

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



No Réf :

Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf Mila

Institut des Sciences et de la Technologie

Département de Science de la Nature et de la Vie

Mémoire préparé en vue de l' obtention du diplôme de

Master 2 en :

Domaine : Science de la Nature et de la Vie

Filière : Ecologie et environnement

Spécialité : Protection des écosystèmes

Thème :

**Etude de la toxicité aigüe d' un mollucicide
« Métaldéhyde 6% GR » sur l' escargot terrestre *Helix aperta***

Présenté par :

- Hanane MEZHOUD
- Feryal GHARBOUDJE

Soutenue devant le jury :

- | | | |
|--|-----|------------------------------|
| - Président : Mr Seyf Eddine MERZOUG | MCA | Centre Universitaire de Mila |
| - Examinatrice : Mme Ibtissem BOUDJAHM | MCB | Centre Universitaire de Mila |
| -Promotrice : Mme Louiza DOUAFER | MCA | Centre Universitaire de Mila |

Année Universitaire : 2021/2022

Remerciements

*Avant tout nous remercions le bon dieu (**Allah**) tout puissant qui nous a donné la force, la santé, le courage et la volonté pour la réalisation de ce travail.*

Nos vifs remerciements vont également aux membres du jury pour l'intérêt qu'ils ont porté à notre recherche en acceptant d'examiner notre travail et de l'enrichir par leurs propositions :

*Nous voulons remercier : **Dr. Seyf Eddine MERZOUG** d'avoir accepté de présider le jury*

*Nous remercions également **Dr. Ibtissem BOUDJAHEM** d'avoir accepté d'examiner ce travail*

*Nous tenons à exprimer notre gratitude à notre encadreur : **Dr. Louiza DOUAFER** pour nous avoir accompagnés tout au long de ce travail. Nous lui sommes reconnaissantes pour sa contribution et pour la confiance qu'elle nous sommes accordés.*

*Nous remercions également, **Pr. Nedjoud ZAI**DI ; Université de Skikda pour son aide pour réaliser ce travail.*

Finalement, Nous remercions également toutes les personnes qui ont contribué directement ou indirectement à ce travail. Qu'ils trouvent tous ici l'expression de notre gratitude.

Dédicaces

*C'est à l'aide de Allah le clément, le tout puissant, que j'ai arrivé à
recueillir le fruit de mes 18 bougies d'étude, que je dédie :*

*A mon très cher père (Tahar) et ma très chère mère
(salha).*

Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut

Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, l'amour

Le respect, la reconnaissance

Aussi, c'est tout simplement que

Je souhaite que Dieu vous préserve une longue vie.

A toute ma famille

Mes soeurs (Laila, Kenza et Siham .Salma) et mon frère

(Hicham)

A toute mes amies (Sana ,Nibal, Feryal, Khalida, Samra , Ikram)

merci pour votre soutien.

Hanane .

Dédicaces

Avant tout je remercie Dieu qui m'a donné la puissance, la santé, la volonté et le courage pour achever ce travail.

Je dédie ce modeste travail :

*À la plus douce et belle femme au monde ; à ma formidable maman (**Farida**) qui m'a tout donné. Je te remercie du fond de mon cœur et je t'aime infiniment. Je tiens aussi à remercier mon cher papa (**Abd'Elouhab**) Le brave homme qui m'a soutenu tout au long de ma vie Que Dieu.*

Vous protégez mes chers parents

*À mes sœurs (**Khadidja , djihane , loudjayne**) et mon frère (**Amir**).*

*Un grand merci à tous mes amis (**Dounia , Hanane , samra et ikram**) qui m'ont encouragé de près ou de loin.*

Feryal.

Sommaire

Remerciments

Dédicaces

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

1. Introduction.....	01
2. Synthèse bibliographique.....	04
2.1. Biologie des gastéropodes pulmonés terrestres.....	04
2.1.1. Définition.....	04
2.1.2. Taxonomie et description	04
2.1.3. Anatomie générale de l'escargot.....	05
a) Anatomie externe.....	05
b) Anatomie interne	07
2.2. Croissance de l'escargot.....	10
2.3. Reproduction de l'escargot.....	10
2.4. Physiologie de l'escargot	13
2.5. Ecologie de l'escargot.....	14
2.6. Rôle de l'escargot, comme un bio-indicateur de la pollution.....	15
3. Matériel et méthodes.....	16
3.1. Présentation du site du prélèvement des escargots.....	16
3.2. Présentation du model biologique (<i>Helixaperta</i>).....	16
3.3. Traitement mollucicide.....	17
3.3.1. Présentation du mollucicide « métaldéhyde ».....	17
3.3.2. Toxicologie du métaldéhyde.....	18
3.3.3. Test de toxicité.....	19
3.4. Traitement statistique des données.....	20
4. Résultats.....	21
4.1. Effet du traitement sur les escargots	21

4.2. Mortalités corrigées observées chez les escargots <i>d'H. aperta</i> traités par le métaldéhyde.....	21
4.3. Les doses (DL ₁₀ ,DL ₅₀ et DL ₉₀) Obtenues chez l'espèce <i>H. aperta</i> traitée par le métaldéhyde	24
5. Discussion.....	26
6. Conclusion.....	30
7. Résumés.....	31
8. Références bibliographiques.....	34

Liste des Figures et des Tableaux

Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Schéma d'un escargot <i>Helix aperta</i>	05
2	Anatomie externe de l'escargot	06
3	Anatomie interne de l'escargot	07
4	Appareil digestif de l'escargot	08
5	Schéma de l'appareil génital de l'escargot	09
6	Accouplement des escargots <i>H. aperta</i>	11
7	Œufs pondus dans le sol à quelques centimètres de la surface (1cm - 3,33mm).	11
8	Schéma d'un escargot en position de ponte	12
9	Carte géographique de la wilaya de Mila	16
10	La formule chimique du métaldéhyde	18
11	Mortalités corrigées (%) (96 h), observées chez les escargots adultes (<i>H. aperta</i>) traités par application topique du métaldéhyde, (n=5).	23
12	Variation des mortalités corrigées (%) pendant 96 h, observées chez les escargots adultes (<i>H. aperta</i>) traités par application topique du métaldéhyde, (n=5).	24
13	DL ₁₀ et DL ₅₀ du métaldéhyde obtenues chez les escargots <i>H. aperta</i> adultes collectés à Mila (février, mars et avril ,2022).	25

Liste des tableaux

N°	titre	Page
1	Concentrations du métaldéhyde testées sur les escargots (H. Aperta)	21
2	Mortalités observées chez les individus témoins d'H. aperta adultes récoltés à Mila, n=5	21
3	Mortalités observées (96 h) chez les escargots <i>H. aperta</i> adultes traités par le métaldéhyde collectés à Mila (février, Mars, Avril 2022) , n=5	22
4	Mortalités corrigées (%) (96 h) observées chez les escargots H. aperta adultes traités par le métaldéhyde, collectés à Mila (février, mars et avril 2022), n=5	23
5	Toxicité aiguë (DL10, DL50 et DL90) (96 h) du métaldéhyde sur H. aperta adultes collectés à Mila (février, mars et avril, 2022), (DL, IC, n = 5).	25

Liste des abréviations

C : Constance

ETM : Eléments traces métalliques

DL : Dose létale

DMSO : Diméthyl-sulphoxide

IC : Intervalle de confiance

USA: United states of America

GR : Granules

g : Gramme

ZE : Zone Eparsée

AS : Agglomération Secondaires

ACL : Agglomération Chefs-Lieux

Km² : Kilomètres carrés

n : Nombre

Cm : Centimètre

H : Helix

h : Heure

ug : Micro gramme

m : Moyenne

mg /L : Miligramme / litre

ans : Années

% : Pourcentage

1. Introduction

La pollution est une contamination de l'environnement par des molécules ou des particules, qui résultent des activités humaines. Cette contamination peut être due à une nouvelle répartition dans la biosphère de molécules initialement présentes sur Terre ou à l'introduction d'une nouvelle substance (**Chalon, 2001**). Le sol peut être pollué de façons différentes. Les principales causes de la pollution des sols sont dues à une mauvaise gestion des terres souvent dans l'agriculture, les industries extractives, lors de l'élimination des déchets ménagers ou industriels, le principal problème dans les exploitations agricoles intensives modernes est l'utilisation accrue de la dépendance aux engrais chimiques, de pesticides et d'insecticides. Si elle est appliquée dans les mauvaises proportions, elles peuvent rester dans le sol, et seront également lessivées hors les champs et dans les réserves d'eau locales (**Chalon, 2001**).

Le sol qui représente la couche superficielle de la croûte terrestre, est un écosystème qui englobe plusieurs organismes vivants qui remplissent des fonctions écologiques essentielles (**Dubey et al., 1993**). Le sol est le support d'une activité biologique intense. Les polluants atmosphériques ne séjournent pas indéfiniment dans l'air car les précipitations liquides et solides les ramènent à la surface du sol. La présence d'un polluant dans le sol n'est pas en soi un danger, le risque apparaît dès que ce polluant peut être mobilisé et agit sur l'environnement (flore et faune) ou sur l'Homme (**Dubey et al., 1993**). Le terme pesticide couvre un champ plus vaste et général que l'expression, souvent utilisée « produit phytosanitaire » car il englobe toute substance, naturelle ou de synthèse, capable de contrôler, de repousser ou de détruire des organismes dits nuisibles, ou indésirables ou les médicaments destinés à protéger les animaux domestiques et les gibiers (**Lakhdari, 2016**). Les pesticides ont un rôle important dans le domaine de l'agriculture car leur utilisation permet d'améliorer et d'augmenter les rendements pour satisfaire les besoins de l'humanité. Cependant, ces pesticides présentent des risques et des dangers pour la santé humaine et l'environnement car ils sont persistants et peu spécifiques et provoquent des effets nocifs même chez les organismes non cibles (**Lakhdari, 2016**). Parmi ces pesticides, on a les molluscicides, ils sont des produits chimiques ou des extraits de plantes utilisés pour éliminer les mollusques. Ils peuvent être d'origine synthétique ou naturelle, et de nombreux molluscicides à base de plantes ont d'ailleurs été étudiés (**Mott,**

1987). Ils luttent contre les mollusques terrestres et d'eau douce qui nécessite de traiter avec des molluscicides des masses d'eau douce (ou des surfaces de boue séchée) souvent utilisées par l'Homme et leur bétail pour les activités quotidiennes ou pour l'agriculture (**Mott, 1987**). Les pesticides regroupent un nombre très important de substances dont la toxicité et les effets sur la santé sont variables (**Feillet, 2012**). Certains sont peu toxiques mais extrêmement persistants ; ils deviennent alors dangereux du fait de leur accumulation dans les organismes et dans l'environnement (**Feillet, 2012**). D'autres sont très toxiques à court terme, et peuvent provoquer des intoxications aiguës, notamment chez les utilisateurs. Ils peuvent provoquer des atteintes dermatologiques, neurologiques, hépatiques, cardiovasculaires et respiratoires. Ils peuvent être responsables de troubles du système immunitaire ou reproductif. Ils peuvent aussi être cancérogènes (**Feillet, 2012**). De plus, les pesticides ont des effets sur les animaux non cibles (comme les gastéropodes terrestres), contaminés soit directement par leur biotope (air, sol et eau) soit indirectement à travers la chaîne trophique parce que les pesticides peuvent s'accumuler graduellement dans les chaînes alimentaires (**Lakhdari, 2016**). Parmi ces molluscicides : le métaldéhyde, c'est un molluscicide largement utilisé en agriculture dans la région de Mila. Le métaldéhyde est l'ingrédient actif de la plupart des méthodes de lutte contre les escargots produits en cours d'utilisation (**Abobakr et al., 2021**). Le métaldéhyde a présenté une toxicité du contact dose-dépendante et fonction du temps. Les résultats biochimiques suggèrent que le métaldéhyde peut avoir des actions neurotoxiques et cytotoxiques chez les escargots terrestres (**Abobakr et al., 2021**).

Les mollusques gastéropodes pulmonés terrestres sont reconnus comme des indicateurs biologiques appropriés (**Berger & Dallinger, 1993 ; Cortet et al., 1999**), par leur grande capacité d'accumulation des éléments-traces métalliques (ETM) dont les plus fréquents sont Cd, Cu, Pb et Zn. Cette propriété a été mise à profit pour utiliser les escargots terrestres comme bioindicateurs de la pollution par les ETM (**Gomot-de Vaufleury et Pihan, 2000 ; Beeby et Richmond, 2002 ; Viard et al., 2004 ; Notten et al., 2005 ; Douafer et al., 2020 ; Zaidi et al., 2021**). De plus, l'effet toxique des substances organiques et inorganiques sur les escargots a été évalué par plusieurs chercheurs (**Viard et al., 2004 ; Regoli et al., 2006 ; Achuba, 2008 ; Godet, 2010 ; Beeby & Richmond, 2011**). Les escargots terrestres ont également été largement utilisés comme des espèces sentinelles pour l'évaluation de la pollution métallique dans les écosystèmes terrestres (**Itziou & Dimitriadis, 2011 ; Abdel-Halim et al., 2013 ; De Vaufleury, 2015**). Les escargots peuvent accumuler de grandes quantités de métaux dans leurs tissus mous, et par conséquent, ils deviennent hyper accumulateurs d'éléments métalliques (**Gomot-de Vaufleury et Pihan 2002**), et un bon

bioindicateur de la pollution du sols par les métaux lourd et les pesticides en Algérie et les autres pays (Coeurdassieret *al.*, 2009 ; Bhavsar Smita & Patel Nisar, 2011 ; Eshra *et al.*, 2016 ; Ali, 2017; Bairi *et al.*, 2018; Carbone & Faggio, 2019, Douafer *et al.*, 2020; Zaidi *et al.*, 2021 ; Yankova *et al.*, 2021; Abdel-Halim *et al.*, 2021; Louzon *et al.*, 2021). Parmi les gastéropodes terrestres : l'espèce *Helix aperta*, qui a été identifiée comme espèce commune et bioindicatrice de la pollution du sol dans la région de Mila (Bakhi & Bakhi, 2017 ; Hemissi & Gudrez, 2019 ; Soufane & Chkouf, 2019). *Helix aperta* nommée *Cantareus apertus* (Born, 1778) est un gastéropode pulmoné qui appartient à la famille des Helicidae. L'escargot est idéalement situé à l'interface entre le sol, plantes et air. Il est capable de concentrer les substances toxiques dans son corps, en particulier dans sa glande digestive, c'est un bioaccumulateur des polluants et tolèrent à différentes concentrations (Alexia, 2018). Les escargots *Helix aperta* sont avérés être utilisés comme modèle d'organisme pour étudier la cinétique d'accumulation et de détoxification (Mleiki *et al.*, 2018). Certaine espèce peut jouer ce rôle si elle répond aux conditions de bioindication : qu'elle participe au fonctionnement de l'écosystème : qu'elle soit présente un peu partout, sédentaire, qu'elle soit facile à identifier, à échantillonner, et à élever (Alexia, 2018).

Cette étude a pour objectif d'évaluer la toxicité aigüe (96H) d'un mollucicide largement utilisé en agriculture, c'est le métaldéhyde, et ainsi d'évaluer ses effets toxiques sur une espèce commune dans la région de Mila, c'est l'espèce : *Helix aperta*, *Cantareus apertus* (Born, 1778), adultes (8g). Pour le traitement du métaldéhyde, on a utilisé la méthode d'application topique (Hussein *et al.*, 1994) à des concentrations : 900, 1200, 2000, 7500, 10000 et 15000 mg/L (en matière active).

2.Synthèse bibliographique :

2.1. Biologie des gastéropodes pulmonés terrestres :

2.1.1 .Définition :

Les gastéropodes (gaster = ventre, podos = pied) sont des mollusques à corps mou nonsegmenté, dépourvu d'appendices articulés (**Karas, 2009**). Cette classe englobe les animaux les plus évolués de cet embranchement. Tous les mollusques qui présentent à la partieinférieure du corps un pied large et plat, avec lequel ils se déplacent et une tête distincte, sont des gastéropodes. Cette classe comporte des mollusques à morphologie externe assezuniforme, mais aussi différents par l'anatomie interne (**Boué et Chanton, 1971**). Ils possèdent une coquille dorsale spiralée (**Zaffour, 2014**). Le model biologique utilisé dans notre étude c'est l'espèce *Helix aperta* (**Born, 1778**).

2.1.2.Taxonomie et description :

- ❖ **Embranchement** : Mollusques
- ❖ **Classe** : Gastéropodes
- ❖ **Sous-classe** : Pulmonés
- ❖ **Super Ordre** : Stylommatophores
- ❖ **Ordre** : Sigmurethra
- ❖ **Sous-ordre** : Holopoda
- ❖ **Super-famille** : Helicoïdae
- ❖ **Famille** : Helicidae
- ❖ **Sous-famille** : Helicinae
- ❖ **Genre** :*Helix*
- ❖ **Espèce** :*Helix aperta*(**Born, 1778**)(**Kerney et Cameron, 1979**).

Helix aperta (**Born, 1778**), synonyme de *Cantareus apertus*, est un mollusque terrestre phytophage se nourrit de plantes herbacées et arborescentes. Il possèdeune coquille globuleuse, caractérisée par un aspect ridé, généralement d'une couleur brun verdâtre plus ou moins foncée (Fig.1). Ellepossède plusieurs bandes spirales fines. Le dernier tour est très large, arrondi, légèrement tourné vers le bas, avoisinant l'ouverture. On la retrouve à des altitudes inférieures à 900 m (**Germain, 1930 ; Germain, 1931 ; Ktari et Rezig, 1976 ; Cesari, 1978 ; Giustiet al.,1995**).



Figure 1 : Schéma d'un escargot *Helix aperta* (photo originale, 2 Mars 2022).

2.1.3. Anatomie générale de l'escargot :

a) Anatomie externe de l'escargot :

L'escargot se compose d'une coquille et d'un corps :

- **La coquille :**

La coquille présente approximativement un tiers du poids total de l'escargot, elle est la clef d'identification des différentes espèces et peut prendre plusieurs formes, soit conique, spiralee ou hélicoïdale souvent très régulière (**Kiddy, 1999**). La coquille est secrétée par des glandes situées le long du bord d'un tégument qui couvre la masse viscérale, appelée le manteau (**Kiddy, 1999**). La surface de la coquille montre de nombreuses stries de croissance parallèles, qui sont les témoins de différentes étapes de la croissance de l'escargot. Elle contient aussi trois à quatre spirales autour d'un axe imaginaire qui est lové dans le sens des aiguilles d'une montre (Enroulement dextre), et qui part du sommet de la coquille appelé également apex (**Désiré & Villeneuve, 1962**). Sur une coquille sciée on peut voir un axe plein appelé la columelle, autour duquel s'enroule le cône calcaire qui constitue la coquille (**Désiré & Villeneuve, 1962**) (Fig. 2).

- **Le corps :**

Le corps de l'escargot est divisé en trois parties : la tête, le pied et la masse viscérale.

1. La tête

Elle comporte la bouche qui s'ouvre vers le bas et les organes des sens constituée de deux paires de tentacules (**Didier, 2006**). Les tentacules antérieurs, petits et renflés en

bouton à leur extrémité, ont un rôle tactile et gustatif ; les tentacules postérieurs, les plus grands, également renflés au sommet, portent à leur extrémité un œil logé du côté externe et un organe olfactif (Fig. 2) (Guyard, 2009).

2. Le pied :

Le pied est une masse musculaire allongée, il demeure aplati en une sole pédieuse à fonction essentiellement locomotrice, séparées des parties supérieures du corps par un sillon (Kerney & Cameron, 2009). Boué & Chanton (1971) ajoutent que postérieurement l'épiderme recouvrant cette sole sécrète un mucus abondant qui facilite la reptation et laisse une trainée brillante sur le sol après le passage de l'animal.

3. La masse viscérale :

La masse viscérale est enveloppée par le manteau et totalement enfermée dans la coquille ; elle contient les organes de respiration, de circulation, de digestion et de reproduction. Entre la coquille et la portion interne du manteau, se situe la cavité palléale qui est le siège de la fonction respiratoire, et contient le poumon qui assure la respiration aérienne chez les escargots (Bonnet, 1990).

Pour le reste de la masse viscérale, contenue dans la coquille, on remarque la présence de :

- Le pneumostome, orifice de la cavité palléale pour la respiration.
- L'anus qui est situé en dessous du pneumostome.
- L'orifice urinaire : invisible, car il est trop petit.

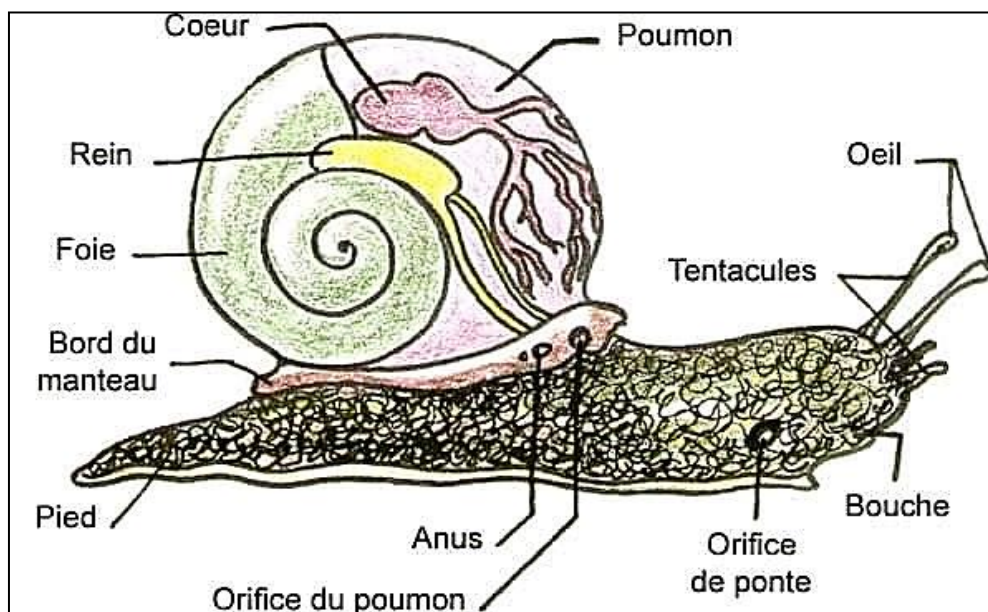


Figure 2 : Anatomie externe de l'escargot (Bonnet, 1990).

b) Anatomie interne :

Elle comporte les organes internes de l'escargot (Fig. 3)

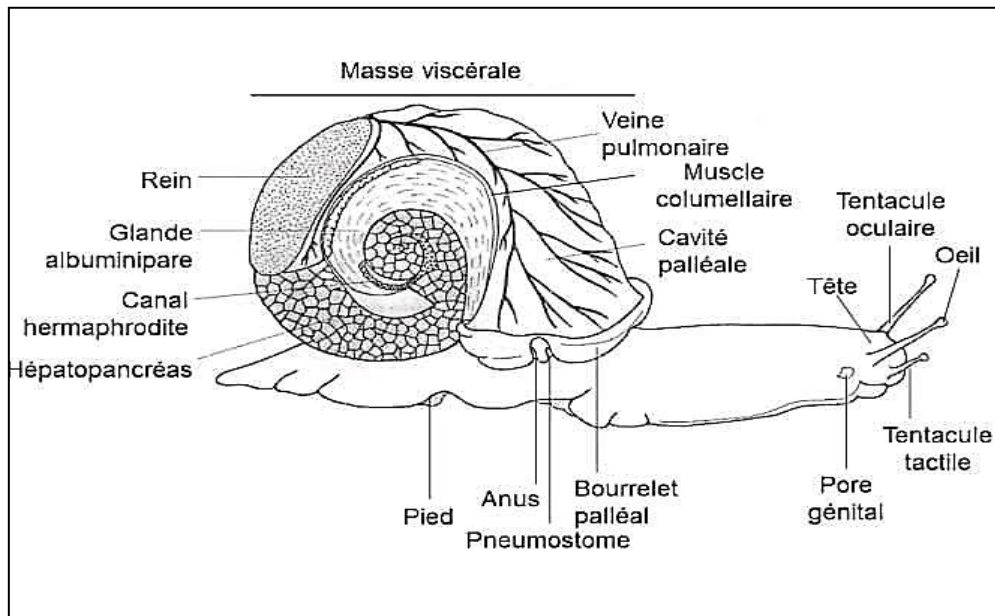


Figure 3 : Anatomie interne de l'escargot (Bonnet *et al.*, 1999).

- **Appareil digestif :**

En raison de la torsion à 180° du corps de l'escargot, le tube digestif (Fig. 4) forme une boucle ramenant l'anus vers l'avant. La bouche se prolonge par un bulbe buccal à l'intérieur duquel se trouve une langue musculaire recouverte d'une lame cornée : la *radula*, son rôle est de broyer les aliments. Dans la partie postérieure du bulbe buccal on trouve deux glandes salivaires. Ce bulbe se prolonge par un œsophage qui se renfle en un estomac, lui-même prolongé par un intestin formant une double circonvolution autour de l'hépatopancréas et aboutissant à l'anus (Docus, 2003).

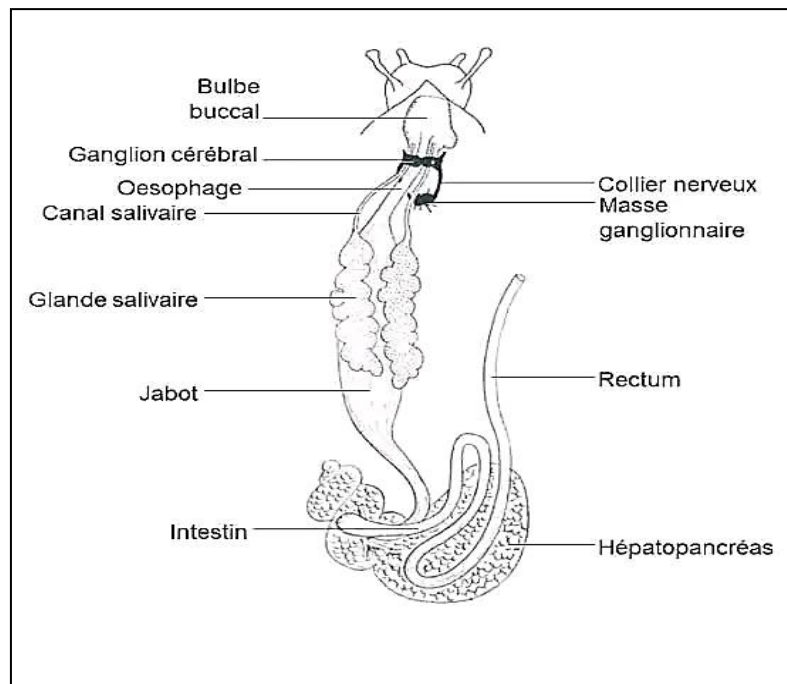


Figure 4 : Appareil digestif de l'escargot (Skendraoui, 2015)

- **Systèmes nerveux :**

Le système nerveux forme un anneau tout autour de l'œsophage et placé normalement en arrière du bulbe buccal ; mais quelquefois celui-ci est rétracté et le collier semble alors placer en avant (**Groult, 1897**). Il est constitué d'une masse ganglionnaire dorsale formée de deux ganglions cérébroïdes unis par une commissure cérébroïde et une masse ganglionnaire sous-œsophagienne ventrale comportant deux ganglions palléaux latéraux, deux ganglions pédieux ventraux, deux ganglions pariétaux et un ganglion viscéral. Ces différents ganglions sont reliés par des connectifs (connectifs cérébro-pédieux, cérébro-palléaux et paléo-pédieux) et l'ensemble forme, de chaque côté du tube digestif, un triangle caractéristique bien que la forte condensation du système nerveux le rende délicat à observer. De chaque ganglion partent de multiples nerfs innervant les divers organes de l'animal (**Heusser et Dupuy, 1998**). Selon Gaillard (1991), les organes des sens sont les yeux, les tentacules sensoriels portés sur la tête et les statocystes situés dans le pied.

- **Appareil génital :**

L'escargot est hermaphrodite, son appareil génital (Fig.5) compliqué occupe une grande partie de la cavité viscérale. Il comprend une partie initiale hermaphrodite, une partie intermédiaire comprenant les voies mâle et femelle et une partie terminale où ces voies se rejoignent pour former un orifice génital commun (**Djatita, 2019**).

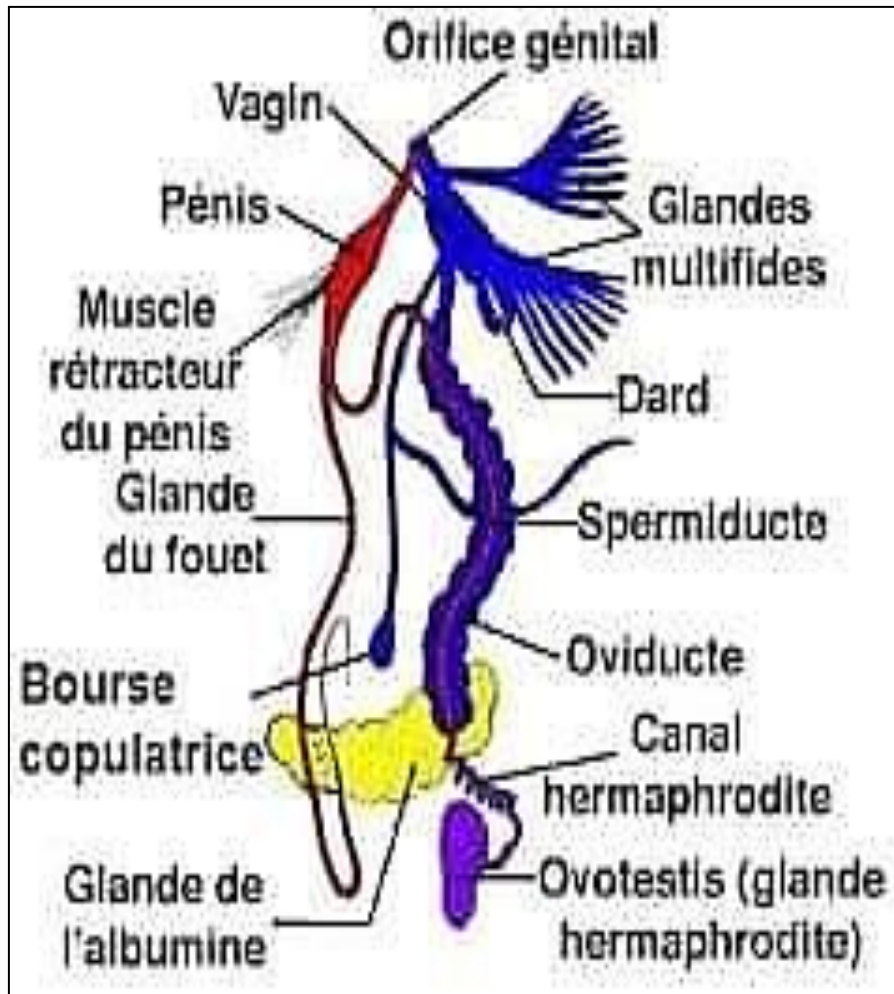


Figure 5 : Schéma de l'appareil génital de l'escargot (Guyard, 2009)

- **Appareils circulatoire et respiratoire :**

La respiration de l'escargot est pulmonaire, le poumon est formé par la cavité palléale, espace entre le manteau qui recouvre l'intérieur de la coquille et la masse viscérale. Il s'ouvre à l'extérieur par l'orifice respiratoire dont on peut observer les mouvements rythmiques d'ouverture et de fermeture (**Gomot de vaufléury, 1998**). Par contre selon **Roussel (1979)** l'appareil circulatoire est constitué par le cœur, emballé dans un péricarde, formé d'une oreillette piriforme antérieure et d'un ventricule allongé postérieur à partir duquel deux aortes prennent naissance.

- L'une antérieure irriguant le pied et la région céphalique.
- Alors que l'autre postérieure allant au tortillon.

Ainsi, à partir des deux aortes divergent des artères qui irriguent les différents organes, enfin un système de sinus veineux et veines ramène le sang au cœur.

2.2. Croissance de l'escargot :

Quatre phases de croissance ont été définies en fonction de la taille et de la masse des animaux mais aussi de leur différenciation sexuelle (**Gomot, 1997 b**) :

- **Phase infantile** : durant laquelle le tractus génital est non-différencié chez des animaux de 0,02 à 0,6 g.
- **Phase juvénile** : relative à un tractus génital qui s'organise et à une gamétogenèse active. La masse est comprise entre 0,6 et 6,0 g.
- **Phase de maturation sexuelle** : ou phase pré-adulte durant laquelle les glandes annexes femelles se développent. Elle concerne des escargots non bordés (absence d'épaississement du péristome), de plus de 6 g.
- **La phase adulte** : à croissance nulle durant laquelle les animaux sont aptes à se reproduire.

Ils sont alors bordés et pèsent entre 6 et 14 g. En général, la croissance naturelle jusqu'au stade adulte s'étale sur deux ans si bien que les individus sont le plus souvent considérés comme sexuellement matures à partir du deuxième ou troisième été suivant leur naissance (**Chevallier, 1992**). Cette croissance se fait par pallier, au rythme des estivations et hibernations. Les facteurs qui influencent la croissance sont la température, l'humidité ambiante, l'éclairement (longueur d'onde, intensité et photopériode) ainsi que la nature du sol et de la nourriture (**Gomot, 1997**). La durée de vie moyenne d'un escargot en milieu naturel est de 6 à 7 ans (**Gomot & Gomot, 1995**).

2.3. Reproduction de l'escargot :

La reproduction des gastéropodes est toujours sexuée (Fig.6). La fécondation est interne dans le corps maternel et la transmission des spermatozoïdes assurée par des organes copulateurs (**Zhao et al, 1994**). La ponte s'effectue sous terre (Fig.7). Dès les premiers jours d'incubation, l'embryon élabore une coquille protéique qui se calcifie au cours de son développement. En condition naturelle l'incubation varie de 15 à 30 jours, il se libère par rupture de la membrane externe de l'œuf qu'il consomme. Le nouveau-né à une coquille transparente , il attend qu'elle jaunisse et se solidifie dans le nid de ponte (6 à 10 jours) (**Bertrand-Renault, 2004**).



Figure 6 : Accouplement des escargots *H. aperta* (Zhao et al., 1994).



Figure7 : Œufs pondus dans le sol à quelques centimètres de la surface (1cm - 3,33mm)
(Bertrand-Renault, 2004)

a) L'accouplement :

Dans la nature, l'accouplement est nocturne, dure de quatre à douze heures de nuit, lors de l'accouplement, les spermatozoïdes collectés peuvent être conservés plusieurs mois ou années avant d'être utilisés pour fertiliser des ovaires, pendant la copulation, l'escargot plante un

dard calcaire dans son conjoint afin de favoriser la survie des millions de spermatozoïdes transmis, le dard calcaire contient un mucus contractant temporairement le système reproducteur femelle de l'escargot récepteur qui peut ainsi stocker un plus grand nombre de spermatozoïdes dans sa zone de stockage. L'accouplement et la ponte sont très dépendant de la photopériode, l'accouplement débute lorsqu'il y a au moins 10 heures de lumière par jour (Ameur,2021).

b) La ponte

D'après Cobbinah *et al.*(2008), le comportement de ponte commence par la recherche d'un espace de terre. L'odorat de l'animal est infallible. Les œufs sont pondus dans des capsules gélatineuses (Lévêque, 1971). Ils sont déposés à l'abri dans le sol, dans une fissure de bois, sous une pierre, etc.(Karas, 2009). Habituellement, la ponte intervient 15 jours après l'accouplement(Kerney & Cameron, 2006), et dure d'après entre 12 et 48 heures (Fig.8).



Figure 8 : Schéma d'un escargot en position de ponte (photo originale . 24 février 2022).

c) L'incubation et l'éclosion :

La vitesse de développement de l'embryon et la date d'éclosion dépendent aussi fortement des conditions climatiques et tout spécialement de la température. Les œufs pondus en hiver mettent deux à quatre mois à se développer. Ils résistent mieux au gel que les adultes et représentent, de ce fait, le stade le plus approprié à l'hibernation. En été, par contre, leur développement est nettement plus rapide et dépasse rarement deux à quatre semaines (Anonyme, 2002). La majeure partie des stylommatophores pondent sur la terre ou dans des

nids qu'ils creusent, ou encore dans des mousses (**Grassé & Doumenc, 1995**).**Boué & Chanton(1971)** ajoutent que l'éclosion donne directement un jeune escargot ; il n'y a pas de larve trochophore. Les jeunes sont très semblables aux adultes ; leur développement est direct, sans métamorphose ni mue (**Kerney & Cameron, 2006**).

d) La fécondation :

La rencontre des gamètes s'effectue dans la chambre de fécondation, qui est rattachée à l'extrémité distale du canal hermaphrodite. Chez les gastéropodes, le spermatozoïde n'a pas de zone privilégiée pour pénétrer l'ovocyte (**Raven, 1958**) et la polyspermie peut exister, mais les spermatozoïdes surnuméraires sont rapidement désintégrés (**Garnault, 1988**). L'escargot peut stocker le sperme reçu pendant une année, mais il pond habituellement des œufs quelques semaines après la fécondation (**Gomot & Enée, 1980**).

f) Ovulation :

Au moment de l'ovulation, qui se produit peu avant la fécondation, les ovules sont libérés dans de nombreux tubules (ou acini) qui composent l'ovotestis et qui sont connectés au canal hermaphrodite. L'ovulation est induite par des sécrétions extraites du cerveau qui contiennent un facteur induisant des mouvements amiboïdes dans les ovocytes isolés *in vitro* (**Saleudin et al., 1983**).

2.4. Physiologie de l'escargot

a) Activité journalière

L'escargot présente un rythme d'activité journalière en relation étroite avec la photopériode. Cette activité peut être inhibée par des conditions thermiques et hygrométriques défavorables. Dans des conditions optimales de température minimale nocturne n'est pas inférieure à 9 °C et humidité supérieure à 80% (**Chevalier, 1992**). La phase d'activité débute à la tombée de la nuit et dure six heures, il en profite pour se nourrir tandis que la phase d'inactivité relative dure 18 heures durant cette phase l'escargot est au repos et ne manifeste que peu d'activité locomotrice, sexuelle ou nutritionnelle (**Chevalier, 1992 ; Agro-Service, 2004**).

b) Activité saisonnière :

Les escargots harmonisent leur rythme biologique sur le rythme des saisons, ils se règlent sur les éléments de l'environnement, en l'occurrence la longueur des jours. D'après **Pirame (2003)**, les escargots se sont des poïkilothermes s'adaptent au climat tempéré à la variation thermique saisonnières, selon trois rythme reprise de l'activité et enfin l'estivation.

- **Estivation :**

L'estivation est une adaptation physiologique qui permet de supporter la saison sèche. D'après **(Cobbinah et al., 2008)**, l'estivation est un rythme de vie demi-ralenti d'été. On observe ce comportement dans des régions où l'été est particulièrement chaud et sec. Durant l'estivation, la respiration et les mouvements cardiaques sont normaux, mais il y a diminution rapide des réserves d'eau et des réserves énergétique.

- **Hibernation :**

Lorsque la température moyenne devient inférieure à 15°C, les escargots déclenchent un autre processus de mis au repos. C'est le cas de l'hibernation, ils secrètent un épyphragme « d'hiver », en se collant sur un support ou en s'enfouissant légèrement en terre ou dans la litière de sol **(Chevallien, 1958)**. Pendant la saison froide, le rythme cardiaque s'affaiblit, le rythme respiratoire régresse et la croissance cesse durant l'hibernation.

2.5. Ecologie de l'escargot :**a) Habitat :**

Les escargots occupent une grande variété d'habitats, préférant ceux qui fournissent abondamment nourriture, chaux, humidité et abri. Ils sont trouvés près de plans d'eau douce, dans les bois, les champs, les jardins, les sous-sols et murs, et dans les plaines ouvertes et les flancs des montagnes. On les trouve plus fréquemment sur les calcaires sols que sur d'autres sols ; on les trouve rarement sur sols acides **(Lola, 1970)**.

b) Régime alimentaire :

Le régime alimentaire n'est pas spécialisé et l'escargot s'adapte en fonction des plantes qui colonisent le milieu. Le sol fait également partie de son alimentation et peut influencer sa croissance **(Djaroun et al., 2016)**. Il se découpe les aliments à l'aide de sa mâchoire cornée et utilise ensuite sa langue râpeuse garnie de milliers de dents (radula) pour les mastiquer. Il râpe les feuilles. L'escargot mange beaucoup et il lui faut sans cesse agrandir sa coquille. Des déjections longues et fines sortent de son anus : ses crottes ont toujours la couleur de ce qu'il a mangé. L'anus est situé à la jointure de la coquille et du pied **(Zaafour,**

2014). Malheureusement, Dans les cultures, les escargots peuvent faire des dégâts se sont des ravageurs à diverses cultures car ils s'aliment non seulement de matière végétale en décomposition, mais aussi de plantes vivantes (**Zaafour, 2014**).

2.6. Rôle de l'escargot, comme un bio-indicateur de la pollution :

Les escargots comptent parmi les nombreux outils biologiques utilisés par les chercheurs afin de caractériser les pollutions du sol, d'identifier ou de prévoir les atteintes aux écosystèmes et de suivre leur évolution dans le temps et l'espace. Ce gastéropode a la particularité de concentrer dans ses tissus des substances polluantes, tel que les insecticides. On le trouve presque partout. Il bio accumule de nombreux contaminants (**Coeurdassier et al., 2001**). Les escargots sont des macro-invertébrés, considérés comme l'un des maillons de la chaîne trophique, peuvent donc être à l'origine de transferts des contaminants (**Grara, 2015**).

Ils répondent entièrement aux critères d'un bon indicateur biologique :

- Identification et collecte facile
- Une large répartition
- Un bio-accumulateurs des contaminants.
- Leurs caractéristiques éco-physiologiques sont bien connues.
- Ils sont saprophages et phytophages (**ISO, 2006**).
- Une biomasse suffisante pour l'analyse
- Elevage contrôlé possible (**Gimbert, 2011**).
- Contamination par des divers polluants présents dans l'air, le sol et la flore (**Zaafour, 2014**).

3 . Matériel & méthodes :

3.1. Présentation des sites d'étude :

3.1.1 . Situation géographique de la wilaya de Mila

Avec une superficie de 3.478 km² Mila est l'une de la mosaïque des wilayas de l'Est Algérien. Le voisinage de la wilaya de Mila est composé de 6 wilayas, Jijel et Sekikda au Nord, Constantine à l'Est, Sétif à l'Ouest, au Sud les wilayas de Batna et Oum-El-Bouaghi. La wilaya de Mila renferme beaucoup de potentialités en matière de développement local et régional. Elle dispose d'un équipement de grande hydraulique qui devrait la transformer. Elle est constituée par un réseau de villages de taille moyenne, la wilaya de Mila abrite, , une population de 779,300 habitants. La population de la wilaya a tendance à se concentrer dans les agglomérations chefs-lieux. Selon la dispersion géographique elle se répartie comme suit :

- Agglomération Chefs-Lieux (ACL) : 441.905 habitants soit 57,6 % ;
- Agglomération Secondaires (AS) : 162.434 habitants soit 21,1 % ;
- Zone Eparses (ZE) : 162,547 habitants soit 21,1 %. **(Boudjemaa , 2013)**

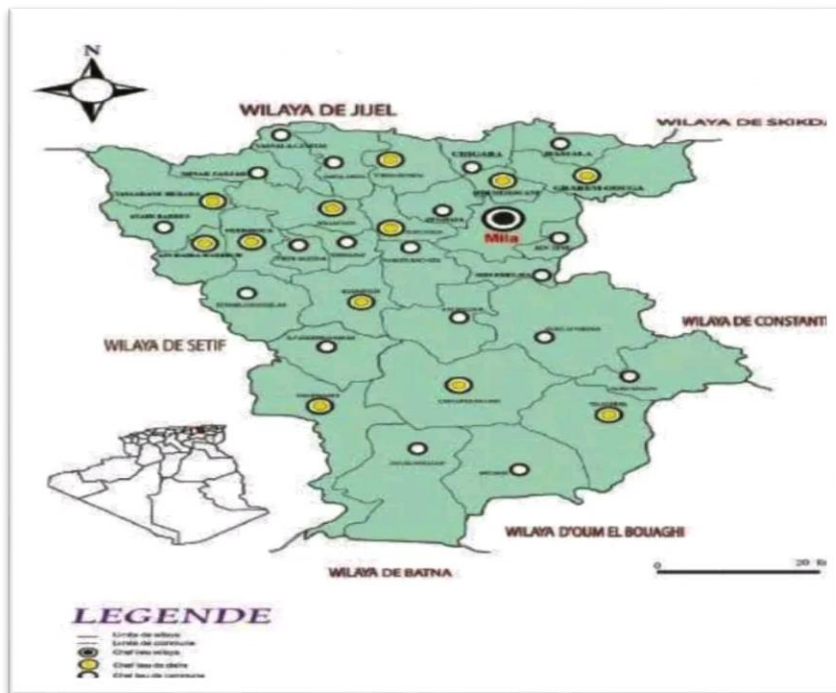


Figure 9 : Carte géographique de la wilaya de Mila (Messelem & Laib ,2016)

3.2. Présentation du Model biologique

Afin de déterminer les effets de l'insecticide étudié, il est nécessaire de disposer de modèle biologique représentatif du milieu étudié. Le modèle biologique utilisé pour le traitement de l'insecticide c'est l'espèce d'escargot terrestre : *Helix aperta* **(Müller, 1774)**, quia été

prélevée d'un site d'étude qui se trouve loin de toute source de pollution dans la région de Mila, pendant les mois (février, mars et avril). Les escargots collectés sont de stade adulte qui pèsent environ 8 g. Ils ont été transférés au laboratoire, placés dans des boîtes en polystyrène perforées bien aérées (25×13,5×16,5 cm, avec 5 individus par boîte) pour l'acclimatation avec les conditions normales de laboratoire (une lumière naturelle, une température d'environ 20°C, et une humidité relative de 70 à 90 %). Ce sont des conditions proches à celles décrites par (**Gomot, 1994**). Pendant sept jours avant de commencer les expériences, et ils ont été nourris par les feuilles de laitue fraîche ; A côté des groupes traités par l'insecticide, on ajoute des groupes témoins.

3.3. Traitement mollucicide « métaldéhyde »

3.3.1 Présentation du mollucicide « métaldéhyde » :

Une enquête personnelle sur les pesticides les plus utilisés par les agriculteurs dans la région de Mila, nous a conduits à choisir un insecticide qui figurait dans la liste des pesticides les plus utilisés, c'est l'insecticide « Métaldéhyde 6% GR ». Le test de toxicité est réalisé pendant l'hiver (février, mars et avril, 2022).

Le métaldéhyde est une substance active de produit phytosanitaire (ou produit phytopharmaceutique, ou pesticide), qui présente un effet molluscicide, et qui est employé pour tuer des limaces et autres gastéropodes (**Berrah, 2011**). Le métaldéhyde est un composé très toxique y compris pour l'Homme. Il est généralement utilisé sous forme de comprimés et il convient donc d'éviter de l'ingérer. Il est en outre inflammable (**Berrah, 2011**).

➤ Spécifications :

Le métaldéhyde (6 % GR) présente les caractéristiques suivantes :

Nom : métaldéhyde 6% GR

Classification : Insecticide, Mollucicide

Apparence : Granules

Couleur : Bleu ou Rouge

Odeur : Aldéhyde

➤ Mode d'action :

Le métaldéhyde appartient à la famille chimique des aldéhydes/cyclo-octanes. Il agit par contact ou par ingestion. Les mollusques ou escargots empoisonnés par le métaldéhyde secrètent de grandes quantités de bave, se dessèchent et meurent. Leurs cellules à mucus sont

irréversiblement détruites. La préparation étant formulée sous forme d'appât, l'efficacité dépend de l'attractivité de l'appât, du nombre de granulés/ha, de la concentration de la substance active dans le granulé et de la probabilité de contact entre le ravageur et le granulé. L'efficacité de la préparation n'est pas strictement corrélée avec la dose/ha par application. (Maisons-Alfort, 2013).

➤ **Utilisation :**

Le métaldéhyde peut être appliqué :

- dans la lutte contre les limaces et les escargots.
- Traitement de surface du sol par des professionnels avec un équipement terrestre.

➤ **Structure chimique :**

La formule chimique du métaldéhyde est la suivante : $C_8H_{16}O_4$ (Fig. 10) :

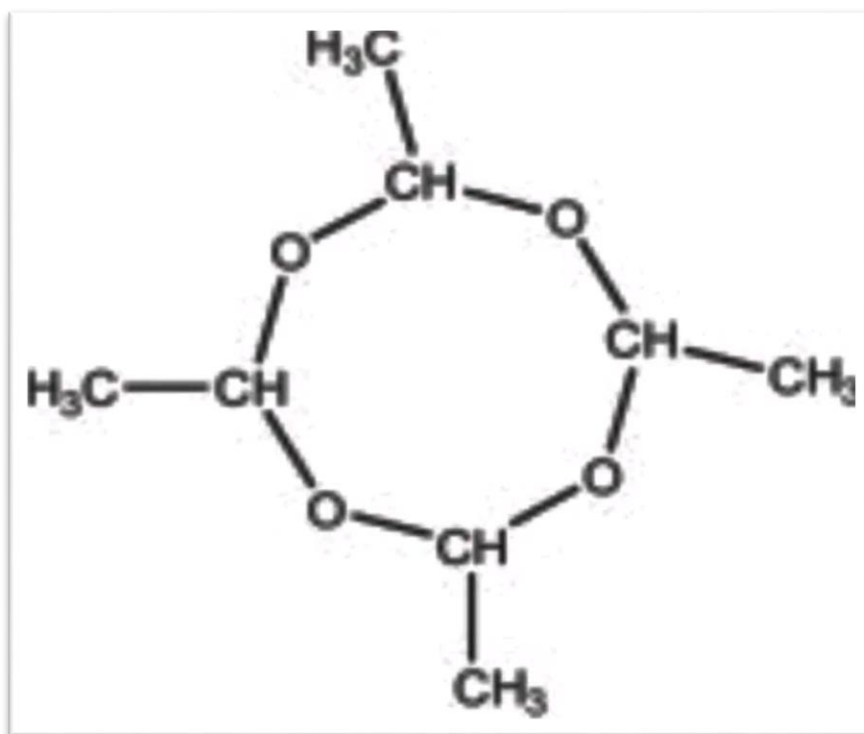


Figure 10 : La formule chimique du métaldéhyde.

3.3.2. Toxicologie du métaldéhyde

Le métaldéhyde est un composé très toxique pour les animaux domestiques (chats, chiens) et sauvages (notamment le hérisson qui en avalant les limaces empoisonnées s'empoisonne à son tour) ainsi que pour l'homme. Il est généralement utilisé sous forme de comprimés ce qui favorise les risques d'empoisonnement par ingestion notamment chez les enfants. Son

utilisation est donc à déconseiller si l'on a de jeunes enfants ou des animaux domestiques. L'action du métaldéhyde est mal connue du point de vue toxicologique. En effet, bien qu'il soit facilement hydrolysé en acétaldéhyde notamment et que ce dernier est un neurotoxique bien connu, les effets sur l'organisme du métaldéhyde ne correspondent pas à ceux de l'acétaldéhyde. Le métaldéhyde a un effet irritant prononcé. Il induit également une sorte d'ébriété et une hyper-salivation. Certains auteurs placent la dose létale humaine à 43 mg/kg. Une ingestion de traces peut donner une hyper-salivation, une rougeur faciale, de la fièvre des crampes abdominales, des nausées et des vomissements. Jusqu'à 50 mg/kg, les autres effets suivants ont été constatés : somnolence, tachycardie, spasmes, irritabilité. Jusqu'à 100 mg/kg, ataxie et augmentation du tonus musculaire apparaissent. En augmentant les doses jusqu'à 400 mg/kg, se succèdent les effets suivants : convulsions, tremblements, hyper-réflexie, contractions musculaires, coma, mort. A partir du 1^{er} janvier 2019, le métaldéhyde ne sera plus autorisé à la vente en France.

3.3.3. Test de toxicité

La méthode utilisée pour traitement est l'application topique celle décrite par **Hussein et al. (1994)**. Le métaldéhyde (6% GR) était sous la forme des granules à disperser dans l'eau. Il a été préparé dans un solvant approprié : Diméthyl-sulphoxide (DMSO), pureté (5%), Sigma-Aldrich). C'est le solvant le plus approprié pour une application topique (**Young & Wilkins, 1989 ; Radwan et al., 2008**). Les concentrations testées sont les suivantes (en matière active) : 900, 1200, 2000, 7500, 10000 et 15000 mg/L pour les adultes, trois répétitions (lots) ont été réalisées comportant chacune 5 animaux, 40 microlitres de chaque concentration testée a été délicatement appliquée sur toute la surface du corps de l'escargot à l'aide d'une micropipette ; tandis que les escargots témoins (3lots, 5 animaux pour chacun) ont été traités avec le DMSO. Les escargots ont été conservés dans des boîtes en polystyrène perforées bien aérées (25×13,5×16,5 cm) couvertes de filet de tissu et fixé avec des bandes de caoutchouc pour empêcher les escargots de s'échapper. Les escargots ont été nourris par des feuilles de laitue fraîche. Les animaux morts ont été enregistrés chaque 24 heure après le traitement durant 96 heures, Les données ont été analysées à l'aide d'un logiciel (Graph Pad Prism, version 5.03).

3.4. Traitement statistique des données

Les données sont exprimées en moyenne et écart type ($m \pm SD$). Les mortalités et les doses létales sont analysées à l'aide d'un logiciel (Graph Pad Prism, version 5.03).

4. Résultats

Les différentes concentrations testées du métaldéhyde (6%) sur les escargots (*H. aperta*) mesurées en matière active (mg/L), produits commercial (mg/L) et en (µg/escargot) sont mentionnées dans le tableau 1.

Tableau 1 : Concentrations du métaldéhyde testées sur les escargots (*H. aperta*)

Concentrations (matière active) (mg/L)	Concentrations (Produit commercial) (mg/L)	Concentrations (µg/escargot)
900	18000	36
1200	24000	48
2000	40000	80
7500	150000	300
10000	200000	400
15000	300000	600

4.1. Effet du traitement sur les escargots

Les escargots exposés au métaldéhyde, dès les premières 24 heures les mêmes symptômes ont été observés chez tous les individus traités : la sécrétion du mucus, ils seront inactifs et immobiles, avec un refus de la nourriture. Puis certains escargots sont morts. Par contre les escargots témoins font leurs activités (nourriture, locomotion) d'une manière naturelle et aucune mortalité n'a été enregistrée pendant la période du traitement (Tab. 2).

Tableau 2 : Mortalités observées chez les individus témoins d'*H. aperta* adultes récoltés à Mila, n=5

Temps (Heure)	24H	48H	72H	96H
Mortalités (%)	0	0	0	0

4.2. Mortalités corrigées observées chez les escargots *H. aperta* traités par le métaldéhyd

Après 24 heures d'exposition chez l'espèce *H. aperta*, le pourcentage de mortalités corrigées est très faible dans toutes les doses traitées, pour toutes les concentrations, qui varie de 0 à 1 %. Après 48 heures d'exposition des escargots au mollucide, ce pourcentage de mortalité

reste faibles essentiellement pour les concentrations (900, 1200, 2000, 7500 mg/L) qui est de 0 à 0,33 %. Ensuite, ce pourcentage commence à s'élever particulièrement dans les doses 10000 et 15000 mg/L. À partir de 72h les mortalités enregistrées sont dose-dépendantes dans toutes les concentrations. Finalement, après 96 h, pour chaque dose du traitement, le taux de mortalités atteindra son maximum, mais ce taux varie d'une concentration à l'autre selon sa toxicité, c'est la concentration 15000 mg/L qui présente un taux plus élevé de mortalités corrigées (5%) comparativement aux autres doses (0,66 à 4,33 %) et aux témoins (0%) (Tabs. 3 et 4 ; Figs. 11 et 12).

Tableau 3: Mortalités observées (96 h) chez les escargots *H. aperta* adultes traités par le métaldéhyde collectés à Mila (février, mars et avril 2022), n=5.

Doses (mg/L)	Lots	Mortalités observées			
		24H	48H	72H	96H
900	Lot 1	0	0	0	0
	Lot 2	0	0	0	1
	Lot 3	0	0	0	1
	m	0	0	0	0,66
1200	Lot 1	0	0	0	1
	Lot 2	0	1	1	1
	Lot 3	0	0	1	2
	m	0	0,33	0,66	1,33
2000	Lot 1	0	0	1	1
	Lot 2	0	1	2	2
	Lot 3	0	1	2	3
	m	0	0,66	1,66	2
7500	Lot 1	0	0	2	4
	Lot 2	0	0	3	3
	Lot 3	0	1	1	4
	m	0	0,33	2	3,66
10000	Lot 1	1	2	4	4
	Lot 2	1	1	2	4
	Lot 3	1	3	3	5
	m	1	2	3	4,33
15000	Lot 1	0	4	5	5
	Lot 2	2	3	4	5
	Lot 3	1	3	4	5
	m	1	3,33	4,33	5

Tableau 4 : Mortalités corrigées (%) (96 h) observées chez les escargots *H. aperta* adultes traités par le métaldéhyde, collectés à Mila (février, mars et avril 2022), n=5.

Traitement (µg/escargot)	Mortalités Corrigées (%)
0 (Témoins)	0
36	0,66
48	1,33
80	2
300	3,66
400	4,33
600	5

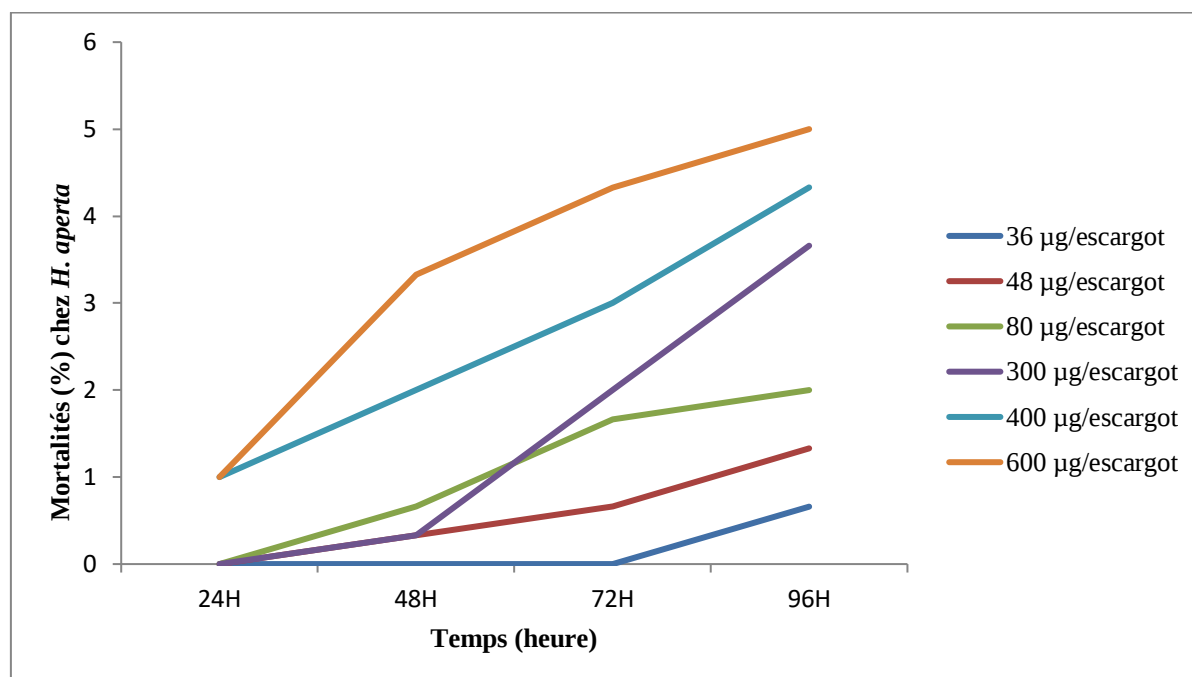


Figure 11 : Mortalités corrigées (%) (96 h), observées chez les escargots adultes (*H. aperta*) traités par le métaldéhyde en utilisant l'application topique, (n=5).

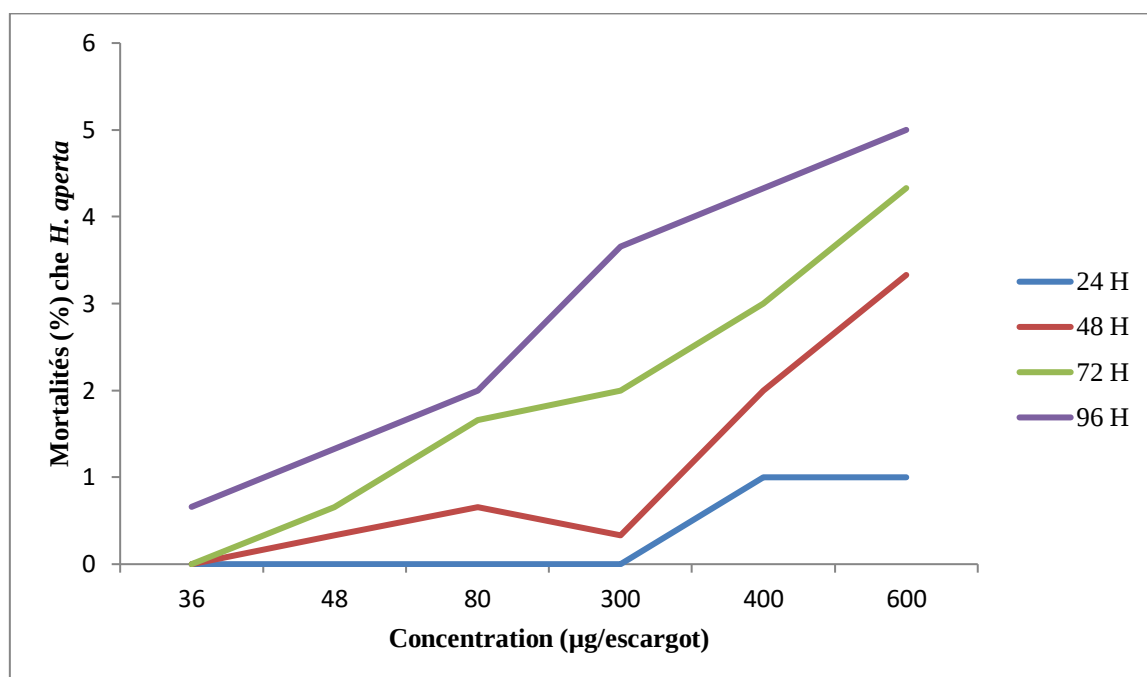


Figure 12 : Variation des mortalités corrigées (%) pendant 96 h, observées chez les escargots adultes (*H. aperta*) traités par le métaldéhyde en utilisant l'application métaldéhyde, (n=5).

4.3. Les doses (DL₁₀, DL₅₀ et DL₉₀) Obtenues chez l'espèce *H. aperta* traitée par le métaldéhyde :

Les résultats obtenus de l'analyse de mortalités corrigées du traitement des escargots par le métaldéhyde pendant 96 heures montrent que la dose subléthale DL₁₀ du métaldéhyde établie est de 2087 µg/escargot. Concernant la dose létale DL₅₀ de métaldéhyde obtenue est de 9506 µg/escargot, et la dose DL₉₀ apparaît plus grande de 5,164e+006 µg/escargot. Les valeurs de DL₁₀, DL₅₀ et DL₉₀ trouvées ne sont pas dans la gamme des concentrations testées lors du traitement, ceci revient à la nature toxique du molluscicide. Les valeurs des doses DL₁₀, DL₅₀ et DL₉₀ sont mentionnées dans le tableau 5 et la figure 13.

Tableau 5 : Toxicité aiguë (DL₁₀, DL₅₀ et DL₉₀) (96 h) du métaldéhyde sur *H. aperta* adultes collectés à Mila (février, mars et avril, 2022), (DL, IC, n = 5).

Doses (µg/escargot)	Doses létales
*DL₁₀ ** (IC)	2087 (1244 - 3499)
DL₅₀ (IC)	9506 (7150 - 12639)
DL₉₀ (IC)	5,164e+006 (366851- 7,268e+007)
Hill Slope (IC)	0,5624 (0,4072 - 0,7175)

* : IC : Intervalle de confiance.

**DL : Dose létale

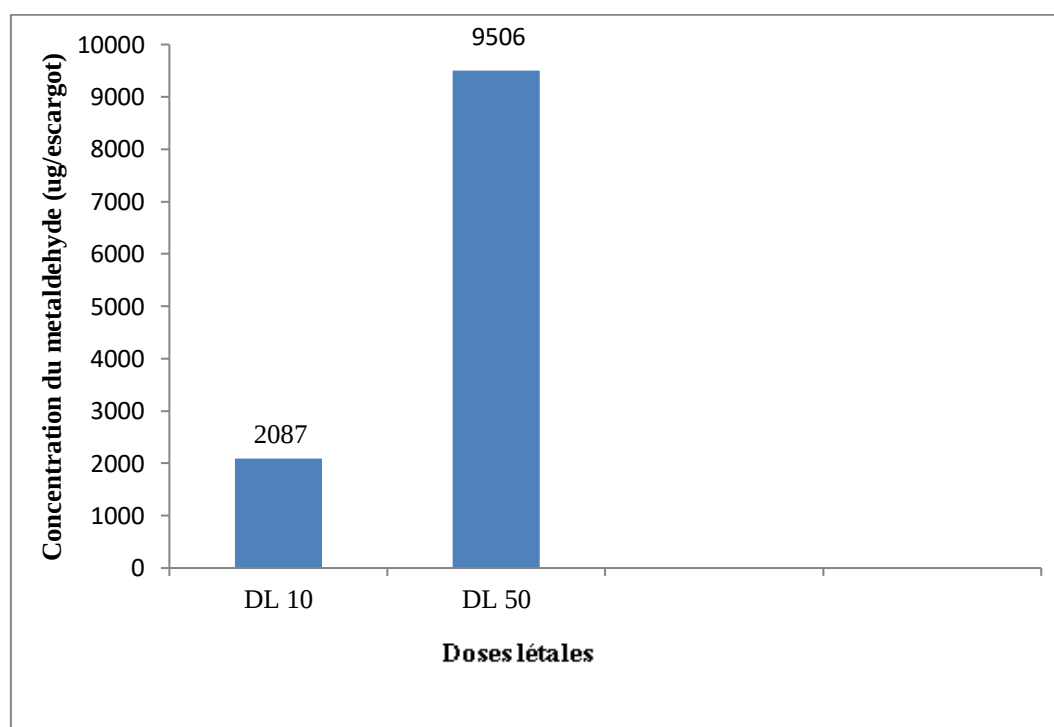


Figure 13 : DL₁₀ et DL₅₀ du métaldéhyde obtenues chez les escargots *H. aperta* adultes collectés à Mila (février, mars et avril ,2022).

5. Discussion

Les engrais et les pesticides sont largement utilisés dans les activités agricoles de nombreux pays (**Halaimia et al., 2021 ; Mikashi & Mahajan, 2012**). D'une part dans certains pays, les escargots terrestres sont l'une des menaces les plus dommageables pour l'agriculture durable. La lutte chimique à l'aide de molluscicide est la principale approche utilisée pour lutter contre ces ravageurs agricoles ; d'une autre part, en Algérie, ces escargots considérés comme organismes non-cibles sont en menace continue grâce à l'utilisation excessive des pesticides qui affectent leur biodiversité.

Dans la présente étude, nous avons évalué la toxicité aigüe (96 h) d'un molluscicide « métaldéhyde » et ses effets sur une espèce commune d'escargot terrestre (*H. aperta*) en utilisant la méthode d'application topique. Le métaldéhyde est l'ingrédient actif de la plupart des méthodes de lutte contre les escargots produits en cours d'utilisation (**Abobakr et al., 2021**). Bien qu'il soit utilisé depuis plus de 80 ans, des recherches ont été menées pour étudier son mode d'action. À notre connaissance, il n'y a pas d'études dans la littérature concernant les indices de toxicité par contact du métaldéhyde vis-à-vis des escargots. À cet égard, il s'agit de la première étude visant à déterminer les indices de toxicité du métaldéhyde vis-à-vis des escargots *H. aperta*.

Le métaldéhyde (2, 4, 6,8-tétraméthyl-1, 3, 5,7-téroxocane), qui est un tétramère cyclique d'acétaldéhyde, est l'ingrédient actif dans la plupart des produits de lutte contre les escargots ravageurs utilisés dans le monde entier. (**Castle et al., 2017 ; Pieterse et al., 2020**). Il est disponible en différentes formulations (sprays, poudres mouillables, granulés ou appâts granulés). Les appâts commerciaux contiennent jusqu'à 5% ou 10%. Les appâts formulés en granulés sont aromatisés avec mélasse ou son pour attirer les escargots ; cependant, la saveur attire les animaux de compagnie ainsi que d'autres animaux (**Gupta, 2012**). Les incidents d'empoisonnement au métaldéhyde ont été documentés chez les oiseaux, les animaux de compagnie et les animaux domestiques (**Andreasen, 1993 ; Daniel et al., 2009**). L'ingestion orale du métaldéhyde sous forme de pastilles ou les granules sont la cause d'intoxication la plus fréquente d'organismes non cibles (**Gupta et al., 2012**). En raison de ses propriétés physico-chimiques (faible coefficient de partage carbone organique/eau), le métaldéhyde se déplace dans le sol facilement lorsqu'il est appliqué sous forme de granulés donc se trouve dans l'environnement aquatique avec des niveaux au-dessus de la limite (**Castle et al., 2017**). En 1934, sa puissante activité molluscicide est découverte en Afrique du Sud (**Gimingham, 1940**). Le métaldéhyde reste toujours le meilleur choix au sein de la communauté agricole.

Cependant, les indices de toxicité (dose létale médiane (DL₅₀) et le temps létale médian (TL₅₀)) de métaldéhyde contre les escargots terrestres n'ont pas encore été rapportés dans la littérature. Le métaldéhyde agit comme un poison d'estomac ; les symptômes d'empoisonnement chez les mollusques gastéropodes sont l'excrétion excessive du mucus et la paralysie (**Crowell, 1977**). Son mode d'action chez les mollusques gastéropodes n'a guère été étudié, mais a généralement été décrit comme un dommage permanent dans les cellules épithéliales, y compris les cellules muqueuses de la muqueuse intestinale et peau ainsi que les cellules absorbantes de la glande digestive, conduisant à la mort (**Abobakr, 2021**). Le mécanisme spécifique par lequel le métaldéhyde provoque des convulsions est encore inconnu. La magnitude de sa toxicité augmente avec la durée du traitement (**Abobakr, 2021**). Pour déterminer les effets des pesticides sur un individu ou un compartiment d'individu, il est nécessaire de disposer des modèles biologiques représentatifs du milieu étudié (**Druart, 2011**), ces derniers sont des espèces sensibles aux variations physico-chimiques de leur milieu et surtout à toute forme de pollution (eau, sol, atmosphère) dont leur sensibilité vis-à-vis des xénobiotiques variés tels que les pesticides (**Abid, 2016**). Ainsi, toutes les études sur les bioindicateurs convergent vers l'idée que les gastéropodes terrestres dont les escargots sont d'excellents modèles biologiques pour les études écotoxicologiques d'un milieu. C'est pourquoi, ils sont de plus en plus utilisés pour évaluer l'impact de contamination sur leur croissance et leur physiologie (**Boucenna, 2010**).

Les gastéropodes terrestres ont été suggérés comme biomoniteurs dans les programmes de surveillance de la pollution des sols (**Berger et Dallinger, 1993 ; Regoli et al., 2006 ; Itziou et Dimitriadis 2011 ; Larba et Soltani, 2014 ; El-Sayed et al., 2016; De Roma et al., 2017; Radwan et al., 2019; El-Gendy et al., 2021**), et donc des matières toxiques peuvent atteindre ces organismes soit par contact ou pendant l'alimentation. Les gastéropodes terrestres peuvent être principalement exposés par contact cutané à des appâts molluscicides toxiques ou à des surfaces du sol fortement contaminées par des pesticides. Les escargots *H.aperta* et *H. aspersa* ont également été proposés comme espèces sentinelles pour la surveillance de la pollution par les contaminants (les métaux et les pesticides) en Algérie et dans les régions voisines (**Coeurdassier et al., 2009 ; Bhavsar Smita et Patel Nisar, 2011 ; Abdel-Halim et al., 2013 ; Eshra et al., 2016 ; Ali, 2017; Bairi et al., 2018 ; Carbone et Faggio, 2019, Douafer et al., 2020 ; Yankova et al., 2021 ; Abdel-Halim et al., 2021 ; Louzon et al., 2021 ; Zaidi et al., 2021**).

Jusqu'à présent, les molluscicides synthétiques sont devenus les mesures efficaces les plus disponibles pour le contrôle des ravageurs (**Heiba et al., 2002 ; Genena, 2003 ; Abd-El-Ail, 2004 ; Ismail et al., 2005 ; Genena et Mostafa, 2008**); cependant, les organismes non-cibles et leur environnement peuvent évidemment être affectés par la toxicité de ces substances toxiques (**Homeida et Cooke, 1982; Smith et al., 1988**). Néanmoins, certains de ces pesticides sont très stables dans l'environnement, indiquant ainsi que le risque d'accumulation est très élevé, et par conséquent, leur utilisation comme pesticides a été limitée (**Ohayo et al., 1997**).

Nos résultats ont montré un effet toxique marqué du métaldéhyde sur les escargots traités, et donc les mortalités ont été mises en évidence par des taux différents selon les doses testées, indiquant ainsi le rôle efficace de l'application topique (**Radwan et Mohamed, 2013**). Dans cette étude, les taux de mortalité des escargots *H.aperta* se sont avérés dépendre des doses et du temps d'exposition au métaldéhyde, notant également que les doses plus élevées donnent un pourcentage de mortalité plus élevé. Ainsi, les escargots exposés au métaldéhyde ont montré une série de symptômes : la sécrétion excessive du mucus, ils seront inactifs et immobiles, avec un refus de la nourriture surtout pour les doses élevées (400 et 600 µg/escargot), les mêmes symptômes sont observées par (**Bhavsar & Patel, 2011 ; Douafer, 2015**). Les mortalités sont dose-dépendantes. Un faible taux de mortalités a été noté dans les doses : 36, 48 et 80 µg/escargot. Puis ce taux commence à s'élever à partir de la dose 300 µg/escargot du métaldéhyde, pour arriver à un taux maximal (5%) après 96h dans la dose 600 µg/escargot, qui montre que la totalité de mortalités (5%) ont été notées dans le 3^{ème} jour (72h) du traitement. En effet, la mortalité des escargots dépend de l'espèce testée et de sa sensibilité vis-à-vis des substances testées. Le même résultat a été obtenu chez les escargots (*H. aspersa* et *H. aperta*) traités par le thiaméthoxam (**Douafer, 2015**), ainsi chez *H. aspersa* (**Ait Hamlet et al., 2012**). Cependant, chez le groupe témoin, aucune mortalité n'a été enregistrée. Dans notre étude, la dose sublétales DL₁₀ du métaldéhyde établie est de 2087 µg/escargot, la DL₅₀ est de 9506 µg/escargot et la DL₉₀ est de 5,164e+006 µg/escargot.

Les valeurs médianes de la dose létale (DL₅₀) à 24, 48 et 72 h du traitement des escargots *T.pisana* par le métaldéhyde étaient de 11,33, 8,53 et 6,87 g/ g⁻¹ du poids corporel (**Abobakr et al., 2021**). En comparaison avec d'autres pesticides utilisés dans le contrôle des mollusques terrestres, la toxicité par contact du métaldéhyde (DL₅₀ = 11,33 µg/ g⁻¹) est 17 fois supérieure

à celui du méthiocarbe ($DL_{50} = 188,68 \mu\text{g/g}^{-1}$) (**Abdelgaleil, 2010**). Ceci est conforme à celui trouvé par El Okda (**1978, 1979, 1984**) qui a étudié la toxicité molluscicide du méthomyl et de l'aldicarbe chez les escargots ;*Hellicelavestalis*, *T. pisana*, *E. vermiculata* et *Monacha. sp.* Dans ce contexte, **Radwan & Mohamed (2013)** étudient la toxicité aigüe (48h) de l'insecticide néonicotinoïde (imidaclopride) chez *H. aspersa* juvénile, la DL_{50} est de 109200 $\mu\text{g/escargot}$. La DL_{50} (48 h) établie du méthomyl est de 240 $\mu\text{g/escargot}$, le carbofuran (500 $\mu\text{g/escargot}$), le chlorpyrifos (900 $\mu\text{g/escargot}$) et le parquat (920 $\mu\text{g/escargot}$) (**Salama et al., 2005**). La toxicité des différents pesticides (bensultap, chlorpyrifos-éthyl, deltamethrine, diazonixy, lambda-cyhalothrine et méthomyl) a été testée en laboratoire par **Genena et al. (2008)** qui évaluent leur activité molluscicide sur deux gastéropodes terrestres (*Monachacantiana* et *Eobaniavermiculata*), et que le méthomyl donne 100 % de mortalités après 12 jours d'exposition comparativement aux autres pesticides. Les résultats biochimiques suggèrent que le métaldéhyde peut avoir des actions neurotoxiques et cytotoxiques chez les escargots terrestres (**Abobakr et al., 2021**). Il convient de noter que certains insecticides ont réduit la capacité alimentaire des escargots d'eau douce par l'effet direct de l'insecticide sur les tissus du tube digestif des escargots (**Mohamed et al., 1988**). Il est important de noter que le métaldéhyde exerce son effet toxique par stimulation de la glande muqueuse, qui présente par la suite un amincissement excessif, entraînant la mort par déshydratation. À cet égard, **Abd El-Wakeil (2005)** a signalé que le métaldéhyde peut affecter les mollusques soit par contact, soit par absorption par la peau ou par l'intestin lorsqu'il est consommé. L'effet du métaldéhyde se manifeste principalement par un effet irritant, conduisant les mollusques à produire des masses de mucus, et ils peuvent mourir par déshydratation. Ainsi, cette étude peut suggérer que tout dommage dans les cellules hépatopancréatiques des escargots terrestres peut entraîner une altération des indices sériques (hémolymphes) (**Abobakr et al., 2021**).

6. Conclusion

Notre étude vise à évaluer la toxicité aigüe (96h) d'un mollucicide « métaldéhyde » largement utilisé en agriculture, sur une espèce commune des escargots terrestres « *H. aperta* ».

Les résultats du traitement par application topique affirment que le métaldéhyde exerce un effet toxique sur les escargots *H. aperta*. Les résultats montrent que les mortalités sont doses-dépendantes, et ces effets sont notés principalement dans les fortes concentrations traitées (400 et 600 µg/escargot), avec un pourcentage des mortalités corrigées de 100% après 96h du traitement. La dose sublétales, DL_{10} du métaldéhyde établie est de 2087 µg/escargot, la DL_{50} est de 9506 µg/escargot, la DL_{90} est de 5,164e+006 µg/escargot.

Au terme de ce travail, nous pouvons conclure que l'escargot *H. aperta* est un excellent bioindicateur de la qualité des sols, il est donc employé comme une espèce sentinelle de la pollution des sols par les pesticides notamment, les mollucicides. L'application topique semble la méthode la plus efficace pour tester la toxicité des pesticides sur les gastéropodes.

Des expérimentations méritent d'être menées comme perspectives de recherche :

- Tester la toxicité des autres pesticides plus utilisés en agriculture pour connaître leurs effets toxiques sur les espèces de gastéropodes communes (*Helix aspersa* et *Helix aperta*) et ainsi sur la santé de l'Homme.
- Dosage des métaux lourds les plus abondants dans les sols, au niveau des escargots.
- Dosage des biomarqueurs de la pollution métallique et par les pesticides (glutathion, acétylcholinestérase et les métallothionéines) et d'autres enzymes de détoxification (GPx et SOD), pour étudier les défenses anti-oxydantes parce qu'elles ne sont pas connues chez les gastéropodes terrestres.

7. Résumé

Ce travail a pour objectif d'évaluer la toxicité aigüe (96h) d'un mollucicide « métaldéhyde, GR 6%), sur une espèce commune d'escargot terrestre (*Helix aperta*) ; dans la région de Mila ;En utilisant la méthode du traitement par application topique à des concentrations : 36, 48, 300, 400 et 600 (µg/escargot).

Les résultats obtenus du traitement indiquent que les escargots traités montrent une série de symptômes tels que : la sécrétion excessive du mucus, ils seront inactifs et immobiles avec un refus de la nourriture suivie par la mort, comparativement aux escargots témoins qui présentent ses activités habituelles normales. Concernant les escargots traités, les mortalités sont dose-dépendantes, avec un taux élevé de mortalités essentiellement pour les doses 300 et 400 µg/escargot. La dose sub létale, DL_{10} du métaldéhyde établie est de 2087 µg/escargot, la dose létale DL_{50} est de 9506 µg/escargot et la DL_{90} est de 5,164e+006 µg/escargot, ceci montre l'effet toxique du mollucicide sur les escargots.

Ces résultats confirment le rôle de l'espèce *H. aperta* comme bioindicatrice de la pollution des sols par les pesticides et les mollucides.

Mots clés : Toxicité aigüe, Métaldéhyde, *Helix aperta*, Bioindicateur, Pollution, Mila.

Abstract:

This work aims to evaluate the acute toxicity (96h) of a "metaldehyde, GR 6%" molluscicide on a common species of land snail (*Helix aperta*); in the region of Mila; Using the method of treatment by topical application at concentrations: 36, 48, 300, 400 and 600 ($\mu\text{g}/\text{snail}$).

The results obtained from the treatment indicate that the treated snails show a series of symptoms such as: excessive secretion of mucus, they will be inactive and immobile with refusal of food followed by death, compared to control snails, which show its normal usual activities. Concerning the treated snails, the mortalities are dose-dependent, with a high mortality rate mainly for the 300 and 400 $\mu\text{g}/\text{snail}$ doses. The sublethal dose, LD_{10} of metaldehyde established is 2087 $\mu\text{g}/\text{snail}$, the lethal dose LD_{50} is 9506 $\mu\text{g}/\text{snail}$ and the LD_{90} is 5.164e+006 $\mu\text{g}/\text{snail}$, this shows the toxic effect of the molluscicide on snails.

These results confirm the role of the *H. aperta* species as a bioindicator of soil pollution by pesticides and molluscicides.

Keywords: Acute toxicity, Metaldehyde, *Helix aperta*, Bioindicator, Pollution, Mila.

الملخص

يهدف هذا العمل إلى تقييم السمية الحادة (96 ساعة) لمبيد الرخويات "المعدني ، 6% GR" على الأنواع الشائعة من الحلزونات الأرضية (Helix aperta) ؛ في منطقة ميله ؛ باستخدام طريقة العلاج بالتطبيق الموضعي بتركيزات: 36 ، 48 ، 300 ، 400 و 600 (ميكروغرام / حلزون). تشير النتائج التي تم الحصول عليها من العلاج إلى أن الحلزونات المعالجة تظهر سلسلة من الأعراض مثل: إفراز مفرط للمخاط ، وتكون غير نشطة وغير متحركة مع رفض الطعام ثم الموت ، مقارنة بالحلزونات الشاهدة التي تظهر نشاطها الطبيعي المعتاد. بالنسبة للحلزونات المعالجة ، فإن الموت يعتمد على الجرعة ، مع معدل وفيات مرتفع بشكل رئيسي لجرعات 300 و 400 ميكروغرام / الحلزون. الجرعة المميتة ، 10LD من ميتالديهيد هي 2087 ميكروغرام / حلزون ، والجرعة المميتة 50LD هي 9506 ميكروغرام / حلزون و LD 90 هي 5.164 + 006 ميكروغرام / حلزون ، وهذا يوضح التأثير السام لمبيد الرخويات على القواقع.

كمؤشر حيوي لتلوث التربة بالمبيدات الحشرية ومبيدات الرخويات. Helix aperta تؤكد هذه النتائج دور أنواع

الكلمات المفتاحية: السمية الحادة ، ميتالديهيد ، مؤشر بيولوجي ، تلوث ، ميله ،

Helix aperta

8. Références bibliographiques

- Abd-El-Ail S.M., 2004.** Toxicity and biochemical response of *Eobaniavermiculata* land snail to niclosamide molluscicide under laboratory and field conditions. *J. Agric. Sci. Mansoura Univ.*, 29: 4751-4756.
- Abdelgaleil SAM., 2010.** Molluscicidal and insecticidal potential of monoterpenes on the white garden snail, *Theba pisana* (Muller) and the cotton leafworm, *Spodoptera littoralis* (Boisduval). *Appl. Entomol. Zool.*, 45:425-433.
- Abdel-Halim K.Y., Abdo El-Saad A.A., Talha M.M., Hussein A.A., Bakry N.M., 2013.** Oxidative stress on land snail *Helix aspersa* as a sentinel organism for ecotoxicological effects of urban pollution with heavy metals. *Chemosphere* 93(6): 1131-1138. Doi: 10.1016/j.chemosphere.2013.06.042
- Abdel-Halim K.Y., Ramadan Osman S , Mohamed El-Danasoury H and Fathy Aly G., 2021.** Comparative toxicity of abamectin and nano-derived form on land snail, *Helix aspersa* in attributing to cytotoxicity and biochemical alterations. *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 2021, 10 (01), 296–311. Article DOI. <https://doi.org/10.30574/wjarr.2021.10.1.0140>
- Abd El-Wakeil K.F., 2005.** Ecotoxicological studies on terrestrial isopods (Crustacea) in Assiut, Egypt. Ph. D. Thesis, Assiut Univ. Egypt, 271pp
- ABID A., 2016.** Nantoxicité de Fe₃O₄ (NPs) sur les paramètres de stress oxydatif d'un modèle cellulaire biologique alternatif *Paramecium* sp. Mémoire de Master en Toxicologie : xénobiotiques et Risques Toxicologiques Université de Larbi Tébessi – Tébessa
- Abobakr Y., 2011.** Histopathological changes induced by metaldehyde in *Eobania vermiculata* (Müller 1774). *Alexandria Sci Exch J* 32:300-310
- Abobakr Y., Gad A., Abou-Elnasr H., Abdelgalil G., Hussein H et Selim S., 2021.** Contact toxicity and biochemical impact of metaldehyde against the white garden snail *Theba pisana*.
- Abobakr, Y., Gad A.F A.F, Hamza S Abou-Elnasr, Gaber M Abdelgalil, Hamdy I Husseinband Shady Selimd., 2021.** Contact toxicity and biochemical impact of metaldehyde against the white garden snail *Thebapisana* (Müller, 1774). DOI 10.1002/ps.6359
- Achuba F.I., 2008.** African land snail *Achatina marginatus*, as bioindicator of environmental pollution. *North-Western Journal of Zoology*, 4(1): 1-5.
- Alexia, A., 2018.** Un laboratoire CNRS de l'université de Franche-Comté mène une expérimentation avec des gastéropodes
- Ali, M., 2017.** Comparison among the Toxicity of Thymol and Certain Pesticides on Adults Survival and Egg Hatchability of the Glassy Clover Snail *Monachacartusiana* (M-LLER). *J. Plant Prot. and Path.*, Mansoura Univ., Vol.8 (4), 189- 194
- Andreasen JR., 1993.** Metaldehyde toxicosis in ducklings. *J Vet Diagn Invest* 5:500-501 .
- Angélique S. D., Thèse de Doctorat, Agro Paris Tech, France 2008.** 194.
- Aupinel P., 1984.** Etude de l'importance de l'hibernation pour la reproduction de l'escargot « Petit-gris » *Helix aspersa*. D.E.A de l'université de Rennes.
- Awad M.H.M., 2013.** Logical control and population density studies on land snails in south district of Port Saied, portsaid Governate. Egypt. Acad. Jour. Biolog. Sci., 5 (2): 47- 63

- Awatef B., 2011.** Etude sur les pesticides Université de Tébessa Algérie - Master 2 en toxicologie appliquée /152p.
- Bairi Y., Sifi K., Soltani N., 2018.** Growth and responses of biomarkers in the snail *Helix aspersa* (Mollusca, Gastropoda) used as bioindicator of soil pollution in Northeast of Algeria. In: Kallel A, Ksibi M, Ben Dhia H, Khélifi N (eds) Recent advances in environmental science from the Euro-Mediterranean and surrounding regions. Advances in Science, Technology & Innovation, pp 339–341.
- Bakhi R., & Bakhi S., 2017.** Inventaire des gastéropodes terrestres dans quelques sites de la région de Mila. Biologie appliquée et Environnement
- Barker G.M., 2002.** Mollusks as Crop Pests. CABI Publishing, Wallingford, p. 441.
- Beeby A., & Richmond L., 2002.** Evaluating *Helix aspersa* as a sentinel for mapping metal pollution. *Ecological Indicators*, 1(4): 261-270.
- Benedetti M. & Piva F., 2006.** Use of the Land Snail *Helix aspersa* as Sentinel Organism for Monitoring Ecotoxicologic Effect of Urban Pollution: An Integrated Approach. *Environnemental Health Perspectives*, 114: 63-69.
- Berger B., & Dallinger R., 1993.** Terrestrial snails as quantitative indicators of environmental pollution. *Environmental Monitoring and Assessment*, 25: 65-84.
- Bertrand-Renault S., 2004.** Je construis mes apprentissages en sciences au premier degré, 1-43.
- Bhavsar S.S. and Patel N.G., 2011.** Molluscicidal activity of two pesticides against *Macrochlamysindica*. Golden Resrach Thoughts, ISSN No-2031-5063 Vol.1, Issue.VI/Dec 2011pp.1-4
- Bonnet J.C., Aupinel P., Vrillon J.L., 1990.** L'escargot *Helix aspersa*, biologie, élevage. Du labo au terrain, INRA, 1-5.
- Boucenna M., 2010.** Evaluation de la toxicité des poussières métalliques rejetées par les aciéries 1 et 2 du complexe sidérurgique d'El-Hadjar sur un modèle bio-accumulateur *Helix Aspersa*. Diplôme de Magister en Biologie,. 85p. Université Badji Mokhtar-Annaba
- Boudjemaa, 2013** LA wilaya de mila : villes, villages et problématique de l'alimentation en eau potable
- Boué H. Chaton R., 1971.** Biologie Animale Zoologie I. Invertébrés. ED Doin, Paris, 542 p
- Carbone C., Faggio C., 2019.** *Helix aspersa* as sentinel of development damage for biomonitoring purpose: A validation study. Molecular Reproduction and Development DOI: 10.1002/mrd.23117
- Castle GD., Mills GA., Gravell A., Jones L., Townsend I., Camerone DG., 2017.** Review of the molluscicide metaldehyde in the environment. *Environ Sci Water Res Technol* 3:415-428.
- Cesari P., 1978.** La malacofauna del territorio italiano. 1° contributo : il genere *Helix*, *Conchiglie*, 14: 35-89.
- Chevallier H., 1992.** L'Elevage des Escargots. Production Et Préparation du Petit Gris. Edit. Point Vétérinaire ; Maisons-Alfort, Francia 144 p.
- Coeurdassier M., Saint-Denis M., Gomot-de Vaufléury A., Ribera, D., Badot PM., 2001.** The garden snail (*Helix aspersa*) as a bioindicator of organophosphorus exposure: effects of dimethoate on survival, growth and acetylcholinesterases activity. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 20: 1951-1957.
- Coeurdassier M., Saint-Denis M., Gomot-de Vaufléury A., Ribera D., Badot PM., 2009.** The garden snail (*Helix aspersa*) as a bioindicator of organophosphorus exposure: Effects of dimethoate on survival, growth, and acetylcholinesterase activity. *Environmental Toxicology*..

- Cortet J., Gomot de Vaufleury A., Poinso-Balaguer N., Gomot L., Texier C. & Cluzeau D., 1999.** The use of invertebrate soil fauna in monitoring pollutant effects. *European Journal of Soil Biology*, 35 (3): 115-134.
- Coughtrey P.J., & Martin M.H., 1976.** The distribution of Pb, Zn, Cd and Cu within the pulmonate mollusc (*Helix aspersa* Müller), *Oecologia*, 23 (4): 315-322.
- Crowell H.H., 1977.** Chemical Control of Terrestrial Slugs and Snails. Agricultural Experiment Station Bulletin 628, Oregon State University, Corvallis, OR, p. 70.
- Daniel R, Lewis D and Payne J., 2009.** Metaldehyde poisoning in a dairy herd. *Vet Rec* 165:575-576 .
- De Roma A, Neola B, Serpe FP, Sansone D, Picazio G, Cerino P, Esposto M ., 2017.** Land Snails (*Helix Aspersa*) as Bioindicators of Trace Element Contamination in Campania (Italy). Article in Open Access Library Journal · February 2017. 2017, Volume 4, e3339.
- De Vaufleury A, et Gimbert F., 2009.** Obtention du cycle de vie complet d'*Helix aperta* Born de sites tunisiens en conditions contrôlées. Influence de la photopériode, *C. R. Biologie*, 332: 795-805.
- Désiré C.H., et Villeneuve F., 1962.** L'escargot petit gris, livre de zoologie, Edition BORDAS, Paris, 62 ; 68p.
- Didier P., 2006.** Elevage de l'escargot. Consultable sur internet :
- Djaroun N, et Moussaoui T., 2016.** Inventaire qualitatifs et quantitatifs des gastéropodes terrestres au niveau de quatre stations, avec des altitudes différentes dans la région de Tizi-Ouzou. Mémoire de master : Protection des plantes cultivées .Université de Tizi-Ouzou, 50p.
- Djatita O., 2019.** Évaluation des effets de l'herbicide Cossack(od) sur les paramètres physiologiques de l'escargot P 6).
- Douafer L., 2015.** Réponses *in situ* et en laboratoire de deux espèces communes de gastéropodes (*Helix aspersa* et *Helix aperta*) à une contamination des agrosystèmes par un insecticide néonicotinoïde (Actara) : activité de l'ACHé et stress oxydatif». Thèse de Doctorat, Université Badji Mokhtar-Annaba, Algérie.
- Douafer L. & Soltani N., 2014.** Inventory of Land Snails in Some Sites in the North-East Algeria: Correlation with Soil Characteristics. *Advances in Environmental Biology*, 8(1), 236- 243.
- Douafer L, Zaidi N, Soltani N., 2020.** Seasonal variation of biomarker responses in *Cantareus asperses* and physic-chemical properties of soils from Northeast Algeria. *Environmental Science and Pollution Research* (2020) 27:24145–24161. <https://doi.org/10.1007/s11356-020-08694-4>
- 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.
- Eijsackers, H., 2010.** Earthworms as colonisers: Primary colonisation of contaminated land, and sediment and soil waste deposits. *Science of the Total Environment*. 408: 1759-1769.
- El-Sayed, H. Eshra, M.S. El-Shahaat and Y Dewer 2016.** Molluscicidal potential of two neonicotinoids and fipronil against three terrestrial snail species. *International Journal of Zoological Investigations*, 2 (1):1-8
- Sidiropoulou, E, K. Feidantsis, S. Kalogiannis, G.P. Gallios, G. Kastrinakis, E. Papaioannou, M. Václavíková, M. Kaloyianni., 2018.** Insights into the toxicity of iron oxides nanoparticles in land snails. *Comparative Biochemistry and Physiology, Part C* 206–207 (2018) 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2018.02.001>

- Eshra, E.H., El-Shahaat, M.S. Dewer, Y., 2016.** Molluscicidal Potential of Two Neonicotinoids and Fipronil Against Three Terrestrial Snail Species. *International Journal of Zoological Investigations* Vol. 2, No. 1, 01-08
- Feillet P., 2012.** : Nos aliments sont-ils dangereux ? 60 clés pour comprendre notre alimentation. Edition quae. 240p.
- Gaillard J., 1991.** Les mollusques, document photocopié du module de la conférence sur les animaux venimeux au Muséum d'Histoire Naturelle de Paris, juillet 1999. 1-18
- Garar B., 2015.** Caractérisation Morphophysologique de la Toxicité du ZnO (Nanoparticule manufacturée) sur l'escargot l' *Helix aspersa* bio indicateur de pollution de l'environnement
- Garnault, P. 1988.** Sur les phénomènes de la fécondation chez *Helix aspersa* et *Arion empiricorum*. *Zool. Anz.*, 11: 37-31.
- Genena M., A. M., 2003.** Studies on the gastropods at Dakhlia Governorate, M.Sc., Thesis Fac.Agric. Mansoura Univ. 136 pp.
- Genena, M., A. M. and Fatma Mostafa, A. M., 2008.** Molluscicidal activity of six pesticides against the two land snails, *Monachacantiana* and *Eobania vermiculata* (Gastropoda: Helicidae) under laboratory conditions. *J.Agric. Sci. Mansoura Univ.*, 33 (7): 5307-5315
- Germain L., 1930.** Mollusques terrestres et fluviatiles (1ère partie), in : P. Lechevalier (Ed.), Faune de France, Paris, 21: 1-477.
- Germain L., 1931.** Mollusques terrestres et fluviatiles (2e partie), 26 planches, in : P. Lechevalier Ed. Faune de France, Paris, 22 : 478-897.
- Gimbert D.C., 2011.** Utilisation intégrée des escargots en bioindication de la qualité de l'environnement, RITTMO, France, pp:8.
- Gimingham C.T., 1940.** Some recent contributions by English workers to the methods of insect control. *Ann Appl Biol* 27:161-175 .
- Giusti F., and Andreini S., 1988.** Morphological and ethological aspects of mating in two species of the family Helicidae (Gastropoda Pulmonata) *Theba pisana* (Müller) and *Helix aperta* (Born), *Monitore Zool. Ital. (N.S.)*, 22: 331-363.
- Giusti, F., Manganelli G., et Schembri P.J., 1995.** The non-marine molluscs of the Maltese Islands, Museo Regionale di Scienze Naturali, Torino, Monographie, 15: 486-497.
- Godan D., 1983.** Pest Slugs and Snails. Springer-Verlag, Berlin, p. 445.
- Godet J.P., 2010.** Intérêt des isopodes terrestres dans l'évaluation de la qualité des sols : recherche de paramètres indicateurs de la pollution par des éléments traces métalliques et contribution à la mise au point d'un outil écotoxicologique de terrain. Thèse de Doctorat. Université de Lille 1, Sciences et Technologie, Discipline : Ecologie, 231 p.
- Gomot L., Enée J., 1980.** Biologie de la reproduction de l'escargot *Helix aspersa* Muller : Les phases de la croissance et de la différenciation sexuelle. *Atti. Accad. Fisiocrit. Sienna*, 37 : 73-85
- Gomot A., & Gomot L., 1995.** Neurohormonal control of body and shell growth of the snail *Helix*. *Bull. Inst. Océa. Monaco.*, 14: 141-149.
- Gomot A., Rerat A., Nordmann R., & Boudène C., 1997.** Effets des métaux lourds sur le développement des escargots. Utilisation des escargots comme bio-indicateurs de pollution par les métaux lourds pour la préservation de la santé de l'homme. *Bulletin de l'Académie nationale de médecine*, 181(1) : 5975.
- Gomot de Vaufléury A., 2000.** Standardised growth toxicity testing (Cu, ZN, Pb and pentachlorophenol) on *Helix aspersa*.
- Gomot-de Vaufléury A., & Pihan F., 2000.** Growing snails used as sentinels to evaluate terrestrial environment contamination by trace elements. *Chemosphere*, 40(3): 275-284.

- Grasse, P.P., et Doumenc D., 1995.** Zoologie I. Invertébrés. Masson, Paris. 5^{ème} édition, 263p
- Gupta, R.C., 2012.** Metaldehyde, in Veterinary Toxicology, ed. by Gupta R.C. Elsevier, Amsterdam, pp. 624–628 .
- Guyard, A., 2009.** L'escargot. Consultable sur internet: <http://baladesnaturalistes.hautetfort.com/archive/2009/10/10/l-escargot-de-bourgogne.html>
- Halimia S., Tine S., Tine-Djbbar F., Soltani N., 2021.** Potential side effect of fertilizer on growth, biochemical composition and biomarker responses of the grey worm, (*Aporrectodea caliginosavigny*, 1826). Applied Ecology and Environmental Research, 19(2):1247-1266. DOI
- Heiba F N, Al-Sharkawy I M and Al-Batal A A., 2002.** Effects of the insecticide Lannate, on the land snails, *Eobaniavermiculata* and *Monachacontiana*, under laboratory conditions. J. Biol. Sci., 2(1): 8-13.
- Hemissi, S., & Gudrez, K., 2019.** Inventaire des gastéropodes terrestres dans deux sites de la région de Mila (Rouached et Oued endja). Protection des écosystèmes
- Heusser S., et Dupuy H.G., 1998.** Atlas biologie animale I. Les grands plans d'organisation 3^e édition, Dunod, Paris, 135p.
- Homeida AM and Cook RG. 1982.** Pharmacological aspects of metaldehyde poisoning in mice. J. Vet. Pharmacol. Ther, 5:77-82
- Ismail S.A., Abd-Allah S.A., El-Massry S.A., and Hegab A.M., 2005.** Evaluation of certain chemicals and insecticides against *Monachacartusianas* snails infesting some vegetable crops at Sharkia. Governorate. J. Agric. Sci. Mansoura Univ., 30: 6283-6292.
- ISO., 2006.** Qualité du sol - Effets des polluants vis-à-vis des escargots juvéniles (Helicidae) - Détermination des effets sur la croissance par contamination du sol, Genève, 31.
- Itziou A., Dimitriadis VK., 2011.** Introduction of the land snail *Eobaniavermiculata* as a bioindicator organism of terrestrial pollution using a battery of biomarkers. SciTotal.Environ.409(6):1181–1192.
- Karas F., 2009.** Gastéropodes terrestres, invertébrés continentaux des pays de la Loire-gretia, 397 P.
- Kerney M.P. et Cameron R.A.D., 1979.** A field guide to the land snails of Britain and NW Europe. William Collins Sons and Co. Ltd., London.
- Kerney M.P. et Cameron R.A.D., 2006.** Guide des escargots et limaces d'Europe, identification et biologie de plus de 300 espèces. ED De la chaux Nietlé SA. Paris. 370p.
- Kiddy H., 1999.** Tous au sujet des escargots, 36 ; 38p.
- Ktari M. H. et Rezig M., 1976.** La faune malacologique de la Tunisie septentrionale, Bull.Soc. Sc. Nat. Tunisie, 11: 31-74.
- Lakhdari, M., 2016.** Contribution à l'étude de l'influence de deux fongicides ; Difénoconazole et Himéxazole, et un herbicide le Glyphosate sur la germination et la croissance du Pin d'Alep (*Pinus Halepensis* M.)
- Larba, R., Soltani N., 2014.** Use of the land snail *Helix aspersa* for monitoring heavy metal soil contamination in Northeast Algeria. Environ Monit Assess 186(8):4987–4995. <https://doi.org/10.1007/s10661-014-3753-2>
- Lèvêque C., 1971.** Etude bibliographique des mollusques. PP : 285-300.
- Louzon, M ., Pauget B., Gimbert F., Morin-Crini N., Wong J.W. Y., Zaldibar B., Natal-da-Luz T., Neuwirthova N., Thiemann C., Sarrazin B., Irazola M., Amiot C., Rieffel D., Sousa J.P., Chalot M., and A. de Vaufléury., 2021.** In situ and ex situ bioassays with *Cantareus aspersus* for environmental risk assessment of metal (loid) and

- PAH-contaminated soils. Integrated Environmental Assessment and Management — Volume 00, Number 00—pp. 1–16
- Maisons-Alfort, le 21 mars .,2013** la préparation METAREX ONE à base de métaldéhyde, de la société DE SANGOSSE S.A.S. dans le cadre d'une procédure de reconnaissance mutuelle
- Messelem & Laïb ,2016** Inventaire de la faune acridienne (Orthoptera , Caelifera) dans la région de Mila et l'étude des genres Ocneridia et Pamphagus de la famille des Pamphagidae
- Michel R., 1979.** L'élevage des escargots. Deuxième édition 1979 entièrement revue, complétée et actualisée. 11 : 13-29.
- Mikashi R, and Mahajan AY., 2012.** Toxicity evaluation of thiamethoxam and triazophos to the freshwater bivalve *Lamellidens marginalis*(Lamark). Trends in life Sciences 1(3): 29-33.
- Mohamed AMMM El-Saadany and Abd Allah M ., 1988.** Effect of low concentrations of triphenyl-tin hydroxide (Du-Ter) on feeding, egg laying, glycogen, protein and free amino acid concentration of *Biomphalaria alexandrina*. Al –Azhar J. Agric. Res., 9: 161-173.
- Mott K.E., 1987.** Plant molluscicides. WHO 1987. John Wiley & Sons, Ltd.
- Notten M.J.M, Oosthoek A.J, Rozema J, & Aerts R., 2005.** Heavy metal concentrations in a soil-plant-snail food chain along a terrestrial soil pollution gradient. *Environmental Pollution*, 138: 178-190.
- Narimene A., 2021 .**Caractérisation et évaluation des poussières et de leurs impacts sur la bio-écologie des Gastéropodes, dans la région d'Ain Touta (Batna, ALGERIE)
- Ohayo GJA, Heederik DJJ, Kromhout H, Omondi BEO and Boleij JSM .,1997.**Acetylcholinesterase inhibition as an indicator of organophosphate and carbamate poisoning in Kenyan agricultural workers. International Journal of Occupational and Environmental Health, 3: 210–220.
- Peters A., 1997.**Wichmann H. E., Tuch T., Heinrich J. and Heyder J. *Am J Respir Crit Care Med* 155(4) 1376-83.
- Pieterse A., Malan AP and Ross JL., 2020.** Efficacy of a novel metaldehyde application method to control the brown garden snail, *Cornu aspersum* (Helicidae), in South Africa. *Insects* 11:437.
- Radwan M. A, El-Gendy K.S , Gad A.F , Khamis A.E , and Eshra E. H., 2019.** Responses of oxidative stress, genotoxicity and immunotoxicity as biomarkers in *Thebapisana* snails dietary exposed to silver nanoparticles. *Chemistry and Ecology*, 2019, VOL. 35, NO. 7, 613–630.
- Radwan M.A. Mohamed M.S., 2013.** Imidacloprid induced alterations in enzyme activities and energy reserves of the land snail, *Helix aspersa*. *Ecotoxicol Environ Saf* 95:91–97.
- Raven C.H.R.P., 1958.** Morphogenesis: the analysis of Molluscan development. Pergamon Press. Anonyme., 2002.COSEPAC (Comité sur la Situation des Espèces en Péril Au Canada)
- Regoli F., Gorbi S., Fattorini D., Tedesco S., Notti A., Machella N., BocchettiSSacchi, C. F., 1955.** Il contributo dei molluschi terrestri alle ipotesi del « ponte siciliano ». Elementi tirrenici ed orientali nella malacofauna del Maghreb. *Arch. Zool. Ital*, 40: 49-181.
- Regoli F., Gorbi S., Fattorini D., Tedesco S., Notti A., Machella N., Bocchett R., BenedettiM. Piva F., 2006.** Use of the land snail *Helix aspersa* as sentinel organism for monitoring ecotoxicologic effects of urban pollution: an integrated approach. *Environ Health Perspect* 114(1): 63–69.

- Sacchi C. F., 1958.** Les mollusques terrestres dans le cadre des relations biogéographiques entre l'Afrique du Nord et l'Italie. *Vie et milieu*, 9: 11-52.
- Saleudin A S.M., Farrel C.L. et Gomot L., 1983.** Brain extract causes amoeboid movement in vitro in oocytes in *Helix aspersa* (Mollusca). *Int. J. Invert. Reprod.*, 6: 31-34
- Thompson, T. (1973).– Euthyneuron and other molluscan spermatozoa. *Malacologia*, 14: 167-206.
- Smith G, Hady AR Brown PM Fletcher MR Stanely PI Westlake GE and Loyd GA. 1988.** Assessment of the hazard to wildlife from the use of methiocarb to protect ripening cherries. ADAS Tolworth Lab, Hook. Surrey. South Surrey KT67WF United Kingdom
- Sandrine., Sylvie ., Louise., 2003 .** contribution à l'étude de la pathologie estivale de l'escargot petit-gris (*Helix aspersa*) : reproduction expérimentale
- Soufane F., & Chekouf S., 2019.** Inventaire des gastéropodes terrestres dans deux sites de la région de Mila (Sidi Khelifa et Zeghaia). *Protection des écosystèmes*.
- Tafoughalt-Benbellil S., 2010.** Etude de l'influence de la durée de la photopériode et de la température sur la croissance et la reproduction des escargots de l'espèce *Helix aperta* Born (Gastropoda : Helicidae). Thèse de Doctorat. Université de Bejaia.
- Tafoughalt-Benbellil S., Sahnoune M., de Vaufléury A. et Moali A., 2009.** Effects of temperature and photoperiod on growth and reproduction of the land snail *Helix aperta* Born (Gastropoda, Pulmonata). *Rev. Ecol. (Terre et Vie)*, 64: 207-219.
- Tafoughalt-Benbellil S., Sahnoune M., de Vaufléury A. et Moali A., 2011.** Influence of sampling date on reproduction in the land snail *Helix aperta* kept under controlled conditions of temperature and photoperiod. *Rev. Ecol. (Terre et Vie)*, 66 : 43-54.
- Taofiq S., 2017.** Studies on snail vectors of helminth disease agents along Rima River Valley at Kwakwalawa Village, Wamakko Local Government Area, Sokoto State, Nigeria. *SM Trop Med J* 2:1011.
- Viard B., Maul A. & Pihan J.C., 2004.** Standard use conditions of terrestrial gastropods in active biomonitoring of soil contamination. *Journal of Environmental Monitoring*, 6: 103-107.
- Yankova I, Ivanova E, Todorova K , Georgieva A, Dilcheva V, Vladov I, Petkova S, Toshkova R, Velkova L, Dolashka P, Iliev I (2021).** Assessment of the toxicity and antiproliferative activity of hemocyanins from *Helix lucorum*, *Helix aspersa* and *Rapanavenosa*. *Bulgarian Chemical Communications, Volume 53, Special Issue A (pp. 015 – 021) 2021 DOI: 10.34049/bcc.53.A.0003*
- Zaafour M., 2014.** Étude écophysiologique de la reproduction de l'escargot terrestre Petit-Gris (*H. aspersa aspersa*) (Gastropod Stylommatophora Helicidae) dans la Région Nord-Est d'Annaba Algérie. Thèse de Doctorat en Sciences. Université Badji Mokhtar Annaba, 109p.
- Zaafour M.A. (2014).** Biométrie et dosage du glutathion chez *Helix aspersa* Müller (Gastropoda ; Helicidae) en zones agricole et urbaine polluée dans la région d'El-Hadjar (Annaba, Algérie), *Rev. Sci. Technol. Synthèse*, Vol 28
- Zaidi N, Douafer L, Hamdani A 2021** Diversity and abundance of terrestrial gastropods in Skikda region (North-East Algeria): correlation with soil physicochemical Factors. *The Journal of Basic and Applied Zoology*, 82:41.
- Zhao Q., Smith M.L, Stesto B.K., 1994.** The $\square$ -conotoxin SNX 111, a N-type Ca^{2+} channel blocker dramatically ameliorates brain damage due to transient focal ischemia. *Acta Physiol. Scand.*, 150:459