent provoque une déshydratation des escargots plus rapide (Cobbinah et *al.*, 2008). Un vent fort accélère l'évaporation, refroidissant la peau des escargots. Ainsi un vent très fort peut augmenter le pouvoir desséchant de l'air, entraînant des petites périodes d'estimation temporaires.

Un vent léger transporte les senteurs des plantes vers l'escargot. Cependant, étant toujours humide, celui-ci ne tolère qu'un vent très léger. Il se réfugie dans un endroit abrité du vent et oriente son ouverture de préférence au sud ou à l'ouest. De plus, le vent favorise la dispersion des petites espèces.

1.11.5. Nature du sol

Un contact avec le sol semble essentiel pour la croissance des escargots. Le sol leur fournit de calcium, ainsi que d'autres sels minéraux comme le magnésium, et diverses substances présentes dans la matière organique, qui peut être des facteurs de stimulation de la croissance (Stivenart et Hardouin, 1990). Certains petits escargots sont généralement associés aux sols poreux et de préférence calcaires (Bachelier, 1973). Étant donné que la terre sert également de refuge ou l'escargot peut se réfugier lorsqu'il fait trop chaud ou trop sec, elle doit être légère, suffisamment drainée pour ne pas se compacter, et permettre à la fois aux géniteurs d'enfouir leurs œufs et aux jeunes de s'en libérer une fois éclos (Stivenart et Hardouin, 1990).

1.12. Intérêt de l'escargot

1.12.1. Intérêt éco toxicologique de *Eobania vermiculata*

L'éco toxicologie joue un rôle crucial dans l'évaluation de la santé des écosystèmes, en examinant l'interaction entre les produits chimiques présents dans l'environnement et les habitats naturels. En utilisant des bio-indicateurs puissants comme l'escargot *E. vermiculata*, cette discipline évalue l'impact écologique des substances chimiques. Les escargots, en particulier, sont des modèles biologiques populaires en raison de leur disponibilité et de leur facilité d'identification, notamment par temps pluvieux et en observant leurs interactions avec la végétation et le sol. L'escargot est constamment exposé à divers polluants, qu'il absorbe à travers différentes voies telles que la respiration, la digestion ou la peau (Gomot de Vaufleury, 2000).

La reproduction et la croissance de l'escargot offrent des moyennes dévaluées les niveaux de pollution des sols par les pesticides. Cet animal est également utilisé pour étudier la présence de pesticides et examiner la bioaccumulation des métaux lourds dans sa partie respective du réseau trophique (Russel et al., 1981 ; Gomot et al., 1989).

1.12.2. Intérêt écologique important

Les escargots occupent une position privilégiée à l'interface entre le sol, les plantes et l'atmosphère (Gimbert, 2006). Ils jouent un rôle crucial dans les chaînes alimentaires (Zaafour, 2014). Leur importance se résume dans points suivants :

- Ils contribuent de manière significative à la biomasse de la communauté des invertébrés du sol (De Vaufleury et al., 2009).
- Le taxon est largement répandu, abondant et facilement identifiable (Bouaricha, 2014).
- Ils participent au transfert de la matière et de l'énergie depuis les producteurs vers les trophiques supérieurs (Zaafour, 2014).
- Ils jouent un rôle dans le transfert des polluants du sol ou des plantes vers les prédateurs (Smida et Toualbia, 2016).
- Ils sont également impliqués dans la décomposition des plantes et des feuilles mortes, favorisant ainsi la formation de l'humus et le maintien de la qualité du sol (Belhaouchet, 2013). Malheureusement, dans les cultures, les escargots peuvent causer des dommages, ces escargots sont nuisibles pour diverses cultures, car ils se nourrissent non seulement de matière végétale en décomposition, mais aussi de plantes vivantes (Zaafour, 2014).

1.12.3. Intérêt économique et commercial

L'escargot est un aliment très apprécié en raison de sa chair tendre, savoureuse et riche en fer, ce qui en fait une source alternative de protéines animales. Cependant, la forte pression de ramassage due à la demande croissante de consommation locale est régionale, ainsi que la destruction de leur habitat naturel, menacent les populations d'escargots dans leur milieu naturel (Karamoco et *al.* 2011).

1.12.4. Utilisation de l'escargot comme un bio-indicateur de la qualité du sol

Pour améliorer la qualité des sols acides, les coquilles d'escargots peuvent être broyées et transformées en aliment pour volailles, ou utilisées pour le chaulage (Cobbinah et *al.* 2008). Les escargots sont réputés pour leur capacité à accumuler certains éléments traces métalliques les plus courants, tels que le cadmium, le cuivre, le plomb et le zinc. Cette caractéristique a été mise à profit pour utiliser les escargots comme bio-indicateur de pollution par ETM. (Selloum, 2013).

1.12.5. Utilisation de l'escargot en médecine traditionnelle

Les escargots jouent un rôle dans la médecine populaire. En cas de symptômes d'infection respiratoire chez les jeunes enfants, il est recommandé d'utiliser d'huile d'argan mélangée du thym et des escargots, cuits dans l'huile d'argan. Ce mélange refroidi et filtré est administré par voie orale sous forme de gouttes (Radi, 2003).

La forte teneur en fer de la chair en fait un remède efficace dans le traitement de l'anémie. Ce mélange est également utilisé pour combattre les ulcères et l'asthme (Cobbinah et *al.* 2008).

CHAPITRE II :

PRESENTATION DU

PESTICID DECIS

EXPERT

1. Définition

Le Decis Expert est un insecticide à large spectre, il est utilisé pour contrôler une variété de ravageurs dans les cultures agricoles telles que les céréales, les fruits, les légumes et les cultures industrielles. Il est disponible sous différentes formulations, y compris des concentrés liquides à diluer dans l'eau pour la pulvérisation.

Son ingrédient actif est la deltaméthrine, un pyréthrinode synthétique qui agit en perturbant le système nerveux des insectes, la deltaméthrine a été initialement découverte en 1974 et a été commercialisée en 1978 (Ehrhardt, 2006). Elle est dangereuse, car elle n'est ni jamais totalement dégradée ni rapidement métabolisée, ce qui entraîne son accumulation dans les lipides (Sayeed *et al.*, 2003), la durée de vie de la deltaméthrine varie de 32 à 53 jours, cependant, dans une eau peu acide (pH = 5), cette durée dépasse 3 ans (Adamou *et al.*, 2010).



Figure 17. Insecticide Decis expert (Original, 2024).

2.2. Composition

Decis Expert contient de la deltaméthrine comme molécule active. Elle est une pyréthroïde de synthèse qui agit en perturbant le système nerveux des insectes, provoquant une paralysie et la mort (Tomlin, 2000).

Les pyréthroïdes exercent leur action en agissant sur le canal sodium (Na⁺), soit en augmentant la fréquence des décharges nerveuses (type I) ou en prolongeant le temps

d'ouverture des canaux (type II) (Salgado *et al.*, 1983). Cette activité neurotoxique induit une transmission répétée ou prolongée de l'influx nerveux, entraînant des convulsions et conduisant à la tétanie de l'insecte (effet KD).

En outre, ces insecticides perturbent les échanges d'ions calcium (Ca^{++}) et magnésium (Mg^{++}) qui normalement traversent les membranes cellulaires (Darriet, 2007). La perturbation de ces échanges ioniques provoque une libération importante de neurohormones, perturbant l'homéostasie de l'organisme entier. L'insecte, désorienté sur le plan physiologique, présente des périodes d'incoordination, de convulsions et de tétanisation. Le décès survient à des rythmes variables en fonction de la dose et de la puissance de l'insecticide (Darriet, 2007). Les autres ingrédients dans la formulation de Decis Expert peuvent varier selon le fabricant et la formulation spécifiques du produit, mais ils peuvent inclure des solvants, des émulsifiants et des adjuvants pour améliorer la stabilité et l'efficacité du produit.

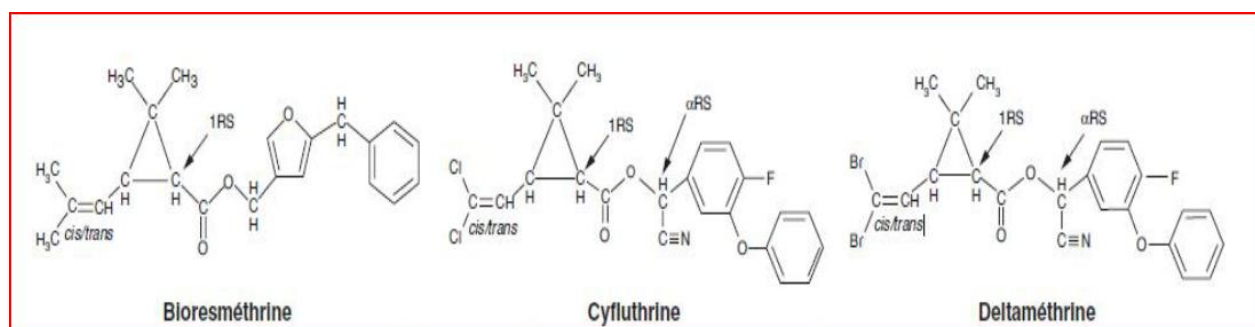


Figure 18. Structure chimique de quelques pyréthroïde de synthèse (Bouchala, 2020).

2.3 Fiche technique de l'insecticide

Les caractéristiques puissantes de l'insecticide Decis Expert, conçu pour offrir une solution de lutte efficace contre les ravageurs, parmi les spécifications techniques de cet outil indispensable pour les agriculteurs modernes on peut citer :

- ❖ Classification RAC : 3A
 - Solvant naphta aromatique léger (pétrole)
 - Cyclohexanone
- ❖ Formulation : concentré émulsionnable.
- ❖ Numéro AMM : 2 000 324.
- ❖ Détenteur d'homologation : bayer SAS Division Crop Science-16, rue Jean-Marie Leclair - CS 90106 – 69266 Lyon Cedex 09 France.
- ❖ Substance active : Deltaméthrine.

- ❖ Teneur : 100 g/l, soit 10,5 % (m/m).
- ❖ Famille chimique : Pyréthrinoides de synthèse.
- ❖ Mode d'action : action par contacte et ingestion sur un grand nombre d'insectes.

2.4. Structure moléculaire

Un insecticide synthétique appartenant à la famille des pyréthrinoides de types 2. Il se compose de deux stéréo-isomères qui ont des activités insecticides différentes. Ces deux stéréo-isomères sont le (1R, 3R)-deltaméthrine et le (1S, 3D)-deltaméthrine, qui partagent des propriétés physico-chimiques similaires, mais ont des effets biologiques différents (Tomlin, C., 2003)

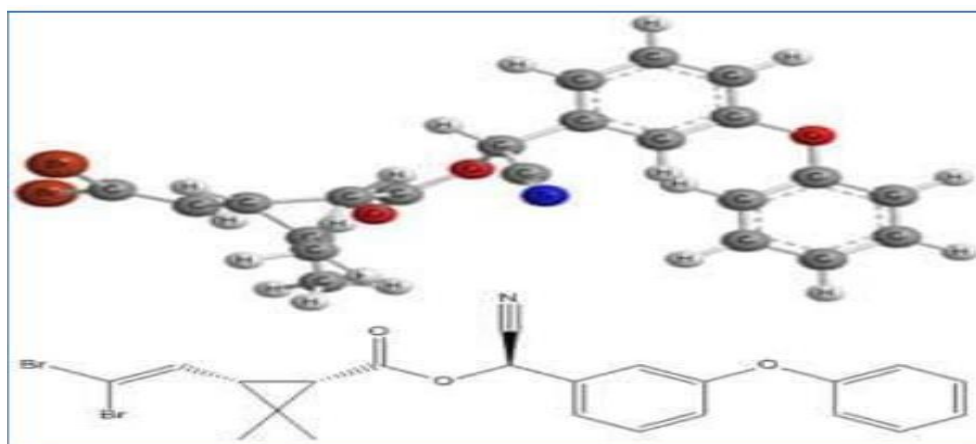


Figure 19 : Structure moléculaire de deltaméthrine (Anonyme).

2.5. Toxicologies de deltaméthrine

La deltaméthrine est un insecticide neurotoxique qui bloque les canaux ioniques du sodium dans les cellules nerveuses des insectes, ce qui perturbe le fonctionnement de leur système nerveux, tout comme celui des humains (FAO, 2017).

2.6. Modes d'emploi

Decis Expert est généralement utilisé en pulvérisation foliaire, où il est dilué dans l'eau selon les recommandations du fabricant. Les doses et les fréquences d'application peuvent varier en fonction du type de culture, du stade de développement des cultures et du niveau d'infestation par les insectes cibles. Il est important de suivre attentivement les instructions figurant sur l'étiquette du produit pour garantir une utilisation efficace et sécuritaire. (Decis.fr, 2024).

2.7. Propriétés physico-chimiques

Les paramètres physico-chimiques d'insecticides sont des éléments essentiels à Décortiquer car ils révèlent sa composition sophistiquée et ses caractéristiques uniques qui en font un choix

dans la lutte contre les ravageurs agricoles, on peut confier au decis expert les paramètres physico-chimiques suivants :

* Un composé non volatil

* Il n'est pas hydrosoluble, mais soluble dans la plupart des solvants organiques, et très lipophiles.

* Il s'adsorbe sur les particules du sol où ils sont rapidement hydrolysés par les micro-Organismes et ne laissent pas de résidu significatif (sensibles à l'oxydation) = FORTE BIODEGRADABILITE.

Tableau 1: propriétéphysico-chimique (ILO, 2014))

Aspect	Poudre cristalline blanche à légèrement beige (California Department of Pesticide Regulation, 2000)
Poids moléculaire	505,24
Formule Moléculaire	C ₂₂ H ₁₉ Br ₂ NO ₃
Solubilité dans l'eau	La deltaméthrine est presque insoluble avec unesolubilité de 0,002 mg/l à 20 °C
Solubilitédansd'autres solvants	Soluble dans l'acétone, le diméthylformamide, le dioxane, l'acétate d'éthyle et le toluène (California Department of Pesticide Regulation, 2000).
Coefficient de partage octanol-eau (log KOW)	6,1 (Centre national d'information sur lespesticides, 2012)
Point de fusion	98-101 °C
Point d'ébullition	Se décompose lors de la distillation
Pression de vapeur	1,5 à 2 x 10 ⁻⁸ mm Hg à 25 °C
Constante de la loi de Henry	5,0 x 10 ⁻⁵ à 1,2 x 10 ⁻⁴ atm•m ³ /mol à 25 °C, selon la technique utilisée (National Pesticide Information Center, 2012).

2.8. Caractéristiques

Decis Expert agit principalement par contact et ingestion sur les insectes cibles. Il présente une action rapide, provoquant une paralysie des insectes peu de temps après le contact ou l'ingestion du produit. En raison de sa formulation concentrée, il peut offrir une persistance résiduelle sur les surfaces traitées, offrant ainsi une protection prolongée contre les infestations d'insectes (Alavanja *et al.*, 2004).

Il est efficace contre un large éventail d'insectes ravageurs, y compris les pucerons, les thrips, les aleurodes, les acariens, les chenilles et d'autres espèces nuisibles.

2.9. Avantages

Les avantages de Decis Expert incluent :

- Sa haute efficacité contre les insectes cibles
- Sa rapidité d'action
- Sa compatibilité avec d'autres méthodes de lutte intégrée

Sa polyvalence d'utilisation sur une gamme de cultures et de plantes ornementales (Bayer.fr 2024).

2.10. Inconvénients

* son effet potentiel sur les organismes non cible, y compris les abeilles et autres pollinisateurs

* le risque de résistance des populations d'insectes cible aux pyréthroides

* la contamination des cours d'eau et des écosystèmes aquatiques, car la deltaméthrine peut être toxique pour les poissons et autres organismes aquatiques (Environmental Protection Agency, EPA).

Ces détails fournissent une vue d'ensemble approfondie de l'insecticide Decis Expert, en mettant en évidence ses composants, son utilisation, ses avantages et ses inconvénients.

2.11. Effets sur la faune auxiliaire

Les insecticides peuvent avoir un impact significatif sur la faune auxiliaire, qui comprend les prédateurs, les parasitoïdes et les pollinisateurs bénéfiques pour l'agriculture et l'écosystème en général. Voici quelques Exemple sur l'impact des insecticides sur la faune auxiliaire :

A) Microorganisme du sol

Decis expert a un effet inhibiteur sur la respiration du sol sous condition anaérobie, tandis que, en présence de nitrate cet effet a été fortement contrôlé (Munoz-Leoz *et al.*, 2009). Ce qui fait que la diversité microbienne du sol peut être sensiblement affectée par les contaminants du la deltaméthrine (Munoz-Leoz *et al.* 2009). La deltaméthrine peut persister dans le sol pendant de longues périodes, ce qui entraîne des effets à long terme sur la santé du sol (Palangi *et al.*, 2021).

Des études ont montré que la deltaméthrine peut avoir des effets toxiques sur les micro-organismes du sol tels que les bactéries, les champignons et les actinomycètes. (Farghaly *et al.*, 2013) car la deltaméthrine à des concentrations élevées inhibe significativement la croissance des micro-organismes du sol et réduit l'activité des enzymes solides (Farghaly *et al.*, 2013).

B) Insectes

Les effets de l'endosulfan et de la deltaméthrine, produits chimiques utilisés pour contrôler *Glossina morsitans* Westwood, ont été testés contre *Cyrtobagous salviniae* (Curculionidae), un agent de contrôle biologique pour la grenouille flottante *Salvinia molesta* et la veuve était très sensible à la deltaméthrine (Semple, 2009).

C) Pollinisateurs

En tant qu'insecticide pyréthroïde couramment utilisé, la deltaméthrine est très toxique pour les abeilles, ce qui menace sérieusement la population d'abeilles sauvages et gérées. Parce que la deltaméthrine est un agent nerveux, elle peut interférer avec le système nerveuse des abeilles, comme le comportement de danse et les caractéristiques liées à la mémoire (Zhang *et al.*, 2019).

D) Organismes Marins

Résidus de pesticides trouvés dans les eaux suédoises lors d'une enquête de dépistage (Crommentuijn *et al.*, 2000)). Les substances peuvent ensuite s'accumuler dans les organismes benthiques et être transportées dans le réseau alimentaire. Les communautés aquatiques endommagées peuvent par conséquent causer des dommages à d'autres parties d'un écosystème, par exemple aux poissons et aux oiseaux (Kukkonen et Landrum, 1996 ; Brock et Budde, 1994). La toxicité de la deltaméthrine pour les organismes aquatiques est due à sa nature lipophile, ce qui lui permet de s'accumuler dans les tissus adipeux des organismes aquatiques et d'y demeurer longtemps (USEPA, 2009).

Tableau 2. Comparaison des toxicités des insecticides à des organismes non cibles, selon leur mode d'action : agonistes (+), antagonistes (-). Les symboles (X, 0) indiquent les catégories de toxicité (Sánchez-Bayo, 2011).

Insecticide class	Aquatic organisms			Terrestrial organisms			
	Zooplankton cladocerans	Macro- crustaceans	Fish	Bees	Worms	Birds	Mammals
Carbamates	XX	XX	XX	XXX	XX	XXX	XXX
Organophosphorus	XXX	XX	XX	XXX	XX	XXX	XXX
Avermectins	XXX	XX	0	XXX	X	X	XX
Cyclodiene OC, fipronil	XX	XXX	XXXa	XXX	XXX	XX	XX
Neonicotinoids, spinosad	0	0a	0	XXX	XX	X	X
Dithiols	0	?	XX	X	?	XXX	XX
Pyrethroids, DDT	XXX	XXX	XXX	XXX	X	0	X
Indoxacarb	X	?	XXX	XX	0	XX	X
Amitraz	XX	?	XXX	X	0	X	X
Organo-metallic, propargite	XX	XX	XXX	0	X	0	X
Miscellaneous	XX	X	XXX	XX	XX	X	X
Fumigants	X	XX	XX	X	XXX	XXX	XX
Benzoylureas, buprofezin, others	XXX	XXX	X	X	X	X	0
Miscellaneous	XX	?	X	0	0	0	0
Ecdysone agonists	0	0	X	0	0	0	0
Juvenile hormones	XX	?	XX	XX	X	0	0
<i>B. thuringiensis</i> (Bt), sulcofuron, cryolite	0	?	X	?	?	0	0
Synergists	0	?	X	X	XX	0	0
Pheromones	0	0	X	?	?	0	0
Miscellaneous	X	0	XXX	X	X	X	0

CHAPITRE III :

MATÉRIEL ET MÉTHODES

Notre travail a été effectué au niveau du laboratoire des recherches écologiques des invertébrés terrestres au niveau de département des sciences biologiques à l'UMMTO.

1. Matériels

1. 1. Collecte des individus

La collecte des escargots de l'espèce *E. vermiculata* a été réalisée au niveau du campus Tamda à L'UMMTO (nord-est de l'Algérie).

1.1. a. Localisation des individus

Au niveau de l'Université de Tamda, la recherche s'est concentrée sur les zones ombragées et humides, propices à la présence d'escargots. Une attention particulière a été portée aux arbres et aux basses végétations, où ces mollusques ont tendance à se réfugier. La recherche s'est également étendue à la terre, où les escargots peuvent s'enfouir pour échapper aux prédateurs ou aux intempéries.

1.1.b. Récolte et transport

Les escargots sélectionnés ont été délicatement prélevés à l'aide de pinces ou de gants pour éviter de les blesser. Les escargots abîmés (présentant des dommages visibles à la coquille ou au corps) ont été éliminés. Ensuite, on les a placés dans une boîte en plastique transparente avec des trous pour assurer une ventilation adéquate. Cette méthode de transport a permis de réduire le stress des escargots pendant le trajet jusqu'au laboratoire.

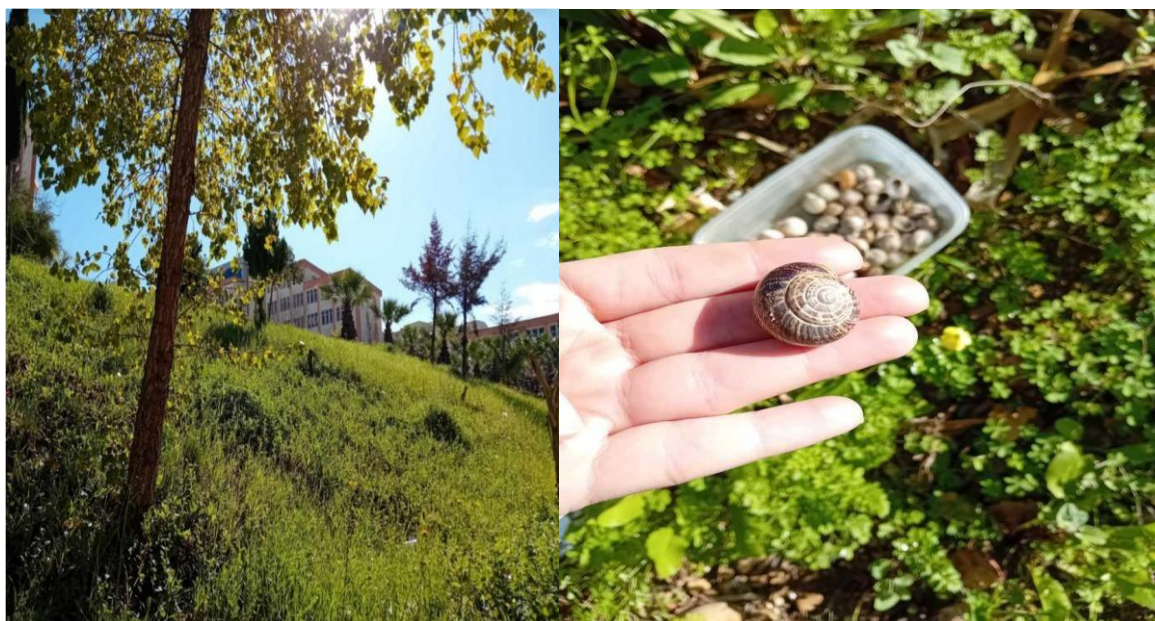


Figure 20. Site de collecte (Originale, 2024) .

1.2. Matériel biologique

Le matériel biologique utilisé dans notre travail est l'escargot *E. vermiculata*. L'identification de cette espèce a été faite par Dr Ramdini R., enseignant chercheur au département des sciences biologiques à l'université MMT0.



Figure 21. *Eobania vermiculata* (Originale, 2024).

1.3. Matériel chimique

Pour notre étude, nous avons utilisé le decis expert, un insecticide à base de deltaméthrine. Il agit rapidement par contact et ingestion. Nous l'avons acheté chez un vendeur de produits agricoles dans le centre-ville de la Wilaya de Tizi Ouzou.



Figure 22. Le produit utilisé (Originale, 2024).

Nous avons préparé la solution insecticide en mélangeant l'insecticide avec de l'eau distillée selon la dose recommandée.

1.4. Autres matériels

Pour notre étude, nous avons utilisé plusieurs outils et équipements :

- ❖ **Laitue** : utilisée comme nourriture pour les escargots.
- ❖ **Balance de précision** : utilisée pour peser les escargots et la quantité de laitue.
- ❖ **Boîte pétrie** : pour peser la quantité de laitue restante.
- ❖ **Le bécher** : il contenait de l'eau distillée.
- ❖ **La pipette** : pour la pulvérisation de l'insecticide.
- ❖ **La pince** : utilisée pour faciliter le mélange de la laitue avec la dose d'insecticide, ainsi que pour le nettoyage.
- ❖ **Pied à coulisse** : pour mesurer le diamètre et la hauteur des escargots.
- ❖ **Boîtes en plastique** : une a été utilisée pour mélanger la laitue avec la dose de préparation d'insecticide et d'autres pour l'expérimentation.
- ❖ ❖ **L'éponge** : utilisée pour maintenir l'humidité.



Figure 23. Matériel utilisé au niveau de laboratoire (Originale, 2024).

2. Méthodes

2.1. Conditions expérimentales

Notre étude a été réalisée sur 40 escargots d'une population originaire de la wilaya de Tizi-Ouzou, avec un poids moyen entre 3,49 et 6,92 g. L'expérimentation a été effectuée au laboratoire, après avoir s'acclimater aux conditions expérimentales.

Nous avons réparti les escargots en 4 lots dans des boîtes en plastique transparentes avec couvercle perforé pour assurer l'oxygénation, à raison de 10 escargots par lot. Les dimensions de ces boîtes sont de 20 cm de longueur, 15 cm de largeur et 15 cm de hauteur.

Tableau N° 3 : Protocole expérimentale.

N° de Boîte	Dose Appliquée
Boîte 1	Témoin
Boîte 2	Lot traité avec la dose 1
Boîte 3	Lot traité avec la dose 2
Boîte 4	Lot traité avec la dose 3

2.2. Mode de traitement

2.2.1. Préparation des unités expérimentales

Pour numérotter les individus de chaque boîte, nous avons utilisé un correcteur et assigné un numéro de 1 à 10 à chaque escargot. Nous avons après ajouté une petite éponge mouillée pour maintenir l'humidité.



Figure 24. Numérotation des escargots (Originale, 2024).

Mesurer le diamètre et la hauteur de chaque escargot.

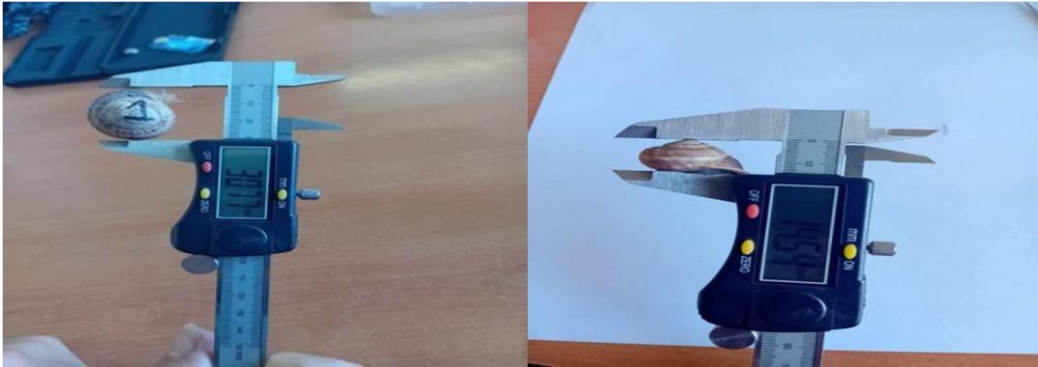


Figure 25. Mesure les dimensions des coquilles (Originale, 2024).

Peser les escargots avec la balance.



Figure 26. Pesée de l'escargot (Originale, 2024).

Après une période d'adaptation aux conditions de laboratoire, les escargots sont nourris de 10 g de laitue fraîche pour le groupe témoin.



Figure 27. Pesée Laitue fraîche (Originale, 2024).

Pour les trois (3) autres lots, les escargots sont nourris avec de la laitue (10 g) contaminée par la solution d'insecticide pendant toute la période de l'expérimentation.



Figure 28. Préparation de solution, l'eau distillée + insecticide (Originale, 2024).

Après la préparation de 10 g de laitue et la dose d'insecticide, on mélange avec une pince avant de la servir aux escargots.



Figure 29. Exposition des escargots à la nourriture contaminée (Originale, 2024).

Le traitement des escargots a été effectué par addition des concentrations croissantes de decis expert (deltaméthrine) dans l'alimentation, nous avons retenu 3 doses en plus du groupe témoin comme suit :

Tableau N° 4 : Répartition des concentrations de Decis expert (Deltaméthrine).

Lots	Nombre d'escargots	Dose appliquée
Temoin	10	/
Lot 1	10	DL50
Lot 2	10	10 ml de Decis+ 05 ml d'eau
Lot 3	10	05 ml de Decis + 05 ml d'eau

2.2.2. Suivi expérimental

Chaque matin nous prenons des mesures régulières de la quantité restante de laitue. En notant ces informations, nous pouvons suivre la consommation des escargots au fil du temps. Il est également important de nettoyer les boîtes par un papier absorbant humidifié et de remplacer l'éponge pour maintenir un environnement propre et humide pour les escargots, ainsi renouveler la nourriture chaque jour, le traitement dure pendant 21 jours.

3. Paramètres étudiés

3.1. Poids

Pour le suivi de poids, nous effectuons des pesées depuis le premier jour jusqu'à la fin de l'expérimentation. Les pesées sont toujours réalisées avant le nettoyage de l'enceinte d'essais. La croissance pondérale est évaluée chaque jour en pesant les escargots avec une balance.

3.2. Biométrie

Deux paramètres ont été pris en considération, le diamètre et la hauteur de la coquille de tous les individus témoins et traités. Ces deux paramètres sont mesurés chaque semaine pendant l'expérimentation à l'aide d'un pied à coulisse.

4. Analyse statistique

Pour comparer les moyennes de deux échantillons indépendants, l'analyse statistique par le test t de Student a été appliquée aux valeurs moyennes des poids corporel des individus de *E. vermiculata* des différents lots et ce, conformément aux méthodes préconisées par Dagnelie (2006).

Ce test a été réalisé à l'aide du logiciel d'analyse et de traitement statistique des données R (Version 4.1.3).

CHAPITRE IV:

RÉSULTATS ET

DESCCUSION

Ce chapitre mettra le point sur les résultats obtenus lors de l'étude des effets de la Deltaméthrine sur les paramètres de croissance d'*E. vermiculata*, à savoir : le poids, le diamètre et hauteur de la coquille et en fin le comportement alimentaire de cette espèce.

1. Résultats

1.1. Effet de Deltaméthrine sur les facteurs de développement chez *Eobania vermiculata*.

1.1.1. Effet de la Deltaméthrine sur le poids corporel des escargots.

La figure 32 montre la relation entre la masse corporelle en début et à la fin de l'expérimentation et les différentes doses de l'insecticide.

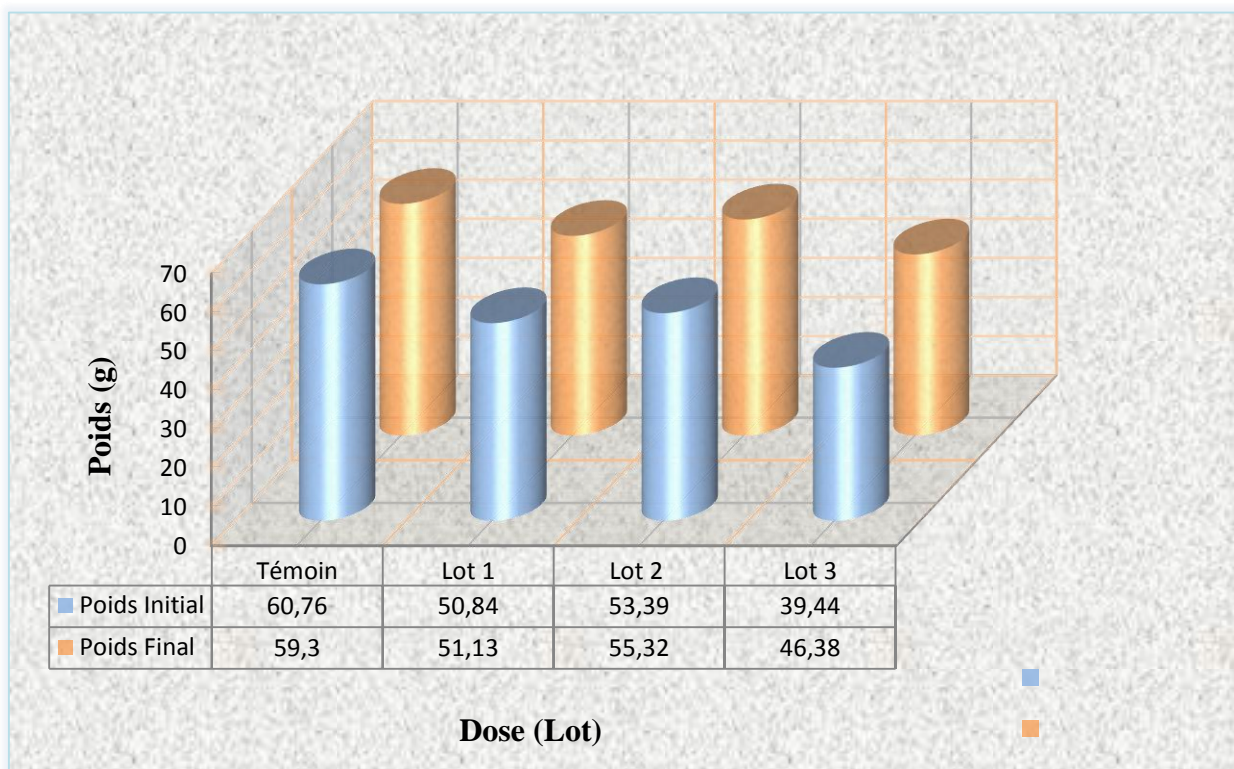


Figure 30. Évolution de poids corporel d'*Eobania vermiculata* exposé aux différentes doses de Deltaméthrine.

Les résultats illustrés sur la figure ci-dessus montrent une tendance à l'augmentation du poids dans l'ensemble des groupes expérimentaux, excepté le groupe témoin où les individus ont perdu de leurs masses corporelles.

Par ailleurs, l'ampleur de cette progression diffère significativement selon les lots. Bien que les populations du lot 1, 2, et 3 aient enregistré un gain de poids, l'augmentation fut plus remarquable chez le groupe 3. En effet, les 10 sujets de ce lot, qui sont exposés à la plus faible concentration de Deltaméthrine, ont enregistré une progression moyenne de 6,94 g sur toute la durée de l'expérimentation. Cependant, les autres groupes 1 et 2, traités avec des doses

élevées de Deltaméthrine ont incontestablement connus une augmentation de poids respectivement de 0,29 g et de 1,93 g, mais avec moins de vigueur que le lot 3.

1.1.2. Évolution du poids corporel des individus d'escargots témoins

La figure 33 représente les poids corporels initiaux et finaux de chaque individu d'*E. vermiculata* appartenant au groupe témoin.

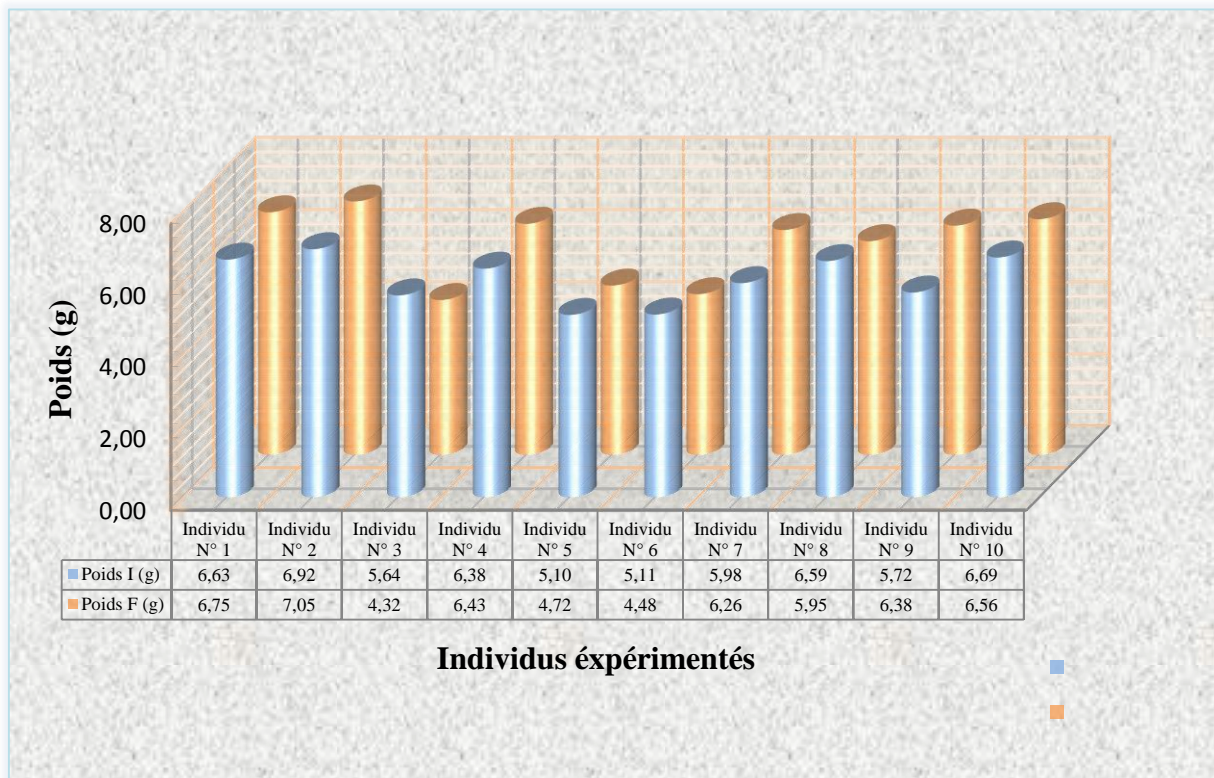


Figure 31. Évolution de la masse corporelle des escargots témoins.

L'analyse des résultats révèle que chaque individu présente une réponse pondérale différente. En effet, 50 % des individus ont enregistré une augmentation minime de poids, l'autre moitié d'individus a marqué une perte en poids parfois considérable.

La plus faible valeur d'accroissement, soit 0,05 g, a été enregistrée chez l'individu numéro 4, tandis que l'individu numéro 9 a affiché la plus forte hausse, atteignant 0,66 g.

Les individus numéro 3 et numéro 8 avaient enregistré la plus grosse perte en masse corporelle soient 1,32 g et 0,64 g respectivement, ce qui a engendré une perte moyenne de 0,19 g pour les 10 escargots du groupe témoin.

L'analyse statistique montre qu'il n'y a pas de différence significative entre le poids initial et final des escargots forant ce lot avec une p-value de 0.32 au risque d'erreur $\alpha=5\%$.

1.1.3. Évolution du poids corporel d'individus d'escargots exposés au Deltaméthrine à la dose de DL 50.

La figure 34 permet une analyse comparative des poids corporels initiaux et finaux de chaque individu exposé à la dose DL 50 de Décis plus (Lot N° 1).

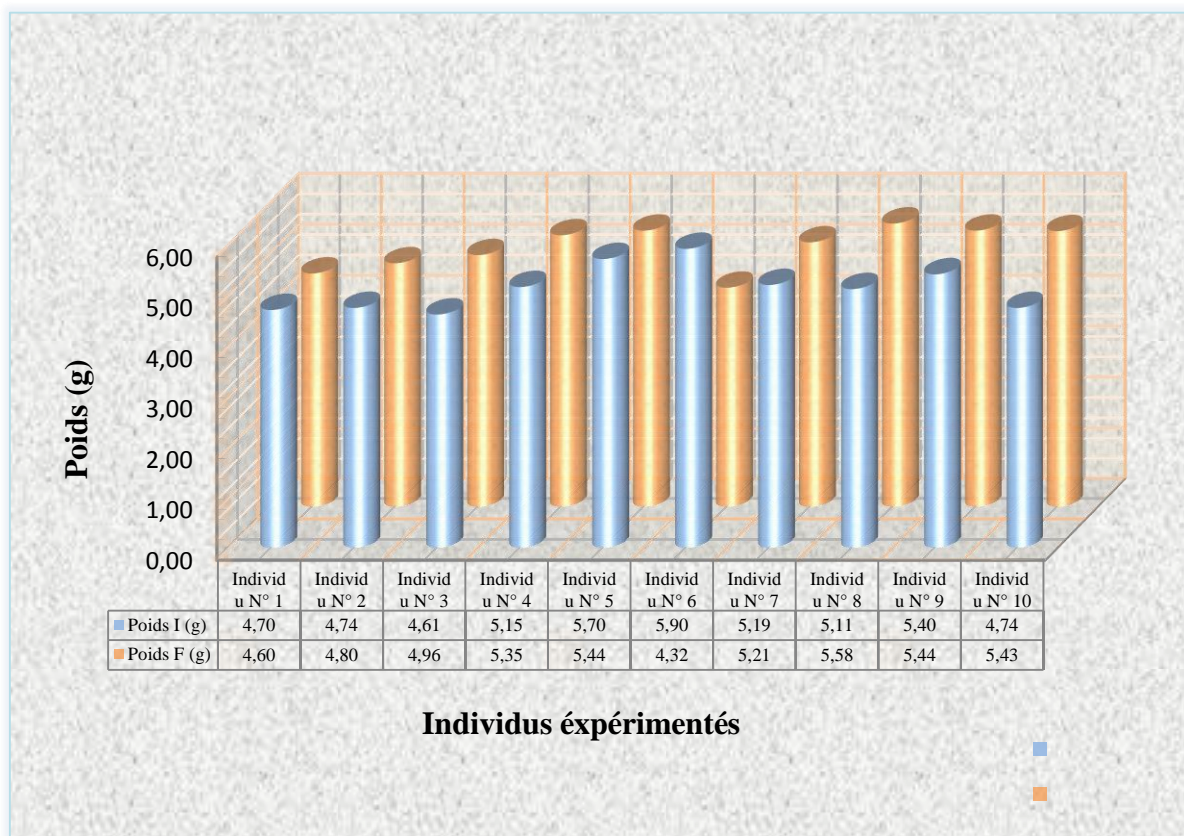


Figure 32. Évolution de la masse corporelle des escargots exposés au Deltaméthrine à la dose DL50.

Les résultats obtenus montrent une légère augmentation en poids corporel pour la majorité des sujets expérimentés de ce premier lot. Le gain de poids le plus faible soit 0,02 g correspond à l'individu numéro 7, tandis que l'individu numéro 10 avait enregistré la progression la plus élevée soit 0,69 g. Cependant, une perte de poids corporel avait été enregistrée sur trois (3) individus, en effet les individus numéro 1 et 5 ont affiché une perte légère de 0,1 g et 0,26 g respectivement, par contre l'individu numéro 6 avait monté une perte très élevée de 1,58 g.

La perte spectaculaire observée sur l'individu numéro 6 avait fermement influencé l'évolution du poids corporel des individus de ce groupe, ainsi nos observations révèlent une diminution de 0,01 g pour les 10 individus de ce premier lot.

Ces informations franches seront capitales pour l'appréciation de l'impact de la DL50 de l'insecticide Décis plus sur la santé et la croissance des escargots.

Le test t de student montre qu'il n'y aucune différence significative entre les poids initiaux et finaux des escargots avec une p-value =0.95 à $\alpha=5\%$.

1.1.4. Évolution du poids corporel d'individus d'escargots exposés au Deltaméthrine dans le lot numéro 2

La figure 35 illustre l'évolution du début jusqu'à la fin du traitement, du poids corporel d'individus exposés au Deltaméthrine dans le lot numéro 2.

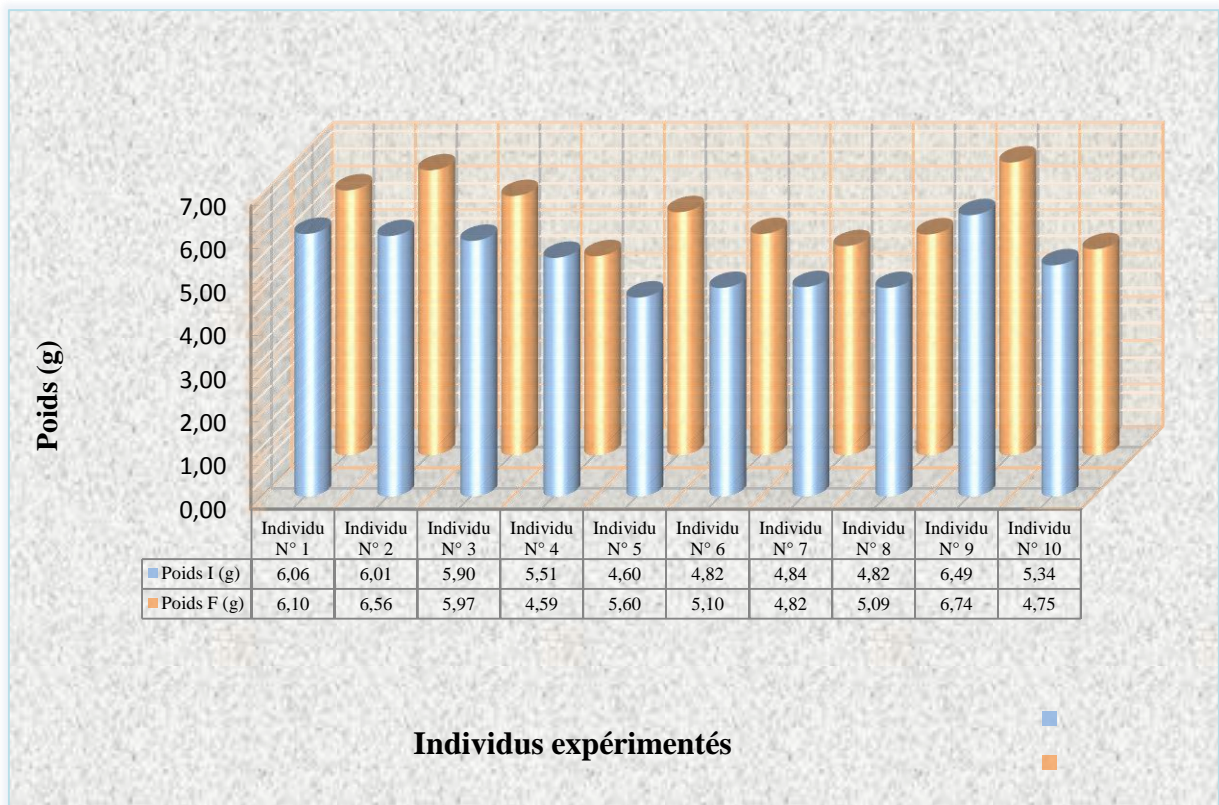


Figure 33. Évolution de la masse corporelle d'escargots exposés au Deltaméthrine dans le lot numéro 2.

Nos résultats dévoilent une augmentation moyenne de 0,09 g pour les 10 sujets de ce groupe. En outre, la plupart des spécimens avaient exhibé un accroissement en masse corporelle.

L'individu numéro 1 a enregistré la plus faible augmentation soit 0,04 g, tandis que l'individu numéro 5 a affiché la plus caractéristique augmentation, atteignant 1 g.

Cependant, une perte de poids corporel avait été enregistrée sur trois (3) individus, en effet les individus numéro 4, 7 et 10 ont présenté des pertes variables soient 0,92 g, 0,02 g et 0,59 respectivement.

Le test t de student montre qu'il n'y aucune différence significative entre les poids initiaux et finaux des escargots avec une p-value =0.59 à $\alpha=5\%$.

1.1.5. Évolution du poids corporel d'individus d'escargots exposés au Deltaméthrine dans le groupe numéro 3.

La figure 36 mis le point sur les poids corporels initiaux et finaux des différents individus d'*E. vermiculata* du troisième lot de l'expérience.

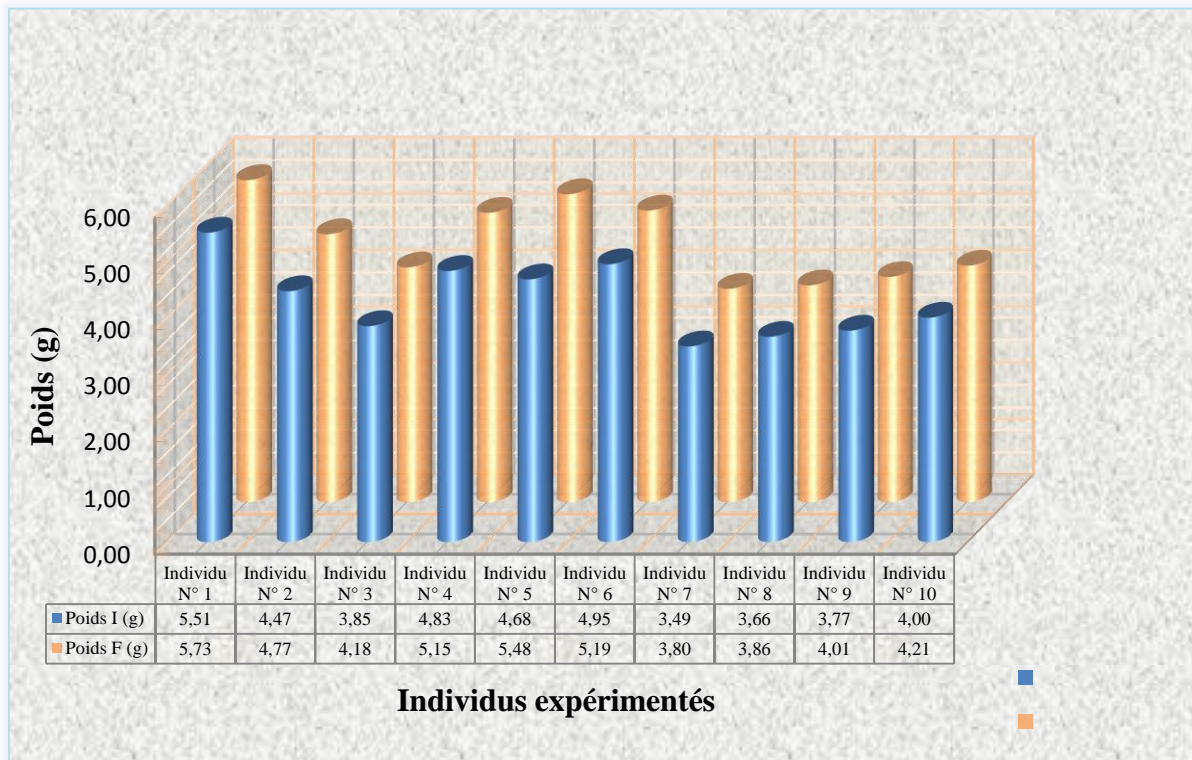


Figure 34. Évolution de la masse corporelle d'escargots exposés au Deltaméthrine dans le groupe numéro 3.

Nos observations mettent en évidence un sur croit moyen de 0,32 g pour les 10 individus de ce groupe. L'individu numéro 8 a enregistré la plus modeste progression, effleurant 0,20 g, tandis que l'individu numéro 5 a manifesté la plus significative élévation, en aboutissant à 0,80 g.

Les résultats de l'étude ont été parvenus à partir d'une exposition à une concentration particulière de DL50, prescrite par une dilution de 5 ml dans 5 ml d'eau distillée.

Le teste statistique de student montre une différence hautement significative entre le poids initial et le poids final des individus du lot 3 avec une p-value = 0.0003 à $\alpha=5\%$.

1.2. Effet de la Deltaméthrine sur les dimensions des coquilles d'*Eobania vermiculata*.

Le tableau ci-après permet une comparaison directe des performances individuelles en termes de diamètre et de hauteur au cours de l'expérimentation.

Tableau N° 5 : Effet de la Deltaméthrine sur la croissance de la coquille (diamètre et hauteur) des escargots *Eobania vermiculata*.

Dose	Diamètre initial	Diamètre final	Déférence	Hauteur initiale	Hauteur finale	Déférence
Témoin	28,4	28,4	0	17,87	17,88	0,01
Lot N° 1	28,6	28,7	0,1	20,35	20,35	0
Lot N° 2	29,69	29,69	0	21,50	21,50	0
Lot N° 3	26,86	26,87	0,01	19,42	19,42	0

À l'instar des données du tableau ci-dessus, nous constatons que la moyenne de croissance du diamètre et de la hauteur de la coquille des escargots *E. vermiculata* ne dépasse pas 0,1 mm dans les différents groupes expérimentaux et durant toute la période de traitement. Ainsi et d'une manière globale, les variations ne sont pas significatives, voire nulles.

1.3. Effet de la Deltaméthrine sur la nutrition d'*Eobania vermiculata*.

La Deltaméthrine peut affecter la nutrition d'*E. vermiculata* en perturbant son comportement alimentaire.

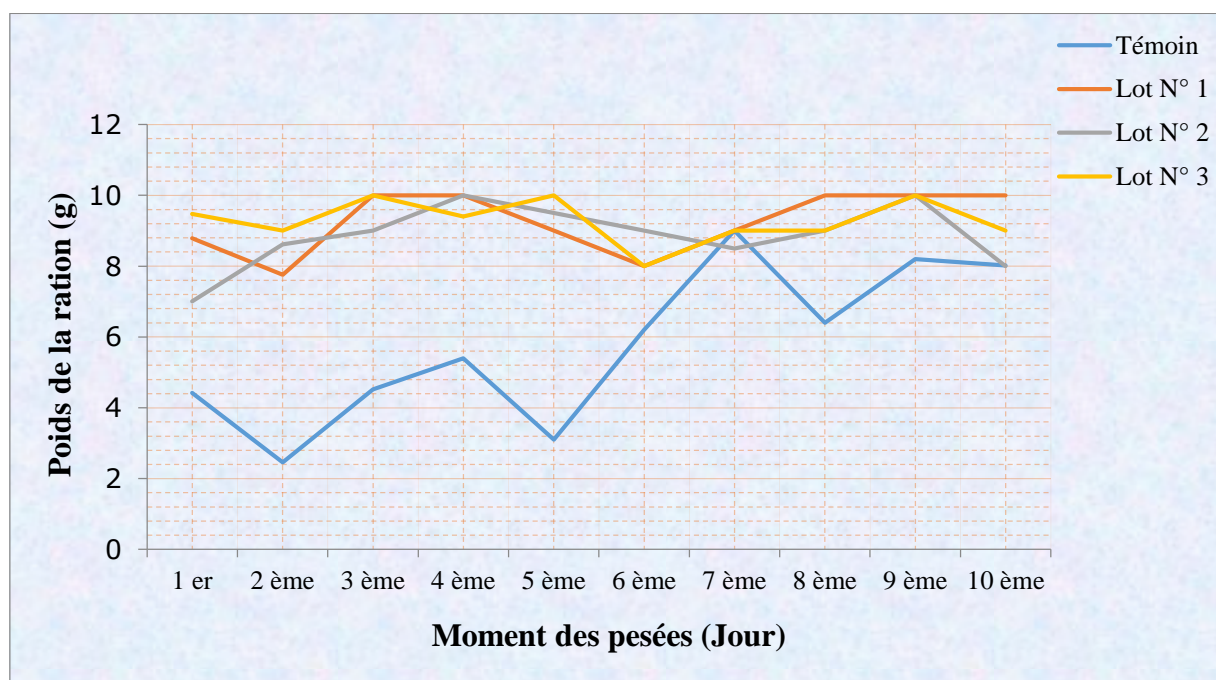


Figure 35. Poids de la ration (Laitue) subsistante.

La courbe bleue illustre la variation du poids de la nourriture au sein du groupe témoin. Les importantes diminutions du poids sont observées aux jours 2 et 5 mesurées à 3 g. La consommation de la laitue par les escargots durant ces deux jours avoisine les 15 g.

La courbe orange du lot numéro 1 montre une stabilité du poids de la nourriture, inspirant une consommation faible des escargots. Les deux premiers jours affichent une consommation minimale, indiquant une faible activité alimentaire. L'activité trophique stagne aux 3^e et 4^e jours, une reprise de la consommation est notée lors du 5^e et du 6^e jour approchant les 2 g, soulignant ainsi une augmentation infime de l'appétit des escargots à ce moment. Cette dernière est suivie par un arrêt complet de la consommation pour le reste de la durée de l'expérimentation, intervenant à partir du 8^e jour.

Cette observation suggère que l'exposition à la concentration de DL50 testée a pu avoir un impact négatif sur l'appétit des escargots.

La courbe grise du lot 2 montre une légère consommation de 3 g au 1^{er} jour, cette consommation se ralentit pendant le 2^e et le 3^e jour et devient nulle au 4^e jour, marquant ainsi le premier arrêt de l'appétit. L'activité trophique reprend timidement avec un pic de consommation avoisinant les 2 g au 7^e jour, un second arrêt est constaté au 9^e jour suivi d'une reprise craintive au 10^e jour.

La courbe jaune du groupe 3 met au point une consommation très faible atteignant 2 g au 6^e jour affichant un pic de consommation pour ce groupe, cependant trois (3) arrêts de consommation avaient été enregistrés correspondant aux jours 3, 5 et 9.

La perturbation de l'activité trophique des escargots met en évidence l'impact négatif résultant de l'exposition des escargots à une ration polluée par la Deltaméthrine.

2. Discussions

La contamination des sols résulte principalement des apports de pesticides et d'engrais dans les agrosystèmes, et du lessivage des polluants atmosphériques par les pluies. Les gastéropodes terrestres puisent leurs nourritures (végétaux et de la terre) en se déplaçant à la surface du sol. Cependant, le déroulement de certaines phases de leur cycle biologique (repos, abri, ponte, développement embryonnaire, hibernation) dans le sol les rend sous la contrainte d'y absorber des contaminants. Plusieurs chercheurs considèrent les gastéropodes terrestres comme des bio-indicateurs de pollution du fait de leur vaste répartition, la facilité de leur récolte, leur capacité importante de bioaccumulation et leur régime phytophage (Le Bras, 2007).

Les gastéropodes survivent bien sur des sites contaminés en métaux, ainsi, *Helix pomatia* est considérée comme l'un des concentrateurs les plus efficaces des éléments métalliques traces (ETM) des habitats terrestres pollués. Cette résistance résulte de la capacité de ces invertébrés

terrestres de retenir et d'inactiver les métaux toxiques soit par compartimentation intracellulaire et excrétion, soit par liaison avec des protéines dont les Méthionéines qui se lient fortement aux métaux (surtout le cadmium) et permettent leur stockage durant de longues périodes (Le Bras, 2007).

Notre travail ainsi s'inscrit dans la continuité des expériences visant à déterminer les effets sur la survie et la croissance des escargots exposés à la Deltaméthrine.

2.1. Réponse comportementale

Les doses appliquées de la Deltaméthrine ont un effet inhibiteur sur le comportement locomoteur et nutritif des individus d'*E. vermiculata* qui insufflent un éventuel comportement dû principalement à la perte de chimioréception surtout chez les spécimens traités par la forte dose (DL50). En effet, plusieurs travaux semblables ont rapporté cet effet inhibiteur à l'exemple du Thiaméthoxam sur le comportement locomoteur des insectes (Bingham *et al.*, 2008), des abeilles (Aliouane *et al.*, 2009), la conduite des rats (Rodrigues *et al.*, 2010). Du même agissement, les effets inhibiteurs de la Téfluthrine ont été autant rapportés chez les rats (Righi et Palermo-Neto *et al.*, 2005).

En outre, les Néonicotinoïdes et les Pyréthrianoïdes sont des substances neurotoxiques ayant des effets délétères sur le système nerveux, mais d'autres systèmes peuvent aussi être affectés par ces molécules (Glickman et Lech, 1982 ; Palermo-Neto *et al.*, 2003 ; Datta et Kaviraj, 2003). Les effets léthargiques d'OPs dont le Diméthoate ont été observés chez les gastéropodes notamment chez les juvéniles ainsi que chez les adultes de *Helix aspersa* (Schuytema *et al.*, 1994 ; Coeurdassier *et al.*, 2001).

2.2. Mortalité

La soumission des organismes vivants à des changements de leur environnement engendre systématiquement un stress intense, entraînant ainsi la mort des organismes sans que ces derniers ne puissent réagir, particulièrement lorsque leurs enzymes de détoxification sont altérées, ce stress peut être moins intense, permettant alors à l'organisme de déployer une série de réponses, à travers l'activation de leurs mécanismes de détoxification, afin de lutter, de survivre et dans certains cas, de s'acclimater à ce nouveau paramètre (Lagadic *et al.*, 1997).

La mortalité des escargots observée au sein de notre étude était nulle contrairement à celle observée dans l'expérience de Gomot (1997) qui était de 5 %, celle de Scheiffler *et al.* (2002)

(4,3 %), celle de Viard *et al.* (2004) (3 à 7 %), et enfin celle de Bourbia et Ait hamlet (2013) (19,05 %).

La mortalité des escargots observée dans l'expérience de Schuytema *et al.* (1994) après exposition des escargots *Helix aspersa* à 5mg/Kg de Carbaryl pendant 14 jours est de 13 %, tandis que, les mêmes auteurs comme dans notre cas n'ont pas montré d'effets létaux chez la même espèce d'escargots exposés via l'alimentation jusqu'à des concentrations de 5000 mg/kg après ingestion de glyphosate. En effet, la mortalité des escargots dépend de l'espèce testée et de sa sensibilité vis-à-vis des substances testées.

2.3. Taux d'alimentation

La quantité et la qualité de la nourriture semblent jouer un rôle capital (Scheifler *et al.*, 2002 ; Viard et Pihan, 2004). Au cours de la période de traitement, la quantité d'aliments ingérés par les escargots exposés à la Deltaméthrine était presque nulle. Cette diminution peut être expliquée par la perte de la chimioréception.

Durant cette étude, l'humidité relative et la température n'étaient pas des facteurs limitant vis-à-vis de la croissance des escargots juvéniles. Cependant, plusieurs auteurs comme Gomot (1994) ou Jess et Marks (1998) ont montré que les températures supérieures à 15 °C stimulent la croissance avec un optimum de croissance à 23 °C.

2.4. Effet sur la croissance

Les escargots exposés à la Deltaméthrine apparaissent modérément sensibles à cet insecticide aux conditions de laboratoire. Ainsi, les doses de Décis plus inhibent la prise de poids des escargots pour certains individus minoritaires faisant l'objet de l'essai, sans pour autant limiter l'accumulation possible de ses molécules dans leurs organes. Toutefois, dans les cas ultimes, l'inhibition de la prise de poids peut être due à la répulsion de la nourriture, et donc au jeûne prolongé des escargots.

Par ailleurs et contrairement aux résultats obtenus au sein de notre étude, Schuytema *et al.* (1994), ont rapporté que la réduction significative du poids total des escargots traités avec l'Aminocarbe, Leméthyle Parathion et le Paraquat est liée à la nature et à la dose du pesticide administré.

Également, Coeurdassier *et al.* (2001) ont observé une diminution dose-dépendant de la croissance et de la survie des escargots induite par le Diméthoate, et l'exposition par la voie épithéliale provoque la plus forte toxicité. Dans la même optique, Gomot De Vaufleury et Bispo (2000) se sont intéressés aux effets de l'ingestion à partir d'un sol contaminé avec

Dupenta-chlorophénol, du Trichlorophénol et du naphthalène ou de la pulvérisation de son lixiviat sur la croissance de *Helix aspersa aspersa* et *Helix aspersa maxima* exposé pendant 28 jours. Une forte inhibition de la croissance est observée chez *Helix aspersa aspersa* alors qu'elle ne l'est qu'aux plus fortes concentrations chez *Helix aspersa maxima*. Les deux sous-espèces sont moins sensibles à l'exposition cutanée et n'ont aucun effet sur la croissance de *Helix aspersa maxima*. En plus, El-Wakil et Attia (1999) ont montré que l'ingestion de Dimiline n'a pas d'effet létal sur les adultes de l'escargot *Theba pisana* à 10 000 µg, alors que l'exposition des juvéniles pendant 35 jours à 1000 µg de Dimiline provoque une inhibition de croissance significativement plus importante.

Selon Gomot (1997), le mécanisme impliquant l'inhibition de la croissance des escargots nourris avec de la nourriture contaminée est encore obscur. Il pourrait s'agir d'une inhibition de synthèse d'une hormone de croissance essentielle à la croissance des escargots.

En présence d'un polluant, et pour connaître la croissance d'*E. vermiculata*, on étudie l'évolution du diamètre de la coquille entre les individus témoins et traités. Les résultats de notre expérimentation révèlent que la Deltaméthrine n'avait aucun impact sur le diamètre de la coquille. Cela pourrait s'expliquer par l'absence de l'interférence possible du Décis plus dans le métabolisme du calcium (Ca). En effet, le Ca joue un rôle important dans le développement du corps entier des escargots et en particulier celui de la coquille. Ceci a été montré chez *Helix aspersa* (Gomot *et al.*, 1989) et chez *Achatina fulica* (Irlande, 1991). Ces auteurs expliquent cet effet par une augmentation de l'épaisseur et de la masse de la coquille. La coquille est constituée principalement par du carbonate de calcium et une matrice organique appelée le chonchiolin (Heller et Magaritz, 1983). Ainsi, Gimbert *et al.* (2008) ont démontré une diminution de 30 % de la masse de la coquille des escargots exposés à un sol artificiel contaminé par le cadmium. Les travaux de (Coeurdassier *et al.*, 2001), ont montré une perturbation du diamètre de la coquille des escargots après exposition au Diméthoate (un pesticide à base d'organophosphate). Cependant, les résultats obtenus par Jordaens *et al.* (2006) concordent avec nos résultats, où ils n'ont pas trouvé de relation significative entre la pollution des sols par les ETM (Cd, Cr, Pb et Zn) et la solidité des coquilles des escargots *Cepea nemoralis* prélevés *in situ*. (Grara *et al.*, 2015) mis en évidence une diminution de diamètre de la coquille des escargots *Helix aspersa* après exposition au ZnO à une concentration de 1000 µg/g à une durée de 21 jours.

Conclusion

Notre recherche a mis en évidence les conséquences de l'exposition à la Deltaméthrine sur la croissance, la nutrition et les dimensions des coquilles des escargots terrestres *E. vermiculata*. Les escargots sont exposés au pesticide par ingestion, ou il a été incorporé dans la nourriture à des doses différentes, pour une période de trois semaines.

Les résultats ont révélé une baisse du poids des escargots traités, qui était liée à la quantité de Deltaméthrine administrée. Il est probable que cette perte de poids soit causée par des changements métaboliques causés par l'exposition aux pesticides, ce qui confirme le rôle des escargots terrestres en tant que bioaccumulateurs et indicateurs de la qualité des écosystèmes.

En outre, l'examen des dimensions des coquilles des différents lots n'a pas montré des effets significatifs entre le début et la fin de l'expérimentation.

Ces résultats mettent en évidence l'importance de considérer non seulement les conséquences directes sur la croissance et la nutrition, mais aussi les conséquences sur le comportement des escargots, ou nous avons pu observer des périodes d'inactivité, du au pesticide, mais peut être aussi expliqué par les conditions climatiques, qui coïncide avec le début d'élévation des températures.

Références

bibliographiques

1. Adamou R., Abdoulaye A., Soumaïla M., Moussa I., Coly A., Tine A. & Ikhiri K. (2010). Dégradation abiotique de la Deltaméthrine et de l'Étofenprox dans les eaux naturelles du Niger. *Soc. Ouest-Afr. Chim.*, 029, 45–54
2. André F. (1968). *Zoologie des invertébrés*, tome 1, Masson et Cie, p2-39.
3. Aubert C. (1998). Étude monographique d'élevage d'escargots. Ed. Bornemann, Paris, 21p.
4. Baroudi F., Al Alam J., Fajloun Z. & Millet M. (2020). Snail as sentinel organism for monitoring the environmental pollution; a review. *Ecological Indicators*, 113 : 106240.
5. Battaglia V., 2006. Quand la terre nous livre ses secrets. Escargots
6. Baturu W., Lagadic L. & Caquet T. (1995). Growth, fecundity and glycogenutilization in *Lymnaea palustris* (Mollusca: Gastropoda) exposed to atrazine and hexachlorobenzene in freshwater mesocosms. *Environmental Toxicology and Chemistry*. 14: 503-511
7. Baurand P. E., Capelli N., Scheifler R. & de Vaufleury A. (2014). Effets du cadmium chez l'embryon d'escargot terrestre *Cantareus aspersus*. Communication présentée à la Société Française d'Ecotoxicologie Fondamentale et Appliquée, 1-2 Juillet 2014, Besançon, France. DOI: 10.13140/2.1.2593.7605
8. Bayer.fr: <https://www.bayer-agri.fr/produits/fiche/insecticides-decis-expert/>
9. Beaumont A. & Cassier P., 1970. Travaux pratiques de biologie animale: zoologie, embryologie, histologie, Dunod, PARIS, pp : 472.
10. Belhouchet L., Mulazzani, S. & Jeddi Z. (2013). Les techno-complexes lithiques de SHM-1. In: Mulazzani S. (Ed.), *Le Cap-sien de Hergla (Tunisie). Culture, environnement et économie*. Reports in Afriocan Archaeology, 4, Frankfurt: AfricaMagna Verlag, p. 156-220
11. Benadjal, Nadia, 2012. Enquête sur la gestion des pesticides en Algérie et recherche d'une méthode de lutte alternative contre *Meloidogyne incognita* (Nematoda: Meloidogynidae). <http://localhost:8080/xmlui/handle/123456789/266>.
12. Beneden. P J. (1837). Anatomie du pneumodermon. PP : 5-10. P : 10
13. Bertomeu-Sánchez, J. R., 2019. HoST - Journal of History of Science and Technology Vol. 13, no. 1, June, pp. 1–27. DOI: 10.2478/host-2019-0001.
14. Bhavsar S.S. & Patel N.G., 2011. Molluscicidal activity of two pesticides against *Macrochlamys indica*. *Golden Resrach Thoughts.*, 1: 1-4

15. Bibic, A., Drobne, D., Strus, J. and Byrne, A.R., 1997. 'Assimilation of zinc by *Porcellio scaber*(Isopoda, Crustacea) exposed to Zinc', Bull. Environ. Contam. Toxicol. 58, 814–821
16. Bonavita, A., et Bonavita, D., 1962. Contribution à l'Etude Ecologique d'*Euparypha pisana* (Müller) des Rivages Méditerranéens de la Provence, Note Préliminaire, Publ. Staz. Zool., Napoli, 32 suppl. : 189 – 204.
17. Bonnet, J.C., Aupinel, P., Vrillon, J.L., 1990. L'escargot *Helix aspersa*, biologie, élevage. Du labo au terrain, INRA, 1-5
18. Bouaricha, H., 2014. Evaluation du stress oxydatif induit par le Proclaim : Essai comparatif sur deux modèles biologiques (*Helix aspersa* et *Paramecium* sp.). Thèse de doctorat, Université Badji Mokhtar, Annaba, 131p.4
19. Bouchala, F. (2019-2020). Les pyréthriinoïdes.10. Boué H., Chaton R., 1971. Biologie Animale Zoologie I. Invertébrés. ED Doin, Paris, 542 p.
20. Bouchene K., 2015 . Inventaire qualitatif et quantitatif des gastéropodes terrestres au niveau de trois stations de la région Tizi-ouzou (ait bouadou, bounouh et M'douda). Mémoire de master : protection des plantes cultivées. Université de Mouloud Mammeri Tizi.
21. Boudebza, H., Bouzekouk, R., & Zouaghi, M.-F. (2018, Juillet). Effet toxicologique d'un insecticide organophosphoré à base de Chlorpyrifos sur l'escargot : *Hélix aspersa*. Récupéré de <http://dspace.univ-jijel.dz:8080/xmlui/handle/123456789/1291>
22. Boué H. et Chanton R., 1971. Biologie animale zoologie I. Invertébré. Ed. Doin, Paris, 376p
23. Bouguerra, A., 2010. Toxicité des pesticides. jijel.
24. Bourbia S., 2013. Evaluation de la toxicité de mixtures de pesticides sur un bioindicateurs de la pollution des sols *Helix aspersa*. Thèse de doctorate. Université Badji Mokhtar Annaba. p58
25. Brooks A.W., White K.N. & Bailey S.E.R., 1992. Accumulation and excretion of aluminum and iron by the terrestrial snail *Helix aspersa*. *Compara. Biochemis.,Physiol.*, 103 C: 577-583
26. Chase R., Tolloczko B., 1986. Synaptic glomeruli in the olfactory system of a snail, *Achatina fulica*. *Cell Tissue Res* 246:567–573.
27. Chevalier, H., 1983. Les escargots comestibles commercialisent en Europe occidentale. Informatique technique des services vétérinaires : l'escargot et l'héliciculture. Paris, France, p 31.

28. Cobbinah J.C., Vink A & Onwuka B., 2008. L'élevage d'escargots (Production, transformation et commercialisation). Ed. Fondation Agromisa, Wageningen, 84p.
29. Coeurdassier M., Saint-Denis M., Gomot-de Vaufleury A., Ribera D. & Badot
30. Cofone, R., Carraturo, F., Capriello, T., Libralato, G., Siciliano, A., Del Giudice, C., & Ferrandino, I., 2020. *Eobania vermiculata* as a potential indicator of nitrate contamination in soil. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 204, 111082.
31. contaminated soil by oral or dermal uptake in land snails.1. Sublethal effectson growth. *Environmental Sciences and Technology*, 34(9): 1865-1870
32. copper and zinc in two snail subspecies (*Helix*). *Ecotoxicol. Environm. Saf.*, 38: 85-94.
33. Costa, A., & Kallick, B. (2008). Visual tools for transforming.
34. Crommentuijn, D; Sijm D; de Bruijn, J; van Leeuwen, K; van de Plassche, E. 2000. Maximum permissible and negligible concentrations for some organic substances and pesticides. *Journal of Environmental Management*.58:297-312.
35. Daguzan J., 1980 a. - Principales caractéristiques biologiques, écologiques et écophysiologiques de l'escargot Petit-gris, *Helix aspersa* Müller. *Courrier avicole*, Rapport de la Journée Nationale Technique I.T.A.V.I. sur l'élevage de l'escargot, à Rennes, 15-18.
36. Dahirel. M. (2014), Déterminants individuels et environnementaux de la dispersionchez une espèce hermaphrodi, l'escargot *Cornu aspersum*. Thèse de Doctoraten Biologie, Université Rennes 1, . 256p
37. Dallinger R. & Wieser W., 1984 b. Molecular Fractionation of Zn, Cu, Cd, and Pbin the midgut gland of *Helix pomatia* L. *Compara. Biochemi. Physiol.*, 79 C: 125-129
38. Darriet, F. (2007). Moustiquaires imprégnées et résistance des moustiques aux insecticides (pp. 27-36). Marseille : IRD Éditions. DOI: 10.4000/books.irdeditions.9952.
39. De Vaufleury .A., FRITSCH, C., GIMBERT, F., PAUGET, B.,COEURDASSIER,M. CRINI, N., & SCHEIFLER, R. (2009).Utilisation etintérêt des escargots et des micromammifères pour la bio-indication de la qualitédes sols. <https://doi.org/10.1088/1742-6596/2150/1/012016>.
40. Dedov, A. V., Komov, A. T., Shteling, V., & Zakharenkov, A. V. (2022).
41. Djadouri, D., & Ben dahra, I., 2014. Effets potentiels antioxydant et anti Inflammatoire de l'homogénat d'*Elica aspersa* dans un modèle expérimental de

- colitechimio-induite Diplôme de Master en Immuno-oncologie, Université de Constantine I., 126p.
42. Docplayer.fr: <https://docplayer.fr/39634233-Parcours-16-les-escargots-cycle-i.html>.
43. Douafer L. et Soltani N., 2014/2015. Inventory of Land Snails in Some Sites in the Northeast Algeria: Correlation with Soil Characteristics. *Advances in Environmental Biology*, 8(1), 236-243.
44. Druart, C., 2011. Effets des pesticides de la vigne sur le cycle biologique de l'escargot dans divers contextes d'exposition, Thèse de Doctorat en Sciences de la Vie et de l'Environnement, Université de Franche-Comté, 326p.
45. Ehrhardt, N. (2006). Étude de l'activité d'une formulation à 50% de deltaméthrine sur *Stomoxys calcitrans* à la Réunion : résistance et rémanence. Thèse pour le doctorat vétérinaire, Diplôme d'État, Université Paul-Sabatier de Toulouse, 2006 - TOU 3 - 4025, École Nationale Vétérinaire de Toulouse.
46. Essawy A.E., Abdelmeguid N.E., Radwan M.A., Hamed S.S., Hegazy A.E., 2009. Neuropathological effect of carbamate molluscicides on the land snail, (*Eobania vermiculata*). *Cell. Biol. Toxicol.*, 25:275-290
47. Farghaly M, Zayed SM, Soliman SM (2013) Deltamethrin degradation and effects on soil microbial activity. *Journal of Environmental Science and Health Part B*, 48: 575 - 581
48. Feliz M.K., Abog N., Lorenzo J.J., de Rivera C., Estacio S.C.W., Fidelino J.S., Orlic J.Y.L., Pilapil J.C.A. & Tongco M.D., 2012. Assessment of acute toxicity of thiamethoxam (Actara® 25WG) to *Achatina fulica* and its potential ecological applications. *Scien. Diliman.*, 24 (2): 21-27.
49. Gaillard J.M. (1987). Gastéropodes, Laboratoire de Biologie des Invertébrés marins et, Malacologie Muséum national d'Histoire naturelle Paris, France.
50. Gamlin L. Vines G., 1996. L'évolution de la vie. Artes Graficas, S.A., Ed. Vicirria. Espagne, 248p
51. Gomot A. & Pihan F., 1997. Comparison of the bioaccumulation capacities of
52. Gomot, A., Gomot, L., Boukraa, S., Bruckert, S., 1989. Influence of soil on the growth on the land snail *Elicia aspersa*. An experimental study of absorption route for the stimulating factors. *J. Moll. Stud*, 55, 1-7.
53. Gomot-de Vaufleury A. & Bispo A., 2000. Methods for toxicity assessment of

54. Gomot-de Vaufleury A. & Pihan F., 2002. Methods for toxicity assessment of contaminated soil by oral or dermal uptake in land snails: metal bioavailability and bioaccumulation. *Environm. Toxicol. Chemist.*, 21: 820-827
55. Gomot-de Vaufleury A., 2001. Regulation of growth and reproduction. *The biology of terrestrial molluscs*. Barker GM. Oxon, CABI: 331-355.
56. Guyard A., 2009. Étude de la différenciation de l'ovotestis et des facteurs contrôlant l'orientation sexuelle des gonocytes de l'escargot *Helix aspersa* Müller. Thèse Doct.Sci. nat., Univ. Besançon. France. 156p.
57. Heusser S., et Dupuy H.G., 2011. Synthèse de la structure tissulaire à la réalisation des fonctions chez les gastéropodes pulmonés (1), éléments d'histologie et de physiologie des espèces *Hélix aspersa* et *Hélix pomatia*. *Foliaconchyliologie*. 10-26
58. Hickman et al., 2014. C.P.J. Hickman, L.S. Roberts, S.L. Keen, A. Larson, D.J. Eisenhour *Animal Diversity* (7th ed), McGraw-Hill Education, New York, United States.
59. Hickman, C. P., Roberts, L. S., & Keen, S. L., 2008. *Integrated Principles of Zoology*. McGraw-Hill Higher Education.
60. <https://www.maxicours.com/cours/differents-appareils-respiratoires-pour-le-meme-air>.
61. ILO, 2014
62. International Labour Organization (ILO). (2014, avril). Fiche de données internationales de sécurité chimique (ICSC) : 0247. Chemical Safety Portal. https://chemicalsafety.ilo.org/dyn/icsc/showcard.display?p_lang=fr&p_card_id=0247&p_version=2
63. Jumel A., Lagadic L., 2000. Metabolism of polysaccharides in *Lymnaea palustris* (Mollusca, Gastropoda) exposed to 4-nonylphenol and nonylphenol dodecylethoxylate in mesocosms. Third SETAC World Congress. *Global Environmental Issues in the 21st Century: Problems, Causes and Solutions*. Brighton, Angleterre
64. Karamoko Mamadou,* Memel Jean-Didié, KOUASSI KOUADIO Daniel & OTCHOUMOU Atcho, 2011. Effect of animal density on growth and reproduction in the African land snail *Limicolaria flammea* (Müller), under breeding conditions. *Acta Zoológica mexicana*, versión On-line ISSN 2448-8445, versión impresa ISSN 0065-1737.

65. Kerney et Caméron, 2016. Guides des escargots et limaces d'Europe, Delachaux et Niestlé/les guides du naturaliste. Lausanne. Suisse.
66. Kerney M., Cameron R.A.D., 1999. Guide des escargots et limaces d'Europe. Les guides des naturalistes, Lausanne Paris. Ed. Delachaux et Niestlé. 370P.
67. Kobayashi S., 2010. Physiology and Molecular Biology of Stress Tolerance in Plants. Jap. Soc. Plant Physiol. 472 p.
68. KOBAYASHI T. et KOBAYASHI S., 2010. Les techniques de diagnostic de stress pour évaluer le stress biotique et abiotique chez les plantes. Ed. Kobayashi Publ., Tokyo, 126p.
69. Kobayashi T., 2012. Les mécanismes de défense des plantes contre le stress abiotique. Jap. J. Plant Pathol. 210 p.
70. Kukkonen, J; Landrum, P.F. 1996. Distribution of organic carbon and organic xenobiotics among different particle-size fractions in sediments. Chemosphere. 32:6, 1063-1076
71. Ladjal, S., & Boukhechem, R. (2022). Les réponses biochimiques et physiologiques d'un mollusque gastéropode, *Eobania vermiculata* suite à un traitement par un pesticide (Mémoire de master). Université Larbi Tébessi, Tébessa.
72. Laguerre C., Sanchez-Hernandez J.C., Kohler H.-R., Tribskorn R., Capowiez Y., Rault M., Mazzia C., 2009. B-type esterases in the snail *Xeropicta derbentina*: an enzymological analysis to evaluate their use as biomarkers of pesticide exposure. Environ. Pollut., 157:199-207
73. Lazaridou-Dimitriadou, M., & Kattoulas, M. E. (1991). Energy flux in a natural population of the land snail *Eobania vermiculata* (Müller) (Gastropoda: Pulmonata: Stylommatophora) in Greece. Canadian Journal of Zoology, 69(4), 1143-1152. <https://doi.org/10.1139/z91-133>
74. Le Guhenec M.F., 1985. Étude de l'influence de la lumière sur la croissance et la reproduction de l'escargot « petits-gris » *Helix aspersa* Müller (Gastéropode, Pulmoné, Stylommatophore). Doctorat de l'Université de Rennes I, 309 p
75. Lévêque C., 1971. Etude bibliographique des mollusques. PP: 285-300. (Le Guhenec, 1986).
76. Mahendru V.K., Agarwal R.A., 1981. Changes in carbohydrate metabolism in
77. Maissiat J., Baehler J.-C et Picaud J.-L., 2011. Biologie animale. ED DUNOD, 239p.

78. Marigomez I.A., Kortabitarte M. & Dussart G.B.J., 1998. Tissue level biomarkers in sentinel slugs as cost-effective tools to assess metal pollution in soils. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.*, 34: 167-176.
79. Meglitsch, P. A., 1974. *Zoologie des Invertébrés, Tome 2, des vers aux arthropodes (Annélides, Mollusques, Chélicérates)*. Ed. Doin, Paris, France. 306p.
80. Menta C. & Parisi V., 2001. Metal concentration in *Helix pomatia*, *Helix aspersa* and *Arion rufus*: a comparative study. *Environm. Pollut.*, 115: 205-208
81. Mumladze, L., Paposhvili, N., 2016. A New Addition to the Malacofauna of Georgia — *Eobania vermiculata* is Replenishing its Range. *Proceedings of the Institute of Zoology*, 25, 153–155.
82. Munoz-Leoz B, Garbisu C, Antigüedad I, Alonso ML, Rosa M, Alonso, Estilita Ruiz-Romera (2009) 'Deltamethrin degradation and soil microbial activity in a riparian wetland soil', *Soil Sci*, 174: 220–228
83. Oerke, E.C. and Dehne, H.W., 1997. Global Crop Production and the Efficacy of Crop Protection-Current Situation and Future Trends. *European Journal of Plant Pathology*, 103, 203-215. <https://doi.org/10.1023/A:1008602111248>.
84. P.M., 2001. The garden snail (*Helix aspersa*) as bioindicator of organophosphorus exposure: effects of dimethoate on survival, growth and acetylcholinesterases activity. *Environm. Toxicol. Chemis.*, 20:1951-1957
85. Pelsener (P.). 1935. — *Essai d'éthologie comparée d'après l'étude des Mollusques*. Ac. Roy. Belgique, (Fond. A. de POTTER), 66
86. Pirame Sandrine, 2003. *Contribution à l'étude de la pathologie estivale de l'escargot petit gris (Helix aspersa) reproduction expérimentale*, thèse de doctorat, université Paul Sabatier de Toulouse.
87. Pol, D., 2006. *Elevage de l'escargot. La Main À La Pâte*. Fondation pour l'éducation à la science, Académie des sciences, France.
88. Pretty, J., & Bharucha, Z. P., 2014. Sustainable Intensification in Agricultural Systems. *Annals of Botany*, 114, 1571–1596. DOI: <https://doi.org/10.1093/aob/mcu205>.
89. Puizina J., Fredotović Ž., Šamanić I., Šušnjara T., Kekez L., Krov D. & Pleslić G., 2013. Phylogeography of the land snail *Eobania vermiculata* (O.F. Müller, 1774) (Gastropoda: Pulmonata) along the Croatian coast and islands. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 1(4), 23-31

90. Quibik, 2007. Schéma en coupe de l'anatomie d'un escargot. Wikipédia. http://fr.wikipedia.org/wiki/Escargot#mediaviewer/Fichier:Scheme_snail_anatomy-numbers.svg.
91. Radi N., 2003. L'arganier arbre du sud-ouest marocain, en péril, à protéger. Thèse de doctorat en pharmacie, Université de Nantes, faculté de pharmacie, 59p.
92. Regoli . F., Gorbi S., Fattorini D., Tedesco S., Notti A., Machella N., Bocchetti R ., Benedetti M., Piva F., 2006. Use of the land snail *Elicia aspersa* as sentinel organisme for monitoring ecotoxicologic effects of urban pollution: An integrated approach. *Environmental Health Per.* 114, p.63-69.
93. Ricou g., 1964. Relations entre l'activité des limaces grises et la température. Overdruk.
94. Ronsmans J., Van den Neucker T., 2016. A persistent population of the chocolate-band snail *Eobania vermiculata* (Gastropoda: Helicidae) in Belgium. *Belgian Journal of Zoology* 146, 66–68. <https://doi.org/10.26496/bjz.2>.
95. Russell L.K., DeHaven J.I., Botts R.P., 1981. Toxic effects of cadmium on the garden snail (*Helix aspersa*). *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology.* 26: 634- 640.
96. Sacchi C.F., 1971. Ecologie comparée des Gastéropodes Pulmonés des dunes Méditerranéennes et Atlantiques. *Nature. Soc. It. Sc. .nat. Museo, Civ. St, nat. E Aquario Civ., Milano,* 62 (3), 277-358.
97. Saeed, A. H., Salih, H. H., Hama, A. A., Hawrami, K. A. M., & Ditta, A. (2021). The Land Snail, *Eobania vermiculata*, as a Bioindicator of Heavy Metal Pollution in Urban Areas of Sulaimani, Iraq. **Sustainability**, 13(24), 13719. <https://doi.org/10.3390/su132413719>.
98. Salgado V. L., Irwing S. N. et Miller T. A. (1983). The importance of nerve terminals depolarization in pyrethroid poisoning insect. *Pesticide Biochemistry and Physiology,* 20 : 169-182.
99. Sánchez-Bayo, F. (2011). Ecological Impacts of Insecticides. In *Ecological Impacts of Toxic Chemicals* (pp. 201-224). DOI: 10.5772/28683.
100. Sandrine., Sylie., Louissette P., 2003. Contribution à l'étude de la pathologie estivale de l'escargot petit-gris (*Hélix aspersa*) : reproduction expérimentale.

101. Sarra, K., & Hemissi, G. (2019, juin). Inventaire des gastéropodes terrestres dans deux sites de la région de Mila (Rouached et Oued-endja) (Mémoire de master). Université de Mila.
102. Sayeed I, Parvez S, Pandey S, Bin-Hafeez B, Haque R, Raisuddin S., 2003. Oxidative stress biomarkers of exposure to deltamethrin in freshwater fish, Channa.
103. Semple, J. L., & Forno, I. W. (2009). Susceptibility of the salvinia biological control agent *Cyrtobagous salviniae* (Coleoptera: Curculionidae) to chemicals used to control tsetse fly (*Glossina morsitans* (Diptera: Glossinidae)) in Botswana.
104. Sharaf A.A., Mohamed A.M., Abu El-Ghar M.R., Mousa A.H., 1975. Control of snail hosts of Bilharziasis in Egypt. 3. Effect of the organophosphorus insecticide dursban on carbohydrate metabolism of the snail *Biomphalaria alexandrina* and *Bulinus truncatus*. Egyptian Journal of Bilharziosis. 2: 49-61
105. Siest G., Batt AM., Fournel-Gigleux S., Galteau MM., Wellman-Bednawska M., Minn {Amar Costesec A., 1988. Induction of plasma and tissue enzymes by drugs: significance in toxicological Studies. *Xenobiotica*, 18, 21-34.
106. Site web
107. Smida R., et Toualbia K. 2016. L'étude de l'hépatotoxicité de deux molécules Nanométriques chez Un Bio indicateur De Pollution Hilex. *aspersa*. Mémoire De Master :Toxicologie Xén-biotiques et Risque Toxicologique. Université de Larbi Tébessi Tébessa, 100 p
108. Snyman R.G., Reinecke A.J. & Reinecke S.A., 2002. Field application of a lysosomal assay as biomarker of copper oxychloride exposure, in the snail *Helix aspersa*. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*, 69: 117-122.
109. Snyman R.G., Reinecke A.J., Reinecke S.A., 2005. Quantitative changes in the digestive gland cells of the snail *Helix aspersa* after exposure to the fungicide copper oxychloride. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60, 47-52.
110. Stievenart, C. & Hardouin, J., 1990. Manuel d'élevage des escargots géants sous les tropiques. Ed. Centre technique de coopération agricole et rurale (CTA): 472p.
111. Tachapuripunya, V., Roytrakul, S., Chumnanpuen, P., & E-kobon, T. (2021). Unveiling Putative Functions of Mucus Proteins and Their Tryptic Peptides in Seven Gastropod Species Using Comparative Proteomics and Machine Learning-Based

- Bioinformatics Predictions. *Molecules*, 26(11), 3475.
<https://doi.org/10.3390/molecules26113475>
112. Tilman, D., Cassman, K. G., Matson, P. A., Naylor, R., & Polasky, S., 2002. Agricultural sustainability and intensive production practices. *Nature*, 418(6898), 671–677.
113. Toja O., 2011. Crème à la bave d'escargot. Dans *Elicina crème à la bave d'escargot*.
114. Tomlin C. (2000). *The pesticide manual*. 12th ed. British Crop Protection Council, London, United Kingdom. 1250p
115. Tomlin, C., 2003 *The pesticide manual: a world compendium*. British Crop Protection Council.
116. various organs of the snail *Lymnaea acuminata* following exposure to trichlorfon. *Acta of Pharmacology*. 48: 377-381
117. Welter-schultes f.w., 2012. *European non-marine molluscs, a guide for species identification*. Göttingen, Planet Poster Éditions.
118. Yildirim Z. et Kebapci O., 2004. Slugs (Gastropoda : Pulmonata) of the lakes Region (Göller Bölgesi) in Turkey. *Turk J. Zool*, 28, 155–160.
119. Zaafour. M., 2014. Étude écophysiologique de la reproduction de l'escargot terrestre Petit-Gris (*Elicia aspersa aspersa*, Gastropoda: Stylommatophora; Helicidea) dans la région Nord-Est d'Annaba – Algérie. Thèse de Doctorat en Sciences, Université Badji Mokhtar Annaba.
120. Zhang, Z. Y., Li, Z., Huang, Q., Zhang, X. W., Ke, L., Yan, W. Y., Zhang, L. Z., & Zeng, Z. J. (2019). Deltamethrin Impairs Honeybees (*Apis mellifera*) Dancing Communication. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 77(4), 553-561. DOI: 10.1007/s00244-019-00680-3