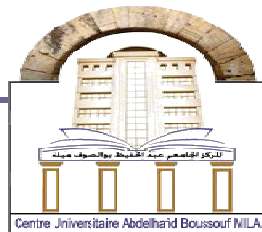


الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



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 aspersa***

Présenté par :

- Safa CHEKIROU
- Ismahane DEMBRI
- Chahrazed MEROU DJ

Soutenue devant le jury :

- | | | |
|--|-----|------------------------------|
| - Président : Mr Hafid BRAHMIA | MCA | Centre Universitaire de Mila |
| - Examinatrice : Mme Zinette BENSARKHI | MCB | Centre Universitaire de Mila |
| -Promotrice : Mme Louiza DOUAFER | MCA | Centre Universitaire de Mila |

Année Universitaire : 2021/2022

Remerciements

Nous tenons à remercier avant tout (DIEU) le puissant qui nous a donné la santé, la volonté, le courage et la patience afin de pouvoir réaliser 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. H. BRAHMIA** d'avoir accepté de présider le jury*

*Nous remercions également **Dr. Z. BENSAKHRI**; d'avoir accepté d'examiner ce travail.*

*Nous tiens à exprimer toute nos reconnaissances à notre encadreur, **Dr. L. DOUAFER** pour sa disponibilité, ses conseils avisés et son soutien, pour ses commentaires
et conseils précieux.*

Dédicaces

Je dédie ce travail

À mes chers parents, pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études.

*À la plus belle créature que Dieu a créée sur terre, à cette source de tendresse, de patience et de générosité, à **ma mère**.*

À mes chères sœurs, pour leurs encouragements permanents, et leur soutien moral.

À mes chers frères, pour leur appui et leur encouragement.

*À mes partenaire de ce travail : **Ismahane et Chahrazed***

À toute ma famille et mes amies pour leur soutien tout au long de mon parcours universitaire.

Que ce travail soit l'accomplissement de vos vœux tant allégués, et le fruit de votre soutien infailible.

Tout simplement à tous qui ayant un espace dans mon cœur.

Merci d'être toujours là pour moi.

"Safa"

Dédicaces

*Je dédie le fruit de cet humble travail à ceux dont je demande à mon Seigneur
d'avoir pitié d'eux comme ils m'ont élevé quand j'étais jeune.*

*Ma mère qui a veillé sur mon éducation et ma formation,
Mon père qui a enduré les épreuves de la vie pour prendre soin de moi et me guider,
A mon frère et mes sœurs et leurs enfants, chacun en son nom, vers Safa et
Ismahane, mes amis, collègues et compagnons de route,
Et à tous ceux que j'aime et qui m'aiment.*

« Chahrazed »

Dédicaces

Afin d'être reconnaissant envers ceux qui m'ont appuyé et encouragé à réaliser ce travail de recherche.

*Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude ; amour, le respect et la reconnaissance à mon encadreur **Louiza Douafer** qui nous ont aidé du début à la fin et ont fait tous leurs informations malgré les difficultés rencontrées cette année.*

A ma tendre mère qui n'a jamais cessé de m'épauler et de me remonter la morale à chaque fois que j'en avais besoin.

A mon défunt père Allah yerhemou.

A mes chers frères et mes sœurs.

A mes collègues dans ce travail : Safa et Chahrazed

Et à tous ceux que ma réussite leur tient à cœur

« Ismahane »

Sommaire

Sommaire

Remerciments

Dédicaces

Liste des figures

Liste des tableaux

Liste des abréviations

1.Introduction	19
2. Synthèse bibliographique	4
2. 1. Biologie des gastéropodes pulmonés terrestres	4
2.1.1. Définition.....	4
2.1.2. Systématique.....	4
2.1.3. Anatomie générale de l'escargot	5
a) Anatomie externe (morphologie)	5
b) Anatomie interne.....	6
2.1.4 Croissance de l'escargot.....	12
2.1.5 Reproduction de l'escargot.....	13
a) L'accouplement	51
b) La ponte	52
c) L'incubation, l'éclosion	53
d) L'ovulation.....	15
e) La fécondation.....	16
2.1.6Physiologie de l'escargot	16
2.1.6.1Activité saisonnière	16
2.1.6.2 Activité journalière	17
2.2 Écologie de l'escargot.....	17
2.3. Intérêt éco-toxicologique de l'escargot :.....	18
2.4. Rôle de l'escargot comme un bioindicateur de la pollution	19
3. Matériel et méthodes.....	Erreur ! Signet non défini.
3.1. Présentation du site de prélèvement des escargots	20

Sommaire

3.2. Présentation du model biologique (<i>Helix aspersa</i>).....	21
3.3. Traitement mollucicide	22
3.3.1. Présentation du mollucicide « métaldéhyde ».....	22
3.3.2. Spécifications du métaldéhyde	22
3.3.3. Toxicologie du métaldéhyde	23
3.3.4. Test de toxicité	24
3.4. Traitement statistique des données.....	25
4. Resultat.....	Erreur ! Signet non défini.
4.1. Effet du traitement sur les escargots	26
4.2. Mortalités corrigées observées chez les escargots d' <i>H. aspersa</i> traités par le métaldéhyde.....	27
4.3. Les doses (DL ₁₀ , DL ₅₀) Obtenues chez l'espèce <i>H. espersa</i> traitée par le métaldéhyde:	30
5. Discussion	
6. Conclusion.....	
7. Résumés.....	
8. Références bibliographiques	

Liste des figures

Liste des figures

N°	Titres	pages
1	Anatomie externe de l'escargot.	6
2	Schéma en coupe anatomie interne de l'escargot.	7
3	Appareil digestif de l'escargot.	8
4	Appareil respiratoire de l'escargot.	9
5	Schéma de l'appareil génital de l'escargot.	10
6	Schéma de l'appareil excréteur d'un Gastéropode pulmoné (escargot).	11
7	Système nerveux d'un escargot.	12
8	Accouplement de l'escargot <i>Helix aspersa</i> .	14
9	La ponte d'un escargot.	15
10	Carte géographique de la wilaya de Mila.	20
11	L'escargot <i>Helix aspersa</i> .	21
12	La formule chimique du métaldéhyde.	23
13	Le métaldéhyde après la préparation	24
14	L'application topique de métaldéhyde	25
15	Mortalités corrigées (%) (96 h), observées chez les escargots adultes (<i>H aspersa</i>) traités par application topique du métaldéhyde, (n=5).	46
16	Variation des mortalités corrigées (%) pendant 96 h, observées chez les escargots adultes (<i>H aspersa</i>) traités par application topique du métaldéhyde, (n=5).	46
17	DL ₁₀ et DL ₅₀ du métaldéhyde obtenues chez les escargots <i>H. aspersa</i> adultes collectés à Mila (mars et avril 2022).	48

Liste des tableaux

Liste des tableaux

N°	Titres	Pages
1	Différentes concentrations testées	43
2	Mortalités observées chez les individus Témoin d' <i>H. aspersa</i> adultes récoltés à Mila, n=5	43
3	Mortalités observées (96 h) chez les escargots <i>H. aspersa</i> adultes traités par le métaldéhyde collectés à Mila (Mars et Avril 2022), n=5.	44
4	Mortalités corrigées (%) (96 h) Mortalités corrigées (%) (96 h) observées chez les escargots <i>H.aspersa</i> adultes traités par le métaldéhyde, collectés à Mila (Mars, Avril 2022), n=5	45
5	Toxicité aiguë (DL ₁₀ , DL ₅₀ et DL ₉₀) (96 h) de Métaldéhyde sur <i>H. aspersa</i> adultes collectés à Mila (Mars, Avril, 2022), (DL, IC, n = 5).	47

Liste des abréviations

Liste des abréviations

C°: degré Celsius.

DL: Dose létale.

DMSO: Diméthyle sulfoxide.

TL: temps létale

USA: United States of America

% : pourcentage.

Introduction

1. Introduction

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. Le sol est caractérisé par différents facteurs microbiologiques, physiques, chimiques et mécaniques, il est donc 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.

Depuis une cinquantaine d'années, les phénomènes de pollution ont pris une importance de plus en plus grande sur les plans environnementaux, sanitaires, économiques et politiques. Dans l'environnement, les pollutions entraînent des perturbations au niveau des êtres vivants (faune et flore) et au niveau des compartiments abiotiques fondamentaux (eau, sol, atmosphère) des milieux (**Mathias, 2011**). Un sol est considéré pollué lorsque la dégradation de sa qualité par l'apport anthropique d'élément toxique peut porter atteints à la santé humaine et/ou à l'environnement (**Promeyrat, 2001**). 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**). La contamination des sols par les polluants présente une importance majeure engendrant un impact sanitaire et environnemental qu'il est nécessaire d'évaluer (**Grand et al., 2012**). La contamination du sol par les métaux lourds et les pesticides est prédominante, devenue de plus en plus un problème mondial avec le développement de l'industrie, l'activité minière, et l'activité agricole (**Wharfe, 2004 ; Chapman et al., 2003, Salama et al., 2005, Genena et Mostafa, 2008**) et ses effets sur l'écosystème terrestre et les humains sont durables et graves (**Agarwal, 2002**). Des travaux antérieurs ont montré que la pollution par les métaux est prépondérante dans la région du Nord-Est-algérien (**Semadi & Deruelle, 1993 ; Abdenmour et al., 2000 ; Beldi et al., 2006 ; Drif & Abdenmour, 2010 ; Grara et al., 2012 ; Brahmia et al., 2013**).

Les engrais et les pesticides sont largement utilisés dans les activités agricoles de nombreux pays (**Halaimia et al., 2021 ; Mikashi et Mahajan, 2012**). Les escargots terrestres sont l'une des menaces les plus dommageables pour l'agriculture durable. La lutte chimique à l'aide des molluscicides est la principale approche utilisée pour lutter contre ces ravageurs agricoles. 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**). Cependant, les indices de

Introduction

toxicité par contact, la dose létale médiane (DL₅₀) et le temps léthal médian (TL₅₀) du métaldéhyde contre les escargots terrestres n'ont pas encore été rapportés dans la littérature (**Abobakr *et al.*, 2021**). Le métaldéhyde a présenté une toxicité de 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**). Le métaldéhyde agit comme un poison de contact et d'estomac ; les symptômes d'empoisonnement chez les mollusques gastéropodes comprennent l'excrétion excessive de mucus et la paralysie (**Crowell, 1977**). Son mode d'action chez les mollusques gastéropodes a été à peine étudié, mais généralement été décrit comme une lésion permanente des cellules épithéliales, y compris les cellules muqueuses de la muqueuse intestinale et de la peau ainsi que les cellules absorbantes de la glande digestive, entraînant la mort (**Coloso *et al.*, 1998 ; Abobakr, 2021**).

A l'heure actuelle, on a besoin d'outils capables d'apprécier de manière aussi globale qu'intégrée l'impact des polluants dans le souci d'améliorer les connaissances sur leurs transferts et leur comportement dans tous les compartiments de l'environnement. Dans ce sens, vient la recherche d'outils de biosurveillance des effets des polluants émis dans l'eau, le sol et l'atmosphère. Le recours aux organismes vivants présente l'intérêt de les observer avec une vision plus écologique intégrant l'ensemble des facteurs environnementaux grâce à des organismes sentinelles (bioindicateurs) (**Grand *et al.*, 2012**). Ces êtres vivants très sensibles aux contaminants présentent l'intérêt de se prêter plus facilement que l'Homme aux études des effets des polluants et permettent de mettre en évidence des pollutions chroniques ou brutales (**Bouaricha, 2013**). Les organismes vivants terrestres sont continuellement exposés aux contaminants, se déplaçant relativement rapidement dans leur écosystème (**Mikashi et Mahajan, 2012**). Dans cette optique, les mollusques gastéropodes pulmonés terrestres, sont considérés comme les bioindicateurs les plus privilégiés dans ce domaine, en raison de leur sédentarité dans le sol et de leur régime herbivore, ainsi, ils sont aisément contaminés par les divers polluants présents dans leur milieu et leur alimentation. D'autre part, ils présentent des caractéristiques physiologiques, biologiques et écologiques variées, permettant de comparer l'influence de ces différents paramètres sur leurs réponses à la contamination de l'environnement d'où l'intérêt de leurs utilisations comme organismes sentinelles pour refléter la qualité du milieu dans lequel ils vivent (**Zaafour, 2014 ; Benguedouar, 2016**).

Parmi les animaux utilisés comme bioindicateurs pour révéler et évaluer la contamination des sols, notamment par les métaux et les pesticides : les escargots terrestres (mollusques

Introduction

gastéropodes pulmonés terrestres), qui vivent à l'interface sol-plantes-air et constituent une des composantes de la faune du sol (consommateurs primaires et décomposeurs). De plus, les gastéropodes terrestres ont été suggérés comme biomoniteurs et sentinelles dans les programmes de biosurveillance de la pollution des sols (**Berger et Dallinger, 1993; Regoli et al., 2006; Radwan et Mohamed, 2013; Itziou et Dimitriadis, 2011; Larba et Soltani 2014; El-Sayed et al., 2016; De Roma et al., 2017; Sidiropoulou et al., 2018; Radwan et al., 2008; El-Gendy et al., 2021**). Parmi ces gastéropodes : l'espèce commune « *Helix aspersa* » connue comme bioindicateur pertinent dans les études écotoxicologiques. Plusieurs études ont défini *Helix aspersa* comme une espèce sentinelle dans le Nord-Est algérien, elle a été utilisée avec succès comme bioindicateur de la pollution des sols (**Douafer et Soltani, 2014; Larba et Soltani, 2014; Bairi et al., 2018; Zaidi et al., 2021**), et dans la région de Mila (**Bakhi & Bakhi, 2017; Hemissi & Guedrez, 2019; Soufane & Chkouf, 2019; Meghlaoui & Largueche, 2020**). Ces escargots accumulent divers contaminants dans leurs tissus mous, en particulier la glande digestive, et ils sont des espèces utiles pour surveiller l'exposition aux éléments traces métalliques, aux produits agrochimiques, à la pollution urbaine et aux agents électromagnétiques (**Berger et Dallinger, 1993; Gomot, 1997; Regoli et al., 2006; Zawisza-Raszka et al., 2010**). Ces escargots se sont avérés être utilisés comme modèle d'organisme pour étudier la cinétique d'accumulation et de détoxification des métaux lourds (**Gimbert et al., 2006; Gimbert et al., 2008; Pauget et al., 2013; Nica et al., 2015**).

Cette étude vise à étudier la toxicité aiguë (96 H) d'un mollucicide largement utilisé en agriculture, c'est le métaldéhyde (GR 6 %), et ainsi d'évaluer ses effets toxiques sur une espèce commune dans la région de Mila c'est l'espèce : *Helix aspersa*, *Cantareus aspersus* (**Müller, 1774**), adultes (8g). Pour le traitement du métaldéhyde, on a utilisé la méthode d'application topique (**Hussein et al. 1994; Aboubakr et al., 2021**) à des concentrations: 900, 1200, 2000, 7500, 10000 et 15000 mg/L (en matière active); et ainsi d'obtenir une espèce bioindicatrice de la pollution par les mollucicides (pesticides).

*Synthèse
bibliographique*

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 non segmenté, et complètement dépourvu d'appendices articulés, qui se divise en trois parties : la tête, bien différenciée, la masse viscérale et le pied, organe caractéristique de ces gastéropodes. Musculeux et ventral sert à la locomotion (**Karas, 2009**). Cette classe englobe les animaux les plus évolués de cet embranchement. Les gastéropodes forment une classe de mollusques, caractérisés notamment par une masse charnue appelée pied et servant à la reptation. La tête est pourvue d'une ou deux paires de tentacules et de deux yeux portés par des pédoncules (**Zaffour, 2014**).

Les gastéropodes terrestres possèdent un épiderme constamment humide qui produit de mucus permettant un lent déplacement de l'individu. Chez les limaces, la coquille peut être réduite, interne, ou voire complètement disparu (**Karas, 2009**). Ils se caractérisent aussi par la présence de dents renouvelables montées sur un ruban appelé la radula (**Gerace & Redy, 2003**).

2.1.2. Systématique

Selon **Bonnet et Vrillons (1990)** sa position systématique est la suivante :

Règne : Animalia

Embranchement : Mollusca

Classe : Gastéropoda

Sous-classe : pulmonés

Ordre : Stylomatophora

Super-famille : Helicacea

Famille : Helicidae

Genre : *Helix*

Espèce : *Helix aspersa*, nommé *Cantareus aspersus* (**Müller, 1774**).

2.1.3. Anatomie générale de l'escargot

a) Anatomie externe (morphologie) (Fig. 1)

- **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, spiralée ou hélicoïdale souvent très régulière (**Bonnet *et al.*, 1990**). 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 de 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**). Elle se compose d'une partie organique (une trame protéique externe : la conchyoline, représentant 1 à 2 % de la coquille) et d'une partie minérale (carbonate de calcium sous forme de calcite et d'aragonite, représentant 98 % de la coquille). Le rôle principal de la coquille est d'assurer la protection du corps en cas de danger.

- **Le corps**

La tête constitue la région antérieure (**Bellala, 2013**). Elle est bien développée que distincte du reste du corps, elle porte une bouche armée de mâchoires et donne accès à un bulbe buccal pourvu d'une radula, de morphologie variable (**Boué *et al.*, 1971**). Elle porte deux paires de tentacules rétractiles, les plus grandes portent les yeux à leurs extrémités, alors que les plus petites ont un rôle tactile. La bouche est localisée sous les tentacules et se compose d'une mâchoire supérieure et d'une langue coiffée d'une lame appelée la radula. Cette dernière est faite d'un ruban souple, portant de multiples rangées transversales de petites dents chitineuses (**Cosel, 1992**). Du côté droit derrière la tête se situe l'orifice génital (**Bonnet, 1990**).

- **Le pied**

Le pied est un organe qui caractérise les gastéropodes (**Anonyme, 2009**). Une masse musculeuse allongée (**Kerney & Cameron, 2009**). Il soutient le corps et permet à l'escargot de progresser par reptation. Il est riche en cellules glandulaires muqueuses qui sécrètent une substance intervenant dans la lubrification du substrat (**André, 1968**), aussi sécrètent sur le support un mucus, de façon continue, créant ainsi une trace évidente brillante (**Bonnet, 1990**).

Synthèse bibliographique

Deux ouvertures sont localisées dans la partie supérieure du pied, près du bord de la coquille, ce sont l'ouverture respiratoire et l'anus (**Bonnet, 1990**).

• La masse viscérale

La masse viscérale comprend les principaux organes (**Christian, 1980**), sous forme de manchon allongé, recouverte par le manteau à sa partie dorsale antérieure (**Caroline, 2014**), enveloppée d'un tégument subit une torsion de 180° qui fait que la cavité palléale se retrouve en l'avant de l'animal (**Gauer, 2007**). Pour le reste de la masse viscérale, contenue dans la coquille, elle contient les organes de respiration, de circulation, de digestion et de reproduction (**Chevalier, 1982**). On remarque la présence du :

- 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 (**Bonnet, 1990**).

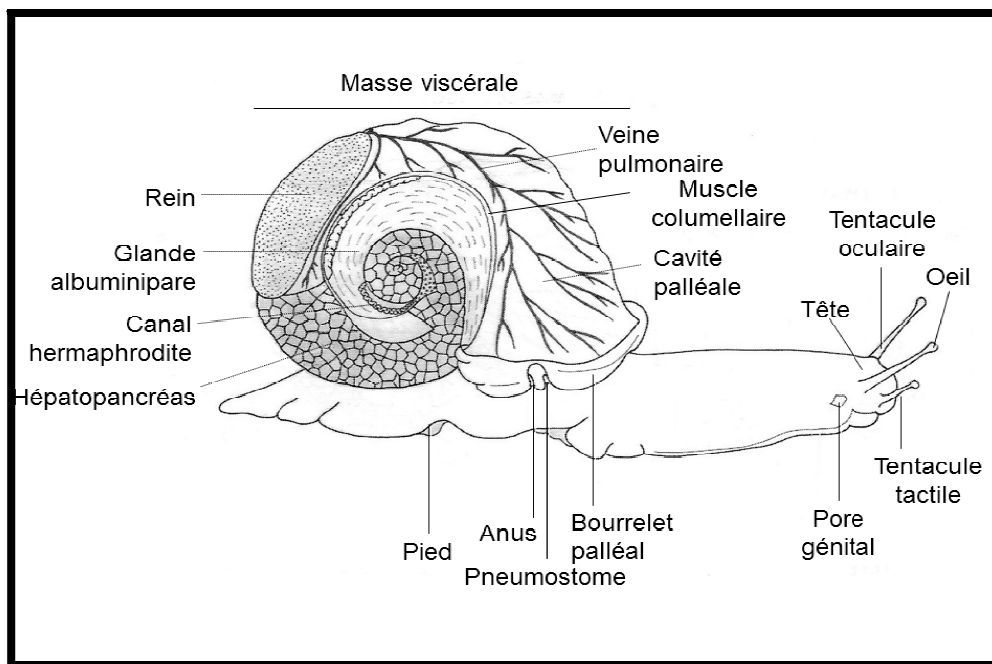


Figure 1. Anatomie externe de l'escargot (**Bonnet, 1990**).

b) Anatomie interne

L'anatomie interne (Fig. 2) des gastéropodes montre une dissymétrie tout à fait remarquable qui résulte des modifications que subit la masse viscérale au cours de

Synthèse bibliographique

développement. Ces modifications résultent d'une flexion, d'un enroulement et d'une torsion qui affectent la région dorsale des embryons (**Boué et Chanton, 1971**).

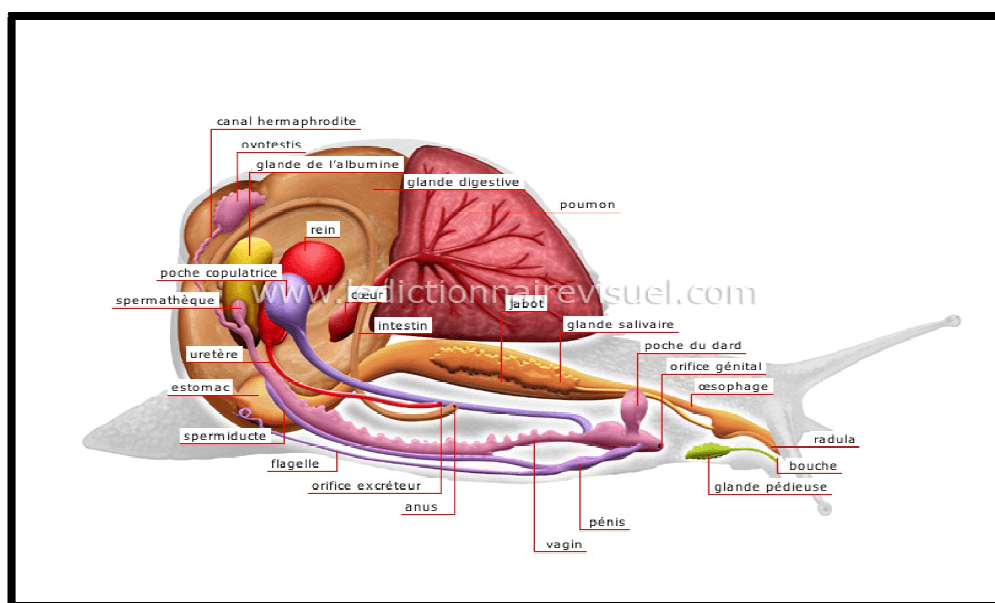


Figure 2. Schéma en coupe anatomie interne de l'escargot (www.nature-scientia.com).

- **Appareil digestif**

L'appareil digestif (Fig. 3) est formé de plusieurs organes, Ce sont successivement, de l'avant vers l'arrière (**Sandrine *et al.*, 1972**). 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 se suivies d'un court œsophage puis du jabot qui donne accès à l'estomac. Ensuite vient l'intestin entouré par l'hépatopancréas est relié au mésentère (partie moyenne du tube digestif regroupant l'estomac et l'intestin) par le biais d'un canal hépato-pancréatique. L'appareil digestif se termine par le rectum et l'anus (**Cadart, 1975**).

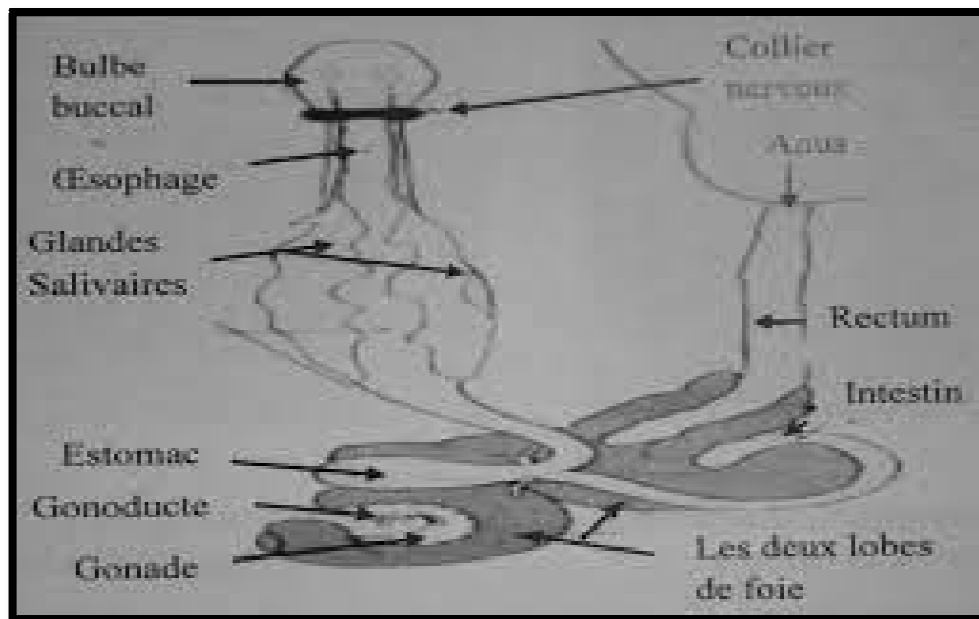


Figure 3. Appareil digestif de l'escargot (Skendraoui, 2015).

- **Appareil respiratoire**

Quant à la disposition des organes de la respiration. Nous dirons seulement que tantôt ils ont la forme de poumons (Edwards, 1834). Le poumon est une poche formée de l'épithélium palléal, irrigué par les vaisseaux pulmonaires situé entre la masse viscérale et le manteau qui recouvre l'intérieur de la coquille (Bonnet *et al.*, 1990). Il s'ouvre à l'extérieur par l'orifice respiratoire dont on peut observer aisément les mouvements rythmiques d'ouverture et de fermeture (Zaffour, 2014). L'air y circule au travers du pneumostome par des mouvements de contraction de son ouverture (Sandrine *et al.*, 1972), donc la respiration est aérienne (Fig. 4).

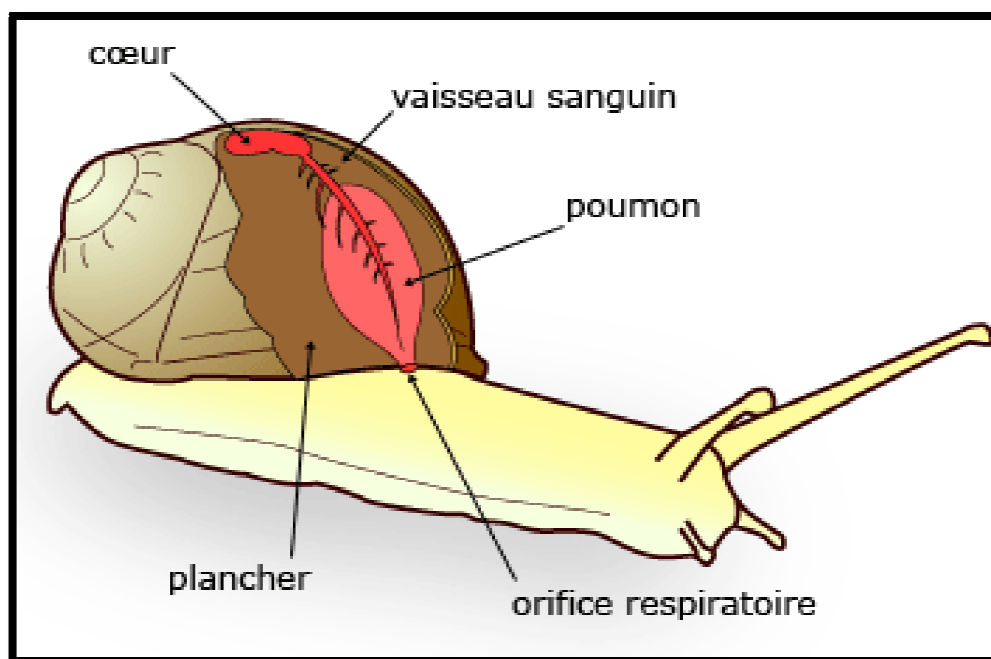


Figure 4. Appareil respiratoire de l'escargot

(<https://www.maxicours.comcours/differents-appareils-respiratoires-pour-le-meme-air>).

- **Appareil circulatoire**

Les mollusques n'ont pas de système absorbant distinct, mais le produit de la digestion (chyle) passe dans la cavité abdominale générale et de là dans les grandes veines qui sont perforées de nombreuses ouvertures circulaires (**Baudelot, 1863**). Il se compose essentiellement d'un cœur, est constitué d'une oreillette antérieure et d'un ventricule postérieur. Le sang ou hémolymph contient un pigment, l'hémocyanine. Il est incolore sous sa forme désoxydée et bleu sous sa forme oxydée. Le sang est propulsé dans le réseau artériel via deux aortes. L'aorte antérieure irrigue le pied et la postérieure le tortillon. Le sang revient au cœur par un système de veines et de sinus veineux (**Henning, 1950**).

- **Appareil génital**

Les escargots terrestres sont des hermaphrodites. L'appareil génital (Fig. 5) des gastéropodes offre toujours un développement très considérable, il s'étend généralement depuis la région du foie jusque vers l'un des côtés du cou ; il traverse donc la cavité du corps dans sa plus grande longueur. Chez les gastéropodes pourvus des deux sexes (**Baudelot, 1863**). Il comprend une gonade, ou ovotestis, où se forment ovules et spermatozoïdes située à l'extrémité postérieure de l'hépatopancréas. Un canal hermaphrodite servant à l'évacuation des gamètes ; Une glande de l'albumine qui élabore les réserves vitellines ; Un

Synthèse bibliographique

ovospermiducte, Puis l'appareil se divise en deux voies : La voie mâle comprenant un spermiducte où les spermatozoïdes s'accumulent en un spermatophore ainsi qu'un organe copulateur, le pénis ; la voie femelle comprend la poche qui sécrète le dard calcaire lors de l'accouplement, le vagin et l'orifice génital (**Sandrine et al., 2003**).

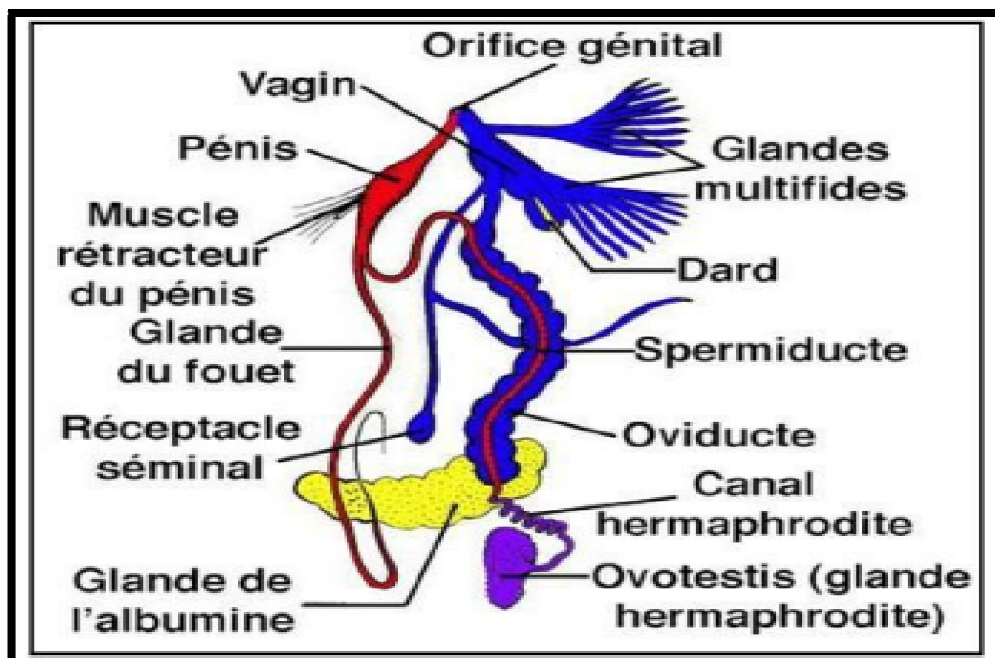


Figure 5. Schéma de l'appareil génital de l'escargot (**Boue & Chanton, 1971**).

- **Appareil sensorial**

La perception des stimulations s'effectue chez les gastéropodes terrestres par des organes sensoriels individualisés, tel que les statocystes et les yeux et par des cellules tactiles qui parsèment toute la surface du corps. Elles sont plus concentrées dans les régions de haute sensibilité, telles que la tête, la bordure du pied et parfois celle du manteau (**Bellala, 2013**).

- **Appareil excréteur**

Le rein situé à proximité du cœur, dont il est cependant indépendant, assure l'excrétion. Il est drainé par un canal rénal courant parallèlement au rectum et débouchant à l'extérieur, à droite de l'anus. L'excrétion est effectuée par le rein situé près du cœur (**Bellala, 2013**). L'orifice excréteur est situé près de l'anus entre celui-ci et le pneumostome. Très dépendants de la dessiccation, les gastéropodes terrestres extraient efficacement de l'eau des excréments, et l'urine est rejetée sous forme d'acide urique solide (**Selloum, 2013**) (Fig. 6).

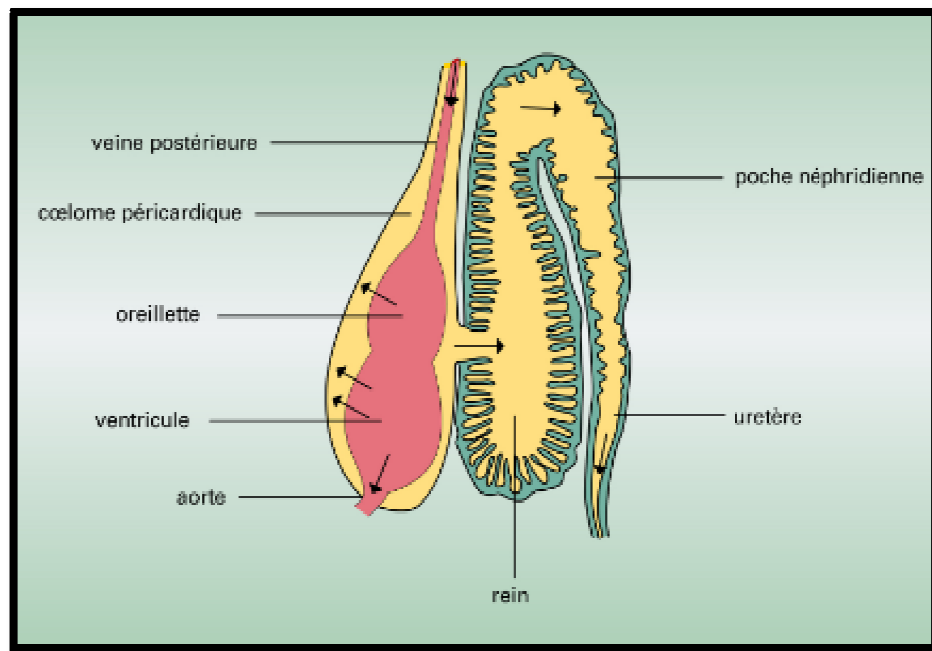


Figure 6. Schéma de l'appareil excréteur d'un escargot (Daguzan, 1985).

- **Systèmes nerveux**

Le système nerveux (Fig. 7) des gastéropodes se compose de trois sortes de ganglions : le ganglion cérébroïde situé au-dessus de l'œsophage est réuni par une courte commissure. Il innerve les yeux et les tentacules tactiles. Les ganglions pédieux, réunis par une commissure et innervant le pied sont placés sous l'œsophage et réunis aux cérébroïdes par deux connectifs, qui forment un premier collier œsophagien. Les ganglions viscéraux au nombre de 3 à 5 situés également sous l'œsophage et en arrière, sont reliés aux cérébroïdes par deux grands connectifs, formant un second collier œsophagien beaucoup plus long que le premier (Meglitsch, 1974).

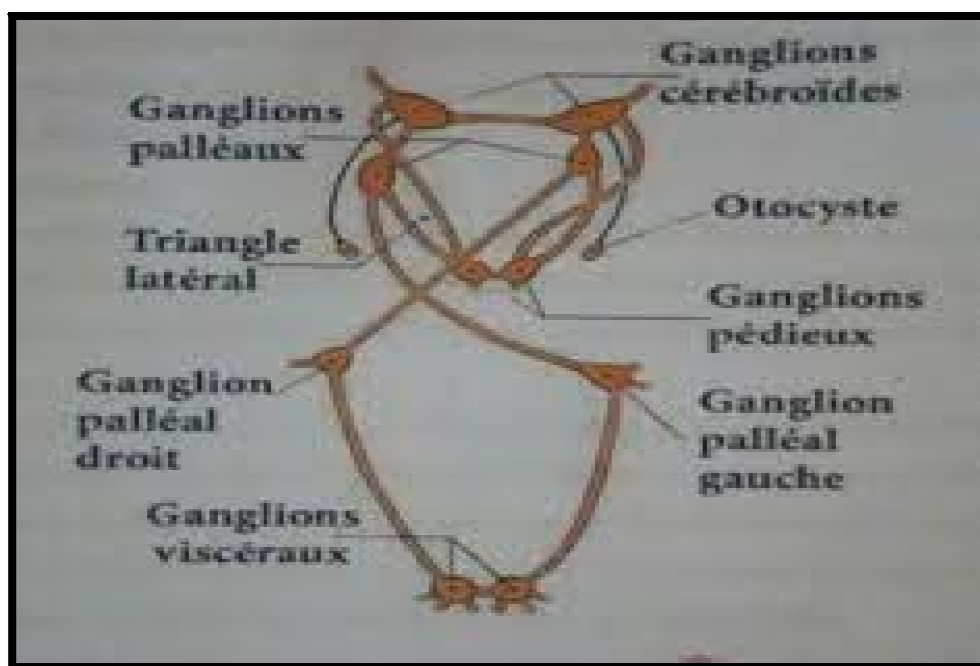


Figure 7. Système nerveux d'un escargot (Djaroun et Moussaoui, 2016).

2.1.4 Croissance de l'escargot

La croissance est définie comme une modification de biomasse (positive ou négative, exprimée en taille ou en masse), qu'il s'agisse d'un organisme dans son intégralité, de l'un de ses constituants ou encore de sa population (Weatherley, 1987). La taille à l'âge de maturité sexuelle est le produit du taux de croissance corporel et de la durée de la période de croissance qui est le temps nécessaire pour le développement du tractus génital (Atkinson, 1994). Chez les gastéropodes pulmonés terrestres, la croissance peut être de deux formes : continue et discontinue (Abeloos, 1944). 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. Les facteurs qui influencent sur la croissance sont la température, l'éclairement (longueur d'onde, intensité et photopériode) (Daguzan, 1985 ; Gomot, 1997). Cette croissance se fait par pallier, au rythme des estivations et hibernations. La durée de vie moyenne d'un escargot en milieu naturel est de 6 à 7 années. La durée de vie moyenne d'un escargot en milieu naturel est de 6 à 7 ans (Gomot & Gomot, 1995).

Chez les adultes, l'accroissement du poids total du corps est alors dû presque uniquement à celui de la coquille. Quatre phases de croissance ont été définies en fonction de la taille, mais aussi de la différenciation sexuelle :

Synthèse bibliographique

- **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**).

2.1.5 Reproduction de l'escargot

Tous les gastéropodes pulmonés terrestres sont hermaphrodites, chaque individu est à la fois mâle et femelle, mais la reproduction est toujours sexuée. L'autofécondation n'étant pas possible (**Druart, 2011**). Le printemps est la saison des amours et lorsque deux individus de la même espèce se rencontrent, ils commencent par s'enlacer : ce sont les préludes. Pendant l'accouplement, chaque individu transfère son sperme à l'autre (**Gretia, 2009**). La fécondation est interne dans le corps maternel et la transmission des spermatozoïdes est assurée par des organes copulateurs (**Zhao et al., 1994**). 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) (**Madec, 1989**). Ils sont déposés à l'abri dans le sol, dans une fissure de bois, sous une pierre. Les juvéniles ressemblent aux adultes (**Gretia, 2009 ; Druart, 2011**). La reproduction se déroule en quelques phases principales :

a) L'accouplement

Les escargots matures sont généralement bordés (**Pirame, 2003**). Ils sont alors âgés de 2 à 3 ans (**Aupinel, 1984**). Les escargots s'accouplent durant toute la période d'activité avec une périodicité bien définie ; ce qui synchronise les individus (**Pirame, 2003**). L'accouplement est précédé d'une parade, durant laquelle les partenaires tournent l'un autour de l'autre, se touchant fréquemment et déposant du mucus en abondance. Durant l'accouplement, qui peut durer plusieurs heures, les gastéropodes se positionnent de manière

Synthèse bibliographique

que les orifices génitaux soient contigus (**Kerney et Cameron, 2006**). En ce qui concerne *Helix aspersa*, deux escargots s'accouplent tête-bêche, le pénis de chacun pénétrant dans le vagin de l'autre. Les spermatozoïdes sont alors émis sous forme d'un long filament : le spermatophore. L'accouplement dure de 10 à 12h (**Aupinel, 1984**) (Fig. 8).



Figure 8. Accouplement de l'escargot *Helix aspersa* (http://club.quomodo.com/tpe-escargots/l_escargot/comment_te_reproduis-tu_.html).

b) La ponte

Pour pondre, l'escargot creuse dans la terre ou le sable un nid où il émet par son orifice génital des œufs, la ponte dure 12 à 48 heures (**Pirame, 2003 ; Cobbinah et al., 2008**). Selon **Kerney et Cameron (2006)**, la ponte des œufs intervient une quinzaine de jours après l'accouplement. Les escargots pondent des œufs, habituellement groupés, dans un trou creusé dans le sol, dans une fissure du bois, sous les pierres (**Cappuccio, 2011**). Généralement, chez un animal en ponte, seule la coquille est visible, le reste du corps (le pied) est à l'intérieur du nid (**Bonnet, 1990**). Le nombre de ponte varie beaucoup, souvent entre 20 et 50 pour les grandes espèces, mais parfois jusqu'à 100 ou plus. Les œufs sont généralement sphériques. Chez certaines espèces, ils sont mous et transparents ; chez d'autres, ils sont durs, opaques et revêtus d'une coquille calcaire. La taille des œufs diffère selon les espèces de 3 mm jusqu'à 6 mm de diamètre (**Cappuccio, 2011**) (Fig. 9).



Figure 9. La ponte d'un escargot (<https://www.shutterstock.com/search/escargot>).

c) L'incubation, l'éclosion

Après la ponte, dès les premiers jours d'incubation, l'embryon élabore une coquille protéique qui se calcifie au cours de son développement. En conditions naturelles, la durée d'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 va séjourner dans le nid de ponte de 6 à 10 jours ; puis il remonte jusqu'à la surface du sol. Il pèse alors de 10 à 40 mg, mesure 2 à 4 mm de diamètre, il est apte à se nourrir (**Pirame, 2003**). La maturité sexuelle est atteinte à un an ; chez les grandes espèces elle peut être atteinte entre deux et quatre ans. La maturité est marquée par un arrêt de la croissance et par la formation d'un épaississement autour du péristome (**Kerney et Cameron, 2006**). On peut souligner l'importance de la lumière, l'hygrométrie et la température dans le déterminisme de la reproduction ainsi que la nécessité d'une hibernation suffisante préalable (**Ribier, 1990**).

d) L'ovulation

Au moment de l'ovulation, qui se produit peu avant la fécondation, les ovules sont libérés dans de nombreux tubules 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**).

e) La fécondation

La rencontre des gamètes s'effectue dans un diverticule spécial, appelé chambre de fécondation, qui est rattaché 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 le polysperme peut exister, mais les spermatozoïdes surnuméraires sont rapidement désintégrés (**Garnault, 1988**). Après la fécondation, les œufs d'une ponte subissent leurs premières divisions de segmentation simultanément avant de montrer des différences de croissance au cours du développement (**Carrick, 1939**).

2.1.6 Physiologie de l'escargot

Les escargots sont des poïkilothermes (**Bailey, 1981**). Les gastéropodes terrestres sont tous des animaux nocturnes. Le jour ils restent cachés et immobiles. Ils sont donc plus actifs la nuit ou par temps humide. Les escargots à deux rythmes d'activité, l'un saisonnier et l'autre journalier :

2.1.6.1 Activité saisonnière

Les facteurs qui influencent cette activité sont hygrométrie du milieu (air et sol), la température, la photopériode (**Chevalier, 1982**) et l'humidité. Selon la saison on distingue deux rythmes d'activités chez l'escargot :

✓ L'estivation

L'estivation est un état de résistance ponctuel qui disparaît lorsque les conditions climatiques redeviennent favorables. L'animal se présente complètement rétracté à l'intérieur de sa coquille (operculé) dont l'ouverture est fermée par l'épiphragme (**A.T.P.I.A, 2004**). Dans la nature, l'escargot se trouvant à partir de (20°C), à une humidité relative de l'air inférieure à 30 % met en route son processus d'estivation, il s'épiphragme et entre en quiescence (**Bonavita, 1964**). Les mollusques résistant à la sécheresse peuvent présenter des réactions durables ou adaptations véritables, caractérisées par des modifications fonctionnelles et organiques. En effet, à certaines périodes de l'année, les escargots s'amassent sous forme de « grappes » plus ou moins importantes. La réaction d'éloignement de la surface du sol par ascension le long des substrats plus ou moins perpendiculaires, lorsque celle-ci devient défavorable par ses conditions écologiques, n'est pas rare chez des escargots. En effet, il s'agit d'une réaction qui caractérise des escargots vivants dans des

Synthèse bibliographique

milieux où la couverture végétale est insuffisante à assurer au sol une protection contre les excès thermiques (**Fisher, 1948**). Si la température est trop élevée (au-dessus de 28°C), le phénomène de l'estivation sera déclenché et se traduit par le même phénomène que lors de l'hibernation (**Bonavita, 1964**).

✓ L'hibernation

Quand les conditions deviennent insupportables, c'est-à-dire avec les premiers froids et donc la baisse de la température au-dessous de (6°C), l'activité de l'escargot se ralentit et il entre en hibernation et au-dessous de (-5°C), il meurt. L'escargot se retire dans des endroits écartés et attend immobile pendant des jours, même des semaines que les conditions atmosphériques s'améliorent. Pendant la saison froide, le rythme cardiaque s'affaiblit et le rythme respiratoire régresse. La croissance cesse durant l'hibernation. Cette dernière se termine normalement en avril-mai. Une augmentation de la lumière ou une diminution de la tension d'oxygène agit dans le même sens que l'humidité. Ainsi, l'épiphragme, pièce tout à fait temporaire est détruite sitôt que les conditions du milieu redeviennent favorables. L'animal, à ce moment-là, développe son pied, la porte en avant et fait pression sur son épiphragme qui se détache ; puis, il se met à ramper. Il augmente beaucoup de poids et de volume par la suite d'une réabsorption d'eau. Pendant les périodes d'activité, ont lieu la croissance et la reproduction (**Damerджи & Ben Youcef, 2006**). L'autre activité s'étend entre le printemps et l'automne. Il se caractérise par une reprise de l'activité locomotrice, le déclenchement de la croissance des jeunes et la reproduction des adultes (**Bailey, 1981**).

2.1.6.2 Activité journalière

L'activité journalière d'un escargot est en étroite relation avec la photopériode (**Haussy, 2017, Lorvellec, 1982**) a établi un modèle théorique du rythme d'activité nyctéméral de l'escargot en condition de photopériode « jour long ». En effet, pendant la journée, où les conditions hygrométriques et thermiques sont défavorables, les activités de l'escargot sont pratiquement nulles (locomotrices, sexuelles et nutritionnelles). Par contre, l'escargot reprend ses activités la nuit, il en profite de la fraîcheur de la nuit pour sortir de sa coquille et chercher de la nourriture. Cette phase dure généralement 6 heures tandis que la phase de l'inactivité s'étend jusqu'à 18 heures (**Haussy, 2017**).

2.2 Écologie de l'escargot

Synthèse bibliographique

Helix aspersa, plus connu sous le nom commun du petit-gris est un escargot très répandu sur la façade méditerranéenne algérienne. Son aire de répartition éco- biogéographique s'étend à toute l'Afrique du Nord et en Europe. C'est une espèce ubiquiste qui s'adapte à des milieux, des sols et des climats variés et s'accommode très bien aux milieux fortement anthropiens, mais semble cependant préférer les milieux ouverts (**Kerney et al., 2006**). Le petit gris est très répandu en Algérie et dans les régions méditerranéennes et océaniques (**Chevallier, 1998**). Il s'abrite sous la végétation naturelle ou sous des matériaux aussi sous l'ombrage. Il préfère ramper non seulement sur le tapis végétal, mais aussi sur les arbres et les parois verticales (**Stiévenart et al., 1990**). Donc, Les escargots ont besoin d'évoluer dans un environnement humide mais non trempé. Bien que l'humidité soit indispensable pour les escargots, il faut drainer les sols détrempés. De même, l'eau de pluie doit s'écouler rapidement. Les escargots respirent et peuvent se noyer dans un environnement trop imbibé d'eau. Un taux d'humidité du sol de 80%, est une bonne chose. Pendant les heures d'obscurité, un taux d'humidité de l'air de plus de 80 °C favorisera l'activité et la croissance des escargots (**Wageningen, 2008**).

2.3. Intérêt écotoxicologique de l'escargot

L'écotoxicologie a une importance primordiale pour l'évaluation de la qualité des biomes et écosystèmes. Elle s'intéresse surtout aux interactions entre les différents produits chimiques répandus dans l'environnement et le biotope dans plusieurs domaines, ainsi, grâce à ses caractéristiques de puissant bioindicateur et bioaccumulateur, l'escargot *H. aspersa* est utilisé comme un modèle biologique pour évaluer l'écotoxicité de l'environnement. Les différentes espèces d'escargots sont faciles à trouver, à collecter et à identifier, en temps pluvieux, les végétaux et le contact avec le sol superficiel. En effet, l'escargot est en contact permanent avec plusieurs contaminants ou polluants qu'il absorbe par diverses voies respiratoire, digestive ou transcutanée (**Gomot de Vaufléury et Pihan, 2000**). Il peut aussi accumuler dans sa coquille des métaux toxiques tels que le plomb (**Beeby et Richmond, 2011**). L'écologie, la physiologie, la variabilité de l'escargot sont connues, son élevage en conditions de laboratoire est facile mais, cependant, il reste sensible à de nombreux contaminants (**Chevalier, 1977 ; Gomot et al., 1989 ; Gomot de Vaufléury, 2000 ; Larba et Soltani, 2014 ; Douafer et Soltani, 2020 ; Zaidi et al., 2021**). La reproduction et la croissance de l'escargot permettent d'évaluer les indices de degré de pollution du sol par les pesticides. Cet animal permet d'évaluer la teneur des pesticides organophosphorée et d'étudier la bioaccumulation des métaux lourds dans la partie du réseau trophique qui le concerne (**Russel**

et al., 1981, Gomot *et al.*, 1989). Le genre *Helix*, élevé dans des conditions favorables, peut être utilisé comme bioindicateur de la pollution terrestre, ou il est utilisé aussi comme organisme testeur de la toxicité des métaux (Gomot *et al.*, 1997 ; De vaufleury et Gomot, 1998). Il est un élément des réseaux trophiques capable de transférer les polluants du sol aux des plantes et aux prédateurs.

2.4. Rôle de l'escargot comme un bioindicateur de la pollution

Un bioindicateur peut être défini comme une espèce animale, végétale ou fongique qui reflète l'état du milieu dans lequel il vit. Il doit pour cela répondre à un certain nombre de critères (Hopkin, 1989 ; Edward et Slingo, 1996). Tels que : participer activement au fonctionnement de l'écosystème, être sédentaire, largement distribué et facile à identifier, être bioaccumulateur, tolérant ...). C'est le cas de l'escargot terrestre : *Helix aspersa*, c'est un excellent bioindicateur de la pollution du sol par divers polluants (métaux lourds, insecticides, pesticides, nanoparticules, ...etc.) (Gomot de Vaufleury et Pihan, 2002). En raison de sa sédentarité sur les sols et de son régime herbivore, il est aisément contaminé par les divers polluants présents dans l'air, le sol et la flore, d'où l'intérêt de son utilisation comme espèce sentinelle pour étudier l'influence des éléments-traces métalliques sur sa croissance (Berger et Dallinger, 1993 ; Gomot, 1997 ; De Vaufleury et Gomot, 2000 ; Cortet *et al.*, 1999).

- **Utilisation des escargots en médecine traditionnelle**

Les escargots comestibles occupent une place important dans la médecine populaire. Chez les enfants en bas âge présentant des symptômes d'infection respiratoire, il est recommandé d'utiliser l'huile d'Argan sous forme d'un mélange préparé à base de thym et d'escargot qui sont à cuire dans d'huile d'Argan. Ce mélange refroidi et filtré et administré en gouttes par voie orale (Radi, 2003). La chair est riche en protéines et en fer mais pauvre en lipides. Elle contient par ailleurs presque tous les acides aminés indispensables au corps humain. Les substances glandulaires présentes dans la chair d'escargot comestible provoquaient l'agglutination de certaines bactéries, phénomène pouvant permettre de combattre toute une variété de maladies dont la coqueluche (Cobbinah *et al.*, 2008).

Materiel & Méthodes

3. Materiel & méthodes

3.1. Présentation du site de prélèvement des escargots

Les escargots sont prélevés d'un site (Oueled Bouhamma), qui se trouve dans la région de Mila, ce dernier est loin des sources de la pollution.

La wilaya de Mila (Fig. 10) se situe dans le Nord-Est de l'Algérie à 464 m d'altitude, et à 33 km de la mer Méditerranée. Elle est aussi dans la partie Est de l'Atlas tellien, une chaîne de montagnes qui s'étend d'Ouest en Est sur l'ensemble du territoire Nord du pays (**A.N.D.I, 2013**). Elle occupe une superficie totale de 3, 480,54 km², soit 0,14% de la superficie totale du pays (**Berkal & Elouaere, 2014**), où vivent aujourd'hui 775 300 habitants (**R.G.P.H, 2008**). Elle est limitée par 6 wilayas :

- Au Nord-Ouest par la wilaya de Jijel.
- Au Nord -Est par la wilaya de Constantine et Skikda.
- Au Sud -Ouest par la wilaya de Sétif.
- Au Sud -Est par la wilaya D'Oum-El Boughi et Batna (**Aissaoui, 2013**).

La wilaya de Mila est située entre deux grands pôles économiques, Constantine et Sétif, elle est traversée par une liaison routière d'importance nationale. Il fait partie des bassins versants de l'Oued El Kébir et Oued- Endja (**A.D.E, 2013**). Ces derniers se localisant dans la chaîne Tellienne orientale, couvrent une superficie de 216,000 hectares et représentent une région intermédiaire entre le domaine Tellien à très forte influence méditerranéenne au Nord et un domaine à très forte influence continentale au Sud (**Zouaidia, 2006**), elle se caractérise par une forte activité d'agriculture. Elle se caractérise par un climat humide dans le Nord, sub-humide à semi-aride dans le centre et semi-aride dans le sud (Köppen Csa classification).

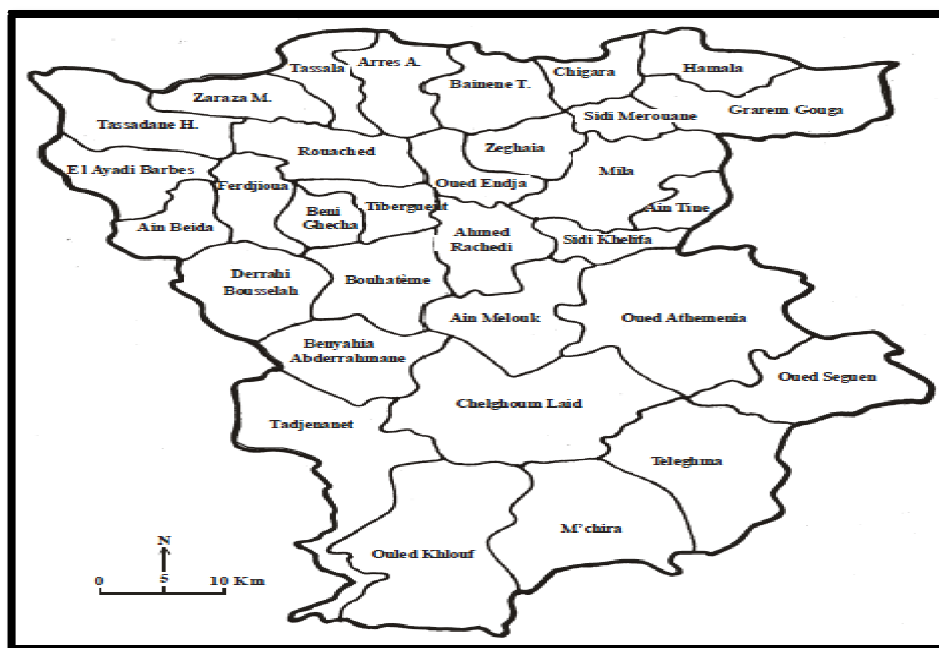


Figure 10 : Carte géographique de la wilaya de Mila (Cartes géologiques de l'Algérie, 1/50000, feuille Redjas El Ferrada, n°72, ed. SONATRACH, 1977).

3.2. Présentation du model biologique (*Helix aspersa*)

Afin de déterminer les effets du mollucicide étudié (métaldéhyde), il est nécessaire de disposer un modèle biologique représentatif du milieu étudié. Le modèle biologique utilisé pour le traitement du mollucicide, c'est l'espèce d'escargot terrestre : *Helix aspersa* (Müller, 1774) (Fig. 11), qui a été prélevée d'un site d'étude appartient de la région de Mila.

Les escargots collectés sont de stade adulte qui pèsent environ 8 g. Ils ont été transférés au laboratoire, placés dans des boites en polystyrène perforées bien aérées (25×13,5×16,5 cm, avec 5 individus par boite) pour l'acclimatation avec les conditions normales du laboratoire (une lumière naturelle, la photopériode est d'environ 14 h L : 10 h D ; 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 (7) jours avant de commencer les expériences, et ils ont été nourris par les feuilles de laitue fraîche ; A côté des groupes traités par le mollucicide, on ajoute des groupes témoins.



Figure 11. L'escargot *Helix aspersa* (Müller, 1774)

3.3. Traitement mollucicide

3.3.1. Présentation du mollucicide « métaldéhyde »

Le métaldéhyde est la substance active de nombreux molluscicides. La concentration est généralement de 6 %. C'est un molluscicide sélectif avec une légère odeur caractéristique d'aldéhyde utilisé pour attirer et tuer les limaces et les escargots. Son mode d'action se caractérise par des effets toxiques après ingestion, qui perturbent les muqueuses des ravageurs et les déshydratent. Le métaldéhyde est une substance active de produit phytosanitaire (ou produit phytopharmaceutique, ou pesticide) qui présente un effet mollucidal et qui est employé pour tuer des limaces et autres gastéropodes. Chimiquement, le métaldéhyde est le tétramère cyclique de l'acétaldéhyde, les groupes méthyle étant en position méta. L'acétaldéhyde étant un liquide à faible point d'ébullition (21 °C) ; il est remplacé dans certaines réactions chimiques par un de ses polymères cycliques, le métaldéhyde ou le paraldéhyde (trimère cyclique de l'acétaldéhyde).

3.3.2. Spécifications du métaldéhyde

Le métaldéhyde (6 %) en granules, présente les caractéristiques suivantes :

- **Nom** : métaldéhyde 6% GR

Materiel & Méthodes

- **Classification** : Insecticide, Mollucicide
- **Apparence** : Granules
- **Couleur** : Bleu ou Rouge
- **Odeur** : Aldéhyde
 - **Utilisation** : Le métaldéhyde peut être appliqué comme :
 - traitement de surface du sol par des professionnels avec un équipement terrestre
 - traitement de bande entre les rangs par les jardiniers à la main, dans et autour des jardins, après la formation des parties comestibles.
 - **Structure chimique du métaldéhyde**

La formule chimique du métaldéhyde est la suivante : $C_8H_{16}O_4$, sa structure est mentionnée dans la figure 12.

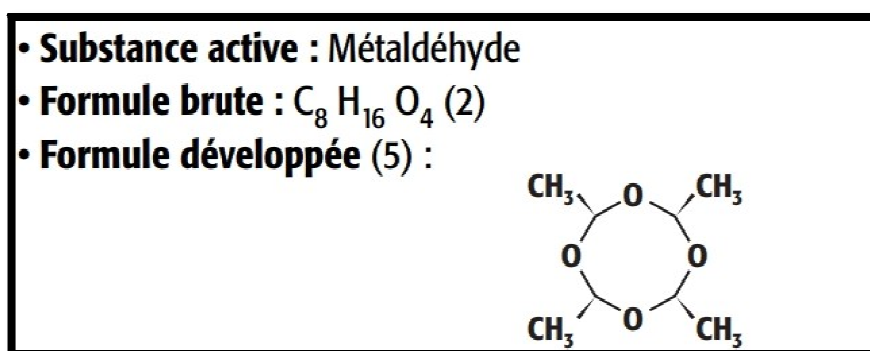


Figure 12. La formule chimique du métaldéhyde

(https://www.memoireonline.com/11/12/6459/m_Etude-sur-les-pesticides47.html).

3.3.3. 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.

Materiel & Méthodes

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 (**Stellman, 2004**).

3.3.4. Test de toxicité

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

3.3.5. Traitement par application topique :

La méthode utilisée pour le traitement est l'application topique, celle décrite par (**Hussein et al., 1994**). Le métaldéhyde était sous la forme des granules à disperser dans l'eau. Il a été préparé dans un solvant approprié : diméthyle sulfoxide (DMSO, pureté (10 %), Sigma-Aldrich). C'est le solvant le plus approprié pour une application topique (**Young & Wilkins, 1989 ; Radwan et al., 2008**).



Materiel & Méthodes

Figure 13. Le métaldéhyde après la préparation (prise par moi)

Les concentrations testées sont les suivantes (en matière active) : 900, 1200, 2000, 7500, 10000 et 15000 mg/L (en matière active) ou 36, 48, 80, 300, 400 et 600 µg/escargot. Trois répétitions ont été réalisées comportant chacune 5 animaux. 40 microlitres (pour chaque escargots) 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 (5 animaux) ont été traités avec le l'eau distillée. 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 heures après le traitement durant 96 heures, par la perte de réponse à une aiguille fine en acier inoxydable selon la procédure de l'WHO (**Anonymous, 1965**).



Figure 14. L'application topique de métaldéhyde (Prise par moi)

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)

Résultats

Résultats

4. Résultats

Les différentes concentrations du métaldéhyde (6%) testées sur les escargots (*H. aspersa*) sont 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 (6%) testées sur les escargots (*H. aspersa*)

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. Effets 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 escargots témoins d'*H. aspersa* adultes récoltés à Mila, n=5

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

4.2. Mortalités corrigées observées chez les escargots *H. aspersa* traités par le métaldéhyde

Après une exposition de 96 heures pour toutes les doses, il a été noté qu'aucune mortalité n'a été enregistrée pour la dose 900 mg/L. De même, après 72h pour les doses : 1200 et 2000 mg/L ; après 96 h, on a marqué un faible taux de mortalités (1à 0,33 %). Après 48h d'exposition des escargots au métaldéhyde, à partir de la dose 7500 mg/L, le pourcentage des mortalités commence à s'élever progressivement dans pour atteindre son maximum après 96h du traitement pour les doses : 7500, 10000 et 15000 mg/L ; et les mortalités enregistrées sont dose-dépendantes dans toutes les concentrations. Finalement, après 96 h, pour chaque dose du traitement, on a noté un taux élevé de mortalités, 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 (maximal) des mortalités corrigées (5%) comparativement aux autres doses (0,33 à 4,66 %) et aux témoins (0%) (Tabs. 3 et 4 ; Figs. 13 et 14).

Résultats

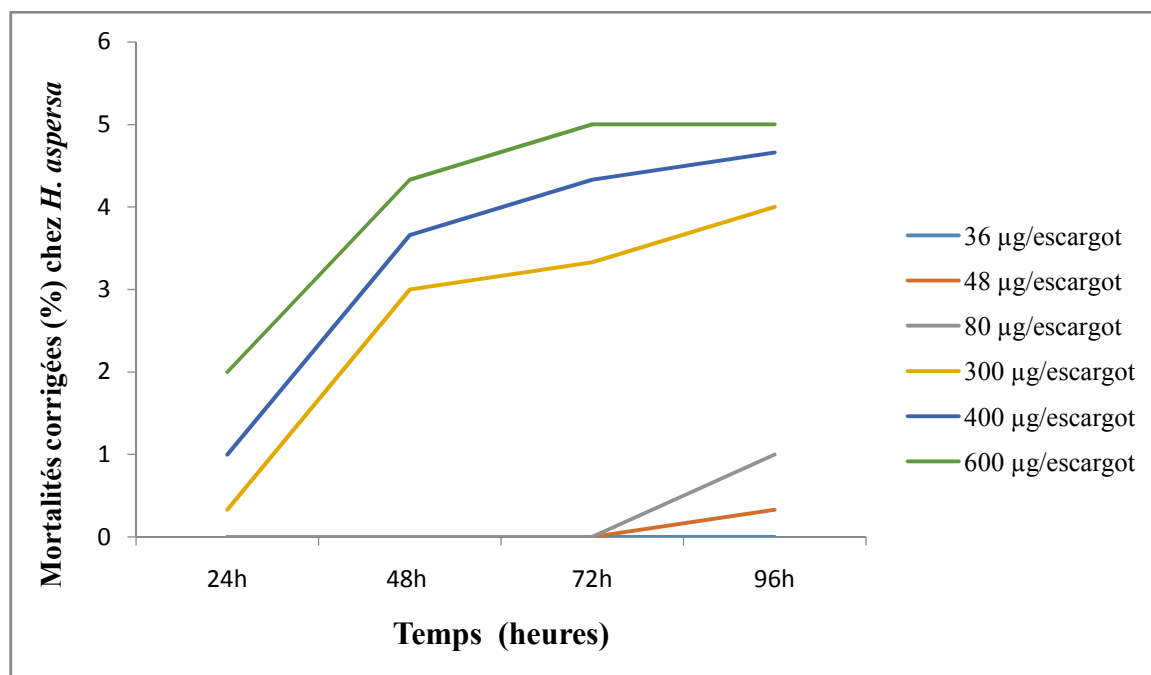
Tableau 3 : Mortalités observées (96 h) chez les escargots *H. aspersa* adultes traités par le métaldéhyde collectés à Mila (février, mars et avril, 2022), n=5.

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

Résultats

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

Traitement ($\mu\text{g}/\text{escargot}$)	Mortalités corrigées (%)
0 (Témoins)	0
36	0
48	0,33
80	1
300	3
400	4,66
600	5



Résultats

Figure 15. Mortalités corrigées (%) (96 h), observées chez les escargots adultes (*H. aspersa*) traités par le métaldéhyde en utilisant l'application topique, (n=5).

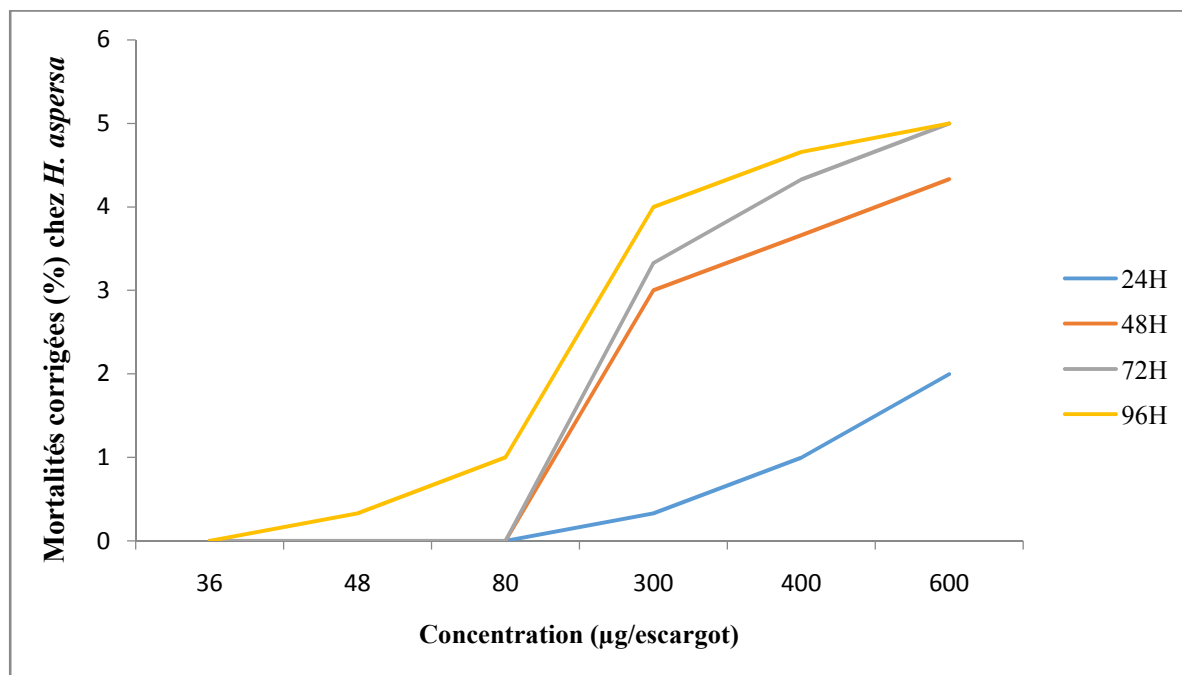


Figure 16. Variation des mortalités corrigées (%) pendant 96 h, observées chez les escargots adultes (*H. aspersa*) traités par métaldéhyde en utilisant l'application topique, (n=5).

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

Les résultats obtenus de l'analyse des mortalités corrigées du traitement des escargots par le métaldéhyde pendant 96 heures montrent que la dose subléthale DL₁₀ du métaldéhyde établie est de 1236 µg/escargot. Concernant la dose létale DL₅₀ retenue est de 14783 µg/escargot. Pour la dose DL₉₀ est la plus grande de 176866 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 mollucicide. Les valeurs des doses DL₁₀, DL₅₀ DL₉₀ sont illustrées dans le tableau 5 et la figure 15.

Résultats

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

Concentrations (µg/escargot)	Doses létales
*DL₁₀	1236
**(IC)	(689,9 - 2213)
DL₅₀	14783
(IC)	(2353 - 92870)
DL₉₀	176866
(IC)	(7819- 4,001e+006)
Hill Slope	0,8853
(IC)	(0,4262 - 1,344)

* : IC : intervalle de confiance.

**DL : Dose létale

Résultats

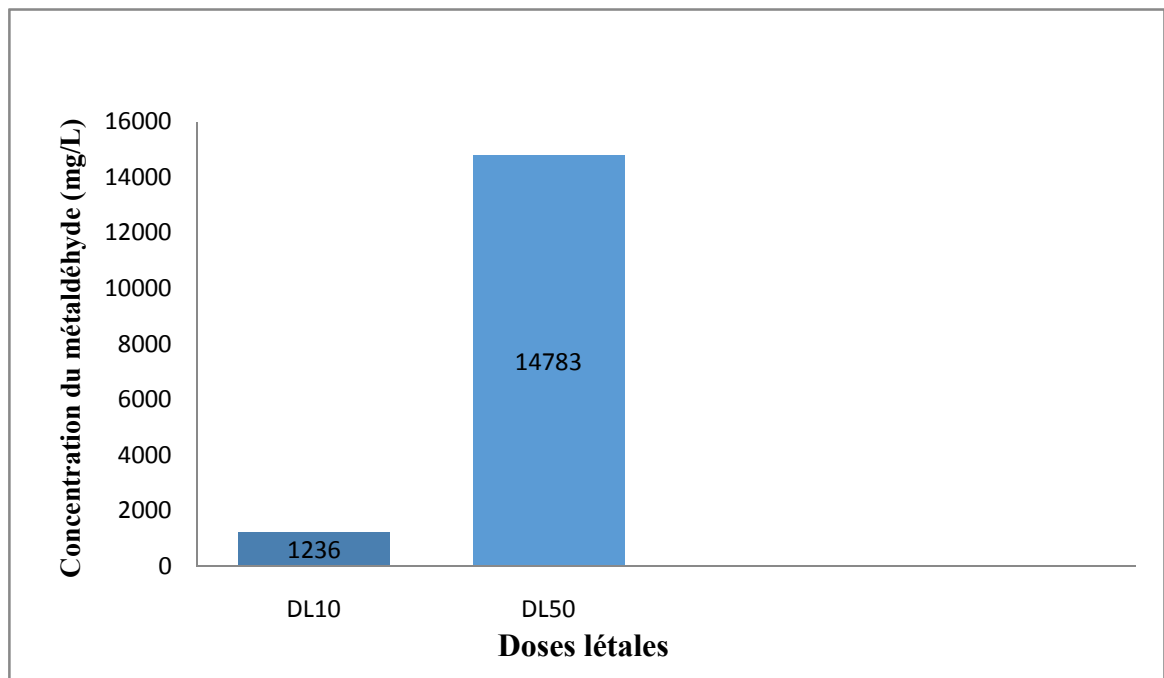


Figure 17. DL_{10} et DL_{50} du métaldéhyde obtenues chez les escargots *H. aspersa* adultes collectés à Mila ((février, mars et avril, 2022).

Discussion

5. Discussion

Plusieurs produits chimiques dangereux résultant d'activités industrielles et anthropiques provoquent une grave contamination de l'environnement terrestre, entraînant des effets nocifs sur la société et l'économie nationale (**Khalil, 2016**). Les engrais et les pesticides sont largement utilisés dans les activités agricoles de nombreux pays (**Halaimia et al., 2021; Mikashi et Mahajan, 2012**). Les organismes vivants terrestres sont continuellement exposés aux contaminants, se déplaçant relativement rapidement dans leur écosystème (**Mikashi & Mahajan, 2012**). Les granules des molluscicides sont principalement utilisées pour le contrôle chimique des mollusques terrestres y compris les escargots et les limaces, qui sont parfois connus comme des animaux nuisibles causant des dommages économiques à une grande variété de plantes. Ces dommages dépendent de leur activité et la densité de la population, mais aussi de leurs habitudes alimentaires. Les dommages impliquant des pertes financières considérables sont infligés sur les cultures agricoles et sur le terrain (**Sallam & El Wakeil, 2012**). En outre, au cours du mouvement, l'escargot provoque une odeur indésirable qui empêche les gens et même les animaux de se nourrir de ces plantes contaminées (**El-Okda, 1984 ; Kassab & Daoud, 1964**). Les mollusques gastéropodes herbivores terrestres (escargots et limaces) sont des ravageurs agricoles importants des plantes cultivées dans de nombreuses régions du monde. Ils constituent l'une des menaces les plus importantes pour le développement durable et causent des dommages économiques à de nombreuses cultures, y compris les cultures maraîchères, les arbres fruitiers, les grandes cultures, plantes ornementales et médicinales (**Abobakr et al., 2021**). D'une autre part, dans certaine région comme l'Algérie, une utilisation excessive des pesticides provoquent une perte de la biodiversité des animaux essentiellement les gastéropodes terrestres qui sont connus comme des organismes non-cibles.

De plus, les gastéropodes terrestres ont été suggérés comme des biomoniteurs et sentinelles dans les programmes de biosurveillance de la pollution des sols (**Radwan & Mohamed, 2013 ; Itziou et Dimitriadis 2011 ; Larba et Soltani, 2014 ; El-Sayed et al., 2016; De Roma et al., 2017; Sidiropoulou et al., 2018; Radwan et al., 2019; El-Gendy et al., 2021**). Les escargots du jardin, *Helix aspersa* ont également été proposés comme bioindicateurs pour la surveillance de la pollution par les contaminants (les métaux lourds et les pesticides) en Algérie et dans les régions voisines (**Coeurdassier et al., 2009 ; Bhavsar Smita et Patel Nisar, 2011 ; Faliz et al., 2012 ; Abdel-Halim et al., 2013 ; Eshra et al., 2016 ; Ali, 2017 ;**

Discussion

Bairi et al., 2018 ; Carbone & Faggio, 2019, Douafer et al., 2020 ; Yankova et al., 2021 ; Abdel-Halim et al., 2021 ; Louzon et al., 2021 ; Zaidi et al., 2021).

De plus, l'utilisation de molluscicides est fortement liée au contrôle des escargots terrestres sur diverses cultures et contribue à minimiser les effets des ravageurs en dessous du niveau de dommage (**Wankhedkar et Bhavsar, 2015**). Cependant, les organismes non cibles et leur environnement peuvent évidemment être affectés par la toxicité de ces substances toxiques (**Homeida & Cooke, 1982 ; Smith et al., 1988**). Les granules des molluscicides sont principalement utilisés pour le contrôle chimique des mollusques terrestres. Le molluscicide le plus universellement utilisé est le métaldéhyde (**Henderson & Triebskorn, 2002**). 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 sauf celle de (**Abobakr et al., 2021**) chez des escargots *T. pisana*. À cet égard, il s'agit de la première étude visant à déterminer les indices de toxicité par contact du métaldéhyde vis-à-vis des escargots *H. aspersa*.

Le métaldéhyde, qui est un tétramère cyclique d'acétaldéhyde est l'ingrédient actif dans la plupart des molluscicides et les produits de lutte contre les escargots 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% métaldéhyde (**Gupta, 2012**). 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**). L'incident d'empoisonnement au métaldéhyde a été documenté chez les oiseaux, les animaux de compagnie et les animaux domestiques (**Andreasen, 1993 ; Daniel et al., 2009**). L'ingestion orale de métaldéhyde sous forme de pastilles ou les granules sont la cause d'intoxication la plus fréquente d'organismes non cibles (**Gupta, 2012**). En raison de ses propriétés physico-chimiques, le métaldéhyde se déplace dans le sol facilement lorsqu'il est appliqué sous forme de granules et donc se trouve dans l'environnement aquatique avec des niveaux au-dessus de la limite (**Castle et al., 2017**). En 1934, sa puissante d'activité molluscicide est découverte fortuitement en Afrique du Sud (**Gimingham, 1940**). Le métaldéhyde agit comme un poison (du contact et 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 il a été décrit

Discussion

généralement comme un dommage permanent dans les cellules épithéliales, y compris les cellules muqueuses de la muqueuse intestinale et la peau ainsi que les cellules absorbantes de la glande digestive, conduisant à la mort (Colos *et al.*, 1998 ; Abobakr, 2011). Le mécanisme spécifique par lequel le métaldéhyde provoque des convulsions est encore inconnu. À cet égard, il s'agit de déterminer les indices de toxicité par contact du métaldéhyde vis-à-vis des escargots *H. aspersa*.

Dans cette étude, on a testé la toxicité aiguë (96 h) du métaldéhyde sur l'escargot terrestre (*H. aspersa*) par l'application topique. Les résultats de la présente étude démontrent que le métaldéhyde a un effet toxique sur les escargots traités. La magnitude de sa toxicité augmente avec la durée et la concentration du traitement. De ce fait, dès les premiers jours du traitement, 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 ; Ait Hamlet *et al.*, 2012 ; 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 96 h dans la dose 600 µg/escargot, qui montre que la totalité des 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. Ainsi, Hamed *et al.*, (2007) ont montré que les molluscicides carbamates induisent des changements histologiques et ultra structurels sur la glande digestive du gastéropode terrestre *Eobina vermiculata*, et l'utilisation des molluscicides avec des concentrations élevées a un effet toxique sur l'Homme et les animaux et cause la pollution de l'environnement (El-Wakil & Radwan, 1991). Proche de nos résultats, le LT50 d'un produit commercial contenant 5% de métaldéhyde testé contre *T. pisana* était de 2, 84 jours (68, 16 h) (Harmouzi *et al.*, 2018). En comparaison avec d'autres pesticides utilisés dans le contrôle des mollusques terrestres, la toxicité par contact du métaldéhyde ($DL_{50} = 11, 33 \mu\text{g/g}^{-1}$) est 17 fois supérieur à celui du deuxième molluscicide le plus utilisé, le méthiocarbe ($DL_{50} = 188, 68 \mu\text{g/g}^{-1}$) (Abdeljalil, 2010). L'avantage de la haute activité molluscicide par contact pourrait être exploité dans l'application de ce molluscicide dans des formulations à faible concentration (peintures, pâtes

Discussion

ou aérosols) sur les troncs d'arbres ou les surfaces des serres où les escargots grimpent dessus. De cette façon, les effets nocifs du métaldéhyde sur les organismes non-cibles pourraient être évités là où ils ne seront pas disponibles aux animaux de compagnie, aux oiseaux et aux animaux sauvages pour se nourrir. De plus, la pollution du sol et de l'eau par les résidus de métaldéhyde sera réduite dans le cadre de la protection de l'environnement (**Thomas et al., 2017**). Le métaldéhyde tue les limaces par contact plus rapidement que par l'alimentation, la concentration létale s'est avérée aussi faible que $0,0063 \text{ mg/cm}^2$; sur la base d'expériences sur le terrain, les auteurs ont suggéré que la pulvérisation et la diffusion de métaldéhyde sont les meilleures méthodes d'application (**Cragg & Vincent, 1952**). Ainsi, lorsque les escargots et les limaces cibles rampent sur les draps traités, leurs corps pourraient capter des doses mortelles, tandis que les animaux domestiques et sauvages ne seraient pas affectés ; le métaldéhyde n'est pas toxique pour les mammifères par contact (la DL_{50} cutanée est $> 5000 \text{ mg/kg}^{-1}$) (**E.F.S. A, 2010**).

D'après les résultats de cette étude, l'action toxique du métaldéhyde est dépendant de la dose et du temps (doses-dépendantes). La dose létale médiane (DL_{50}) est la plus fréquemment mesure utilisée dans la toxicité aiguë d'une substance. Une valeur inférieure de (DL_{50}) signifie relativement une plus grande toxicité, ce qui indique qu'une plus petite quantité de la substance est requise pour la mort de l'organisme d'essai (**Girard, 2010**). Dans notre étude, la dose sublétales, DL_{10} du métaldéhyde établie est de $1236 \text{ } \mu\text{g/escargot}$, la DL_{50} est de $14783 \text{ } \mu\text{g/escargot}$, et la DL_{90} est de $176866 \text{ } \mu\text{g/escargot}$. De même, les valeurs médianes de la dose létale (DL_{50}) à 24, 48 et 72 h du traitement des escargots *T. pisana* par le métaldéhyde étaient de 11,33, 8,53 et $6,87 \text{ g/g}^{-1}$ du poids corporel (**Abobakr et al., 2021**). Le métaldéhyde a présenté une toxicité du contact dose-dépendante et fonction du temps ; et les résultats biochimiques suggèrent que le métaldéhyde peut avoir des actions neurotoxiques et cytotoxiques chez les escargots terrestres (**Abobakr et al., 2021**). Plusieurs études menées sur les effets toxiques des pesticides sur les gastéropodes terrestres. **El-Okda et al., (1989)** ont étudié la toxicité du méthomyl, de l'aldicarbe, de l'oxyamyle, du méthiocarbe, du du-pont-1642 et du métaldéhyde en utilisant des appâts contre *Helix sp*, *E. vermiculata*, *T. pisana*, *Rumina sp*, *Cochlicella sp*, *Helicella sp*, *Limax sp* et *Oxychilus sp* ; ils ont trouvé que l'aldicarbe, le méthomyl, l'oxamyl et le du-pont-1642 présentaient la toxicité la plus élevée, tandis que le méthiocarbe et le métaldéhyde étaient sans toxicité. La toxicité aiguë (96 h) de l'insecticide thiaméthoxam chez deux espèces d'escargots adultes (*H. aspersa* et *H. aperta*) a été réalisée par l'application topique ; la DL_{10} obtenue est de $4612 \text{ } \mu\text{g/escargot}$ chez *H. aspersa* et $3508 \text{ } \mu\text{g/escargot}$ chez *H. aperta* ; Cependant, la DL_{50} déterminée est de $51850 \text{ } \mu\text{g/}$

Discussion

escargot, 43830 µg/ escargot, respectivement chez *H. aspersa* et *H. aperta* (Douafer, 2015). En testant la toxicité des insecticides chez les escargots (Salama *et al.*, 2005 ; Radwan *et al.*, 2008 ; Radwan & Mohamed, 2013 ; Khalil, 2016) ; notant également que les doses plus élevées de la DL₅₀ donnent un pourcentage de mortalité plus élevé. Ceci est conforme à celui trouvé par El Okda (1978, 1979, 1984) qui a étudié la toxicité des molluscicides : méthomyl et de l'aldicarbe chez les escargots ; *Hellicela vestalis*, *T. pisana*, *E. vermiculata* et *Monacha. Sp* ; les résultats obtenus ont également révélé divers changements, comme la sécrétion de mucus après quelques heures du traitement et l'absence de mouvements remarqués, comme premières réponses physiologiques, chez les deux escargots terrestres exposés au thiaméthoxam (*H. aspersa* et *H. aperta*) (Bhavsar Smita et Patel Nisar, 2011 ; Ait Hemlet *et al.*, 2012 ; Douafer, 2015). Les mêmes observations ont été trouvées par Heiba *et al.*, (2002), qui ont rapporté des altérations de la glande digestive chez les escargots terrestres : *Eobania vermiculata* et *Monacha contiana* ont exposé au lannate et le méthomyl. Ces changements sont probablement dus à l'accumulation de l'insecticide pathologique dans les cellules de la glande digestive.

Conclusion

Conclusion

6. Conclusion

Les conséquences environnementales des pesticides nécessitent le développement des méthodes adaptées pour l'analyse de leurs effets sur les invertébrés du sol, et en particulier sur les escargots terrestres « *H. aspersa* ».

Le métaldéhyde est un mollucicide qui présente une toxicité dose-dépendante. Les résultats du traitement par application topique suggèrent que le métaldéhyde exerce un effet toxique sur les escargots *H. aspersa*. Les résultats montrent que les mortalités sont doses-dépendantes, et ces effets sont remarqués 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, DL₁₀ du métaldéhyde établie est de 1236 µg/escargot, la DL₅₀ est de 14783 µg/escargot, et la DL₉₀ est de 176866 µg/escargot.

Cette étude confirme le rôle de l'espèce *H. aspersa* comme bioindicateur de la pollution des sols par les pesticides. L'application topique semble la méthode la plus appropriée pour tester la toxicité des pesticides sur les gastéropodes.

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

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

Resumé

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 aspersa*) , dans la région de Mila. On 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 sublétales, DL_{10} du métaldéhyde déterminée est de 1236 µg/escargot, la dose létale DL_{50} est de 14783 µg/escargot et la DL_{90} est de 176866 µg/escargot, ceci montre l'effet toxique du mollucicide sur les escargots.

Ces résultats affirment le rôle de l'espèce *H. aspersa* comme bioindicateur de la pollution des sols par les pesticides et les mollucicides.

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

Resumé

Abstract:

This work aims to evaluate the acute toxicity (96h) of a molluscicide "metaldehyde, GR 6%" on a common species of land snail (*Helix aspersa*), in the Mila region. The method of treatment by topical application is used 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 : the excessive secretion of mucus, they will be inactive and immobile with a refusal of food followed by death, compared to the control snails, which present their 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, LD10 of metaldehyde established is 1236 $\mu\text{g}/\text{snail}$, the lethal dose LD50 is 14783 $\mu\text{g}/\text{snail}$ and the LD90 is 176866 $\mu\text{g}/\text{snail}$, this shows the toxic effect of the molluscicide on snails.

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

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

الملخص

يهدف هذا العمل إلى تقييم السمية الحادة (96 ساعة) لمبيد الرخويات "المعدني، 6 GR%" على الأنواع الشائعة من الحلزون الأرضي (*Helix aspersa*)، في منطقة ميلة. طريقة العلاج بالتطبيق الموضعي تستخدم 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: الإفراط في إفراز المخاط، قلة النشاط الحركة مع رفض الطعام يليه الموت، مقارنة بالحلزونات الشاهدة التي تظهر نشاطها بصفة طبيعية. بالنسبة للحلزون المعالج، فإن الموت يعتمد على الجرعة، مع معدل وفيات مرتفع بشكل رئيسي لجرعات 300 و 400 ميكروغرام / الحلزون. الجرعة المميتة، LD10 من ميتالديهايد هي 1236 ميكروغرام / حلزون، والجرعة المميتة LD50 هي 14783 ميكروغرام / حلزون و LD90 هي 176866 ميكروغرام / حلزون، وهذا يدل على التأثير السام لمبيد الرخويات على القواقع.

تؤكد هذه النتائج دور أنواع *H.aspersa* كمؤشر حيوي لتلوث التربة بالمبيدات الحشرية ومبيدات الرخويات.

الكلمات المفتاحية : السمية الحادة، مؤشر بيولوجي، تلوث، ميلة، *H.aspersa*.

ميتالديهايد،

References bibliographiques

- Abdel-Halim K.Y., Abo El-Saad A.M., 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. *Jour. Chemos.*, **93(6)**:1131-8.
- Abdel-Halim K.Y., Ramadan Osman S, Mohamed El-Danasoury H et 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.
- 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.
- Abdenmour C., Khelili K., Boulakoud M.S. et Rainbow P.S., 2000.** Trace metals in marine, brackish and freshwater prawns (Crustacea, Decapoda) from North-East Algeria. *Hydrobiol.* **432**: 217-227.
- Abeloos M., 1944.** Recherches expérimentales sur la croissance. La croissance des mollusques Arionidés. *Bull. Biol. Fr. Belg*, 78 : 215-256.
- Abo-Bakr Y., 2011.** Histopathological changes induced by metaldehyde in *Eobania vermiculata* (Müller 1774). *Alexandria Sci Exch J* 32:300– 310.
- Abo-bakr 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*.
- ADE. 2013.** Algérienne des eaux : rapport.
- Agrawal S.K., 2002.** Pollution management : Heavy metal pollution. APH Publishing Corporation, New Delhi, 4: 7-190.
- Aissaoui R., 1998.** Contribution à l'étude de la toxicité d'un insecticide organochloré, le lindane: Impact sur quelques organes d'un poisson Téléostéen d'eau douce, *Gombusia affinis*. *Mémoire de Magister. Université d'Annaba*. 45p.
- Ait Hamlet S., Bensoltane S., Djekoun M., Yassi F., and Berrebbah H., 2012.** Histological changes and biochemical parameters in the hepatopancreas of terrestrial gastropod *Helix aspersa* as biomarkers of neonicotinoid insecticide exposure. *African. Jour. Biotechno.*, **11 (96)**: 16277-16283.
- Ali M., 2017.** Comparison among the Toxicity of Thymol and Certain Pesticides on Adults Survival and Egg Hatchability of the Glassy Clover Snail *Monacha cartusiana* (M-LLER). *J. Plant Prot. and Path., Mansoura Univ., Vol.8 (4)*, 189- 194.
- A.N.D.I., 2013.** Agence Nationale de Développement de l'Investissement de la Wilaya de Mila.
- Andreasen JR., 1993.** Metaldehyde toxicosis in ducklings. *J Vet Diagn Invest* 5: 500–501.
- André., 1968.** Zoologie des invertébrés, tome 1, Masson et C, p2-39.
- Anonyme., 2009.** Invertébrés continentaux des Pays de la Loire - Gretia, 2009 Gastéropodes terrestres.
- Anonymous., 1965.** Molluscicidal screening and evaluation. *WHO. Bull.*, **38**:507-581.
- Atkinson D., 1994.** Temperature and organism size – a biological law for ectotherms *Adv. Ecol. Res*, 25: 1-58.
- 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.
- Baudelot M.E., 1863.** Recherches Sur L'appareil Générateur Des Mollusques Gastéropodes, Thèse de zoologie. Edition M.E. BLANCHARD, Paris. « Imprimerie de L. MARTINET. Rue Mignon », N° 353, 124p :19-20.

References bibliographiques

- Beeby et Richmond., 2011.** Magnesium and the deposition of lead in the shell of three populations of the garden snail *Cantareus aspersus*. *Environmental Pollution*, 159(6) : 1667-1672.
- Beldi H., Gimbert F., Maas S., Scheifler R. et Soltani N., 2006.** Seasonal variations of Cd, Cu, Pb and Zn in the edible mollusc *Donax trunculus* (Mollusca, Bivalvia) from the gulf of Annaba, Algeria. *Afric. Jour. Agric. Resear.*, **1 (4)**: 85-90.
- Bellala., 2013.** Inventaire qualitatif et quantitatif des gastéropodes au niveau de trois stations de la wilaya de Tizi-ouzou (Juin 2012-Mai 2013).
- Benguedouar H., 2016.** Utilisation des escargots comme indicateur de la contamination métallique des sols : cas de l'*Helix aspersa*. Diplôme de Master en Gestion Durable des Ecosystèmes et Protection de l'Environnement, Université des Frères Mentouri-Constantine, 52p.
- Berger B., et Dallinger R., 1993.** Terrestrial snails as quantitative indicators of environmental metal pollution. *Envir. Monito. Assess.*, **25**: 65-84.
- Berkal K., et Elouaere F., 2014.** Inventaire et écologie des oiseaux d'eau au niveau du Barrage de Béni Haroun (Wilaya de Mila) : saison d'hivernage 2013/2014. Mémoire Master II, Centre Universitaire de Mila. 85p
- Bhavsar S.S., et Patel N.G., 2011.** Molluscicidal activity of two pesticides against *Macrochlamys indica*. *Golden Resrach Thoughts.*, **1**: 1-4.
- Bonnet J.C., Aupinel P. et Vrillons J.L., 1990.** L'escargot *Helix aspersa*, biologie, élevage. Du labo au terrain, *INRA*, 1-5. Born de sites tunisiens en conditions contrôlées : influence de la photopériode.
- Bonnet J. C., 1990.** Escargot biologie et élevage, multiplication et croissance des escargots, 3-4p
- Bonnet J.G. et Vrillons J. L., 1990.** L'escargot *Helix aspersa*, biologie-élevage ; Institut National de l'Agronomie, paris, 124 p.
- Bouaricha H., 2013.** Evaluation du stress oxydatif induit par le Proclaim essai comparatif sur deux modèles biologiques (*H. aspersa* et *Paramecium sp*). Thèse de Doctorat en Toxicologie. Université Badji Mokhtar Annaba, 131p.
- Boué H. et Chanton R., 1971.** Biologie Animale Zoologie I. Invertébrés. ED Doin, Paris, 542p.
- Brahmia Z., Scheifler R., Crini N., Maas S., Giraudoux P. & Benyacoub S., 2013.** Breeding performance of blue tits (*Cyanistes caeruleus ultramarinus*) in relation to lead pollution and nest failure rates in rural, intermediate, and urban sites in Algeria. *Environ. Pollut.*, **174** : 171-178.
- Cadart J., 1975.** Les Escargots. Biologie-Elevage-Parcage-Histoire-Gastronomie-Commerce, 38 p
- Caroline N. 2014.** Diversité et Evolution animale : les non vertébrés Université Catholique de Louvain.
- 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.
- Chapman P.M., Wang F., Janssen C.R., Goulet R.R. et Kamunde C.N., 2003.** Conducting ecological risk assessments of inorganic metals and metalloids: current status. *Hum. Ecol. Risk assessm.*, **9**: 641-697.
- Chevalier H., 1977.** La variabilité de l'escargot Petit-Gris (*Helix aspersa* Muller).

References bibliographiques

- Chevalier H., 1982.** Facteurs de croissance chez les Gastéropodes Pulmonés terrestres paléarctiques en élevage. *Haliotis*, 12: 29-46.
- Chevalier H., 1992.** L'élevage des escargots : production et préparation du « *Petit-gris* ». Ed. Du point vétérinaire. 144 p.
- Chevallier H. 1998.** L'élevage des escargots : production et préparation du Petit-Gris éditions du Point Vétérinaire (Deuxième Edition).
- Christian L., 1980.** Les Mollusques 10.
- Cobbinah J.C., Vink A. et Onwuka B., 2008.** L'élevage d'escargots : production, transformation et commercialisation. Fondation Agromisa, Wageningen, 84p.
- 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*.
- Coloso RM, Borlongan IG and Blum RA, 1998.** Use of metaldehyde as a molluscicide in semi-commercial and commercial milkfish ponds. *Crop Prot* 17:669–674 (1998).
- Cortet, J., Gomot-de Vaufléury, A., Poinot-Balaguer, N., Gomot, L., Texier, C., et Cluzeau, D., 1999.** The use of invertebrate soil fauna in monitoring pollutants effects. *Europ. Jour. Soil Biolo.*, (35) : 115-134
- Cosel R.V., 1992.** Sea shells of tropical West Africa. Edition l'ORSTOM, 64p.
- Cragg JB and Vincent MH, 1952.** The action of metaldehyde on the slug *Agriolimax reticulatus* (Müller). *Ann Appl Biol* 39:392–406.
- Crowell HH, 1977.** Chemical Control of Terrestrial Slugs and Snails. Agricultural Experiment Station Bulletin 628, Oregon State University, Corvallis, OR, p. 70.
- Daguzan J., 1985.** Contribution à l'élevage de l'escargot « *Petit-gris* » *Helix aspersa* : élevage mixte (reproduction en bâtiment contrôlé – engraissement en parcs extérieurs). Activité des individus et évolution de la population juvénile selon la charge biotique du parc. *Annales Zootechniques*. 34 : 127 –148
- 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.
- Désiré C.H. et Villeneuve F., 1962.** L'escargot petit gris, livre de zoologie, Edition BORDAS, Paris, 62 - 68p.
- 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.
- Genena Ma A. M. et Fatma Mostafa, A. M. (2008).** Molluscicidal activity of six pesticides against the two land snails, *Monacha cantiana* and *Eobania vermiculata* (Gastropoda: Helicidae) under laboratory conditions. *J.Agric. Sci. Mansoura Univ.*, 33 (7): 5307-5315.
- Douafer L. et 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., 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'AChE et stress oxydatif». Thèse de Doctorat, Université Badji Mokhtar-Annaba, Algérie.

References bibliographiques

- Drif F. & Abdenmour A., 2010.** Trace metals in the mussel *Donax trunculus* Linnaeus 1758 from urban and industrial contaminated locations. *Jour. Appl. Scien. Resear.*, **6 (12)** : 2063-2067.
- Dubey B.L., Dwivedi. P., Cassell W.A. et Sahay M., 1993.** Projective Value of Somatic Inkblot Series-II in a Case of Stammering. *Journal of Personality and Clinical Studies*, **8**: 173-176.
- Edwards H. Milne., 1834.** Eléments De Zoologie Ou Leçons. Sur l'anatomie, la physiologie, la classification et les mœurs des animaux. Edition PAUL RENOUARD, PARIS. «Chez Crochard, Libraire, place de L'école de Médecin », N° 5. p1084 :438- 440.
- Edwards J.M. et Slingo A., 1996.** Studies with a flexible new radiation code I : choosing a configuration for a large-scale model. *Quarterly Journal of the Royal Meteorological Society*, **122**: 689-719.
- El –Okda, MMK., 1978.** Mesuroil bait as a control agent for terrestrial snails and slugs at Alexandria region. *Agric. Res. Rev.* **56**:197-201
- El –Okda, MMK. 1979.** Land snails of economic importance at Alexandria region with some notes on the morphological features, classification, economic damage and population on ornamental plants. *Agric. Res. Rev.*, **57**:125-130
- El-Okda M.K., 1984.** Land mollusca infestation & chemical control in El-Ismaelia Governorate. *Agricu. Resear. Rev, Egypt.*, **62**: 87-92.
- El-Okda MK., Mokta MK., et Hanafei AH., 1989.** Preliminary observation on land Mollusca infesting fencing plants. *Alex. Sci .Exch.*, **10 (2)**: 387-369.
- El-Sayed H. Eshra, M.S. El-Shahaat et Y Dewer 2016.** Molluscicidal potential of two neonicotinoids and fipronil against three terrestrial snail species. *International Journal of Zoological Investigations*, **2 (1)** :1-8
- El-Wakil H.B. et Radwan M.A., 1991.** Biochemical studies on the terrestrial snail *Eobania vermiculata* (Muller) treated with some pesticide. *Jour. Environ. Scien. Health.*, **26 (596)**: 479-489.
- Eshra, EH., El-Shahaat., MS. 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*
- European Food Safety Authority,** Conclusion on the peer review of the pesticide risk assessment of the active substance metaldehyde1. *EFSA J* **8**:1856 (2010)
- Feliz M.K., Abog N., Lorenzo J.J., de Rivera C., Estacio S.C.W., Fidelino J.S., Orlie J.Y.L., Pilapil J.C.A. et 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.
- Gauer M., 2007.** Biologie animale basé sur le cours de 2006/2007 Université Louis Pasteur, Strasbourg.
- Gerace A., et Redy P., 2003.** The snail common *Helix aspersa*, guide of agriculture, 86p.
- Gimingham CT.,1940.** Some recent contributions by English workers to the methods of insect control. *Ann Appl Biol* **27**:161–175 (1940).
- Gimbert F., de Vaufleury A., Douay F., Scheifler R., Coeurdassier M. & Badot P.M., 2006.** Modelling chronic exposure to contaminated soil : a toxicokinetic approach with the terrestrial snail *Helix aspersa*. *Environm. Internat.*, **32**: 866-875.
- Girard J.E., 2010.** Principles of environmental chemistry. 2nd ed. Sudbury, MA: Jones and Barlett Publishers. 687 p.
- Gomot A., Gomot L., Boukraa S., Bruckert S., 1989.** Influence of soil on the growth of the land snail *Helix aspersa* - an experimental study of the absorption route for the stimulating factors. *Journal of Molluscan Studies*. **55**: 1-7.

References bibliographiques

- Gomot A ; 1994.** Contribution à l'étude de la croissance d'escargots du genre *Helix* : influence de facteurs de l'environnement. Nutrition et composition biochimique. Contrôle neuroendocrine. Dissertation N°398, Université de Besançon, France.
- Gomot A et Gomot L ; 1995.** Neurohormonal control of body and shell growth of the snail *Helix*. *Bull. Inst. Océa.* Monaco, 14, 141 -149.
- Gomot A ;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. *Bull. Acad. Natl. Méd.*, **181**: 59-75.
- Gomot, De Vaufléury A; 2000.** Standardised growth toxicity testing (Cu, ZN, Pb and pentachlorophenol) on *Helix aspersa*.
- Gomot-de Vaufléury A. et 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.
- Grand, C ; Faure, O ; Harris-Hellal, J ; Hedde, M ; Le Guédard, M, Pauget, B ; Pérès, G ; Villenave, C ; et De Vaufléury, A ; 2012.** Quels bio-indicateurs, pour quels besoins en sites contaminés ? Journées Techniques Nationales Bio-indicateurs & Phytotechnologies, 1-22p.
- Grara N ; Atailia A., Boucenna M ; Berrebeh H. et Djebbar M.R., 2012.** Toxicity of metal dust from Annaba steel complex (Eastern Algeria) on the morphophysiological parameters of the snail *Helix aspersa*. *Advanc. Environm. Biol.*, **6 (2)** : 605-611
- Gupta RC;2012.** Metaldehyde, in Veterinary Toxicology, ed. by Gupta RC. Elsevier, Amsterdam, pp. 624–628.
- Halimia S; Tine S; Tine-Djbbbar 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: http://dx.doi.org/10.15666/aer/1902_12471266.
- Hamed S.S; Abdelmeguid N.E; Essawy A.E; Radwan M.A. et Hegazy A.E; 2007.** Histological and ultrastructural changes induced by two carbamate molluscicides on digestive gland of *Eobania vermiculata*. *Jour. Biolog. Scien.*, 7 (6) :1017-1037.
- Harmouzi A, Boughdad A, el Ammari Y and Chaouch A; 2018.** Toxicity of *Euphorbia helioscopia* pellets to two phytophagous mollusks, *Theba pisana* Müller, 1774 (Pulmonata: Helicidae) and *Arion hortensis* Férussac, 1819 (Pulmonata: Arionidae). *Pestic Phytomed (Belgrade)* 33: 241–252
- Henning W; 1950.** Grundzüge einer theorie der phylogenetischen systematik.
- Heiba F N, Al-Sharkawy I M and Al-Batal A A., 2002.** Effects of the insecticide Lannate, on the land snails, *Eobania vermiculata* and *Monacha contiana*, under laboratory conditions. *J. Biol. Sci.*, 2(1) : 8-13.
- Henderson I and Triebkorn R., 2002.** Chemical control of terrestrial gastropods, in *Mollusks as Crop Pests*, ed. by Barker GM. CABI Publishing, Wallingford, pp. 1–31 (2002).
- Hemissi S ; et Guedrez K., 2019.** Inventaire des gastéropodes terrestres dans deux sites de la région de Mila (Rouached et oued endja). *Protection des écosystèmes*. Université Abdel Hafid Boussouf, Mila.
- Homeida AM and Cook RG. 1982.** Pharmacological aspects of metaldehyde poisoning in mice. *J. Vet. Pharmacol. Ther.*, 5:77-82.
- Hopkin S-P. 1989.** Ecophysiology of metals in terrestrial invertebrates. Elsevier Applied Science, NY, USA, 336-399p.
- Hussein H.I, Kamel A., Abou-Zeid M., El-Sebae A.H. et Saleh M.A., 1994.** Uscharin, the most potent molluscicidal compound tested against land snails. *Jour. Chem. Ecol.*, **20**: 135-140.

References bibliographiques

- Itziou A., Dimitriadis VK., 2011.** Introduction of the land snail *Eobania vermiculata* as a bioindicator organism of terrestrial pollution using a battery of biomarkers. *Sci Total Environ.* 409 (6):1181–1192.
- Jeanne Mager Stellman., 2004** Encyclopédie de sécurité et de santé au travail, Volume 4, Bureau International du Travail, Genève.
- Karas F., 2009.** Gastéropodes terrestres, invertébrés continentaux des pays de la Loiregretia, 397 P.
- Kassab A. et Daoud H., 1964.** Notes on the biology & control of land snail of economic importance in the U.A.R. *Jour. Agricu. Resear. Rev*, Cairo., **42**: 66-98.
- Kerney M.P et Cameron, R.A.D., 2006.** Guide des escargots et limaces d'Europe. Delachaux et Niestlé, Paris.
- Kerney M.P. et Cameron R.A.D., 2009.** Guide des escargots et limaces d'Europe, identification et biologie de plus de 300 espèces. ED De la chaux Nietlé SA. Paris. 370p.
- Khalil AM., 2016** Impact of methomyl lannate on physiological parameters of the land snail *Eobania vermiculata* The Journal of Basic & Applied Zoology (2016) 74, 1–7.
- Kiddy H., 1999.** Tous au sujet des escargots, 36- 38p.
- Larba R. et Soltani N., 2014.** Use of the land snail *Helix aspersa* for monitoring heavy metal soil contamination in Northeast Algeria. *Environ. Monit. Assess.*, **186** :7.
- Louzon M., B. Pauget, F. Gimbert, N. Morin-Crini, J.W. Y. Wong, B. Zaldibar, T. Natal-da-Luz, N. Neuwirthova, C. Thiemann, B. Sarrazin, M. Irazola, C. Amiot, D. Rieffel, J.P. Sousa, M. Chalot, and A. de Vaufleury., 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.
- Mathias K., 2011.** Etude bibliographique sur les bio-indicateurs et biomarqueurs des effets des perturbations des écosystèmes par les pesticides. [En ligne]. Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Diplôme de 3ème Cycle d'ingénieur agronome, 59p.
- Meglitsch P.A., 1974.** Zoologie des invertébrés, Tome 2, des vers aux arthropodes (Annelides, mollusques, chélicerates). Ed. Dion, Paris, 306p.
- Mikashi R, Mahajan AY., 2012.** Toxicity evaluation of thiamethoxam and triazophos to the freshwater bivalve *Lamellidens marginalis* (Lamark). *Trends in life Sciences* 1(3) : 29-33.
- Mikashi R, Mahajan AY., 2012.** Toxicity evaluation of thiamethoxam and triazophos to the freshwater bivalve *Lamellidens marginalis* (Lamark). *Trends in life Sciences* 1(3) : 29-33.
- Müller O.F., 1774.** Vermium terrestrium et fluviatilium, seu animalium infusoriorum, helminthicorum, et testaceorum, non marinorum, succinct historia. Volumenalterum. - pp. IXXXVI [= 1 -36], 1-214, [1 -10]. Havnia & Lipsia. Heinecket Faber, p. 59.
- Nica D., Bura M., Gergene I., Harmanescu M. & Bordean D.M., 2012.** Bioaccumulative and conchological assessment of heavy metal transfer in a soil-plant-snail food chain. *Chemis. Centr. Jour.*, **6**: 1-55.
- Pauget B., Gimbert F., Coeurdassier M., Crini N., Pérès G., Faure O., Douay F., Hitmi A, Beguiristain T., Alaphilippe A, Guernion M., Houot S., Legras M., Vian J.F., Hedde M., Bispo A., Grand C. et de Vaufleury A., 2013.** Ranking field site management priorities according to their metal transfer to snails. *Ecolog. Indicat.*, **29**: 445-454.
- Pieterse A., Malan AP et 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.

References bibliographiques

- Promeyrat S., 2001.** Contribution à l'étude de la pollution atmosphérique autoroutière, caractérisation des flux de déposition et de la contamination métallique de l'environnement de proximité, Thèse en Sciences de la Vie, Université de Metz, 207 p.
- Radi N., 2003.** L'arganier arbre du Sud-ouest marocain, en péril, à protéger. Thèse de docteur en pharmacie, Université de NANTES, faculté de pharmacie, 59p.
- Radwan M.A., Essawy A.E., Abdelmeguid N.E., Hamed S.S. et Ahmed A.E., 2008.** Biochemical and histochemical studies on the digestive gland of *Eobania vermiculata* snails treated with carbamate pesticides. *Pest. Biochem. Physiol.*, **90**: 154-167.
- Radwan M.A. et Mohamed M.S., 2013.** Imidacloprid induced alterations in enzyme activities and energy reserves of the land snail, *Helix aspersa*. *Ecotoxicol. Environm. Saf.*, **95**: 91-97.
- Regoli F., Gorbi S., Fattorini D., Tedesco S., Notti A., Machella N., Bocchetti R., Benedetti M. et 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**: 63-69.
- 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.
- Salama A.K., Osman K.A., Saber N.A. et Soliman S.A., 2005.** Oxidative stress induced by different pesticides in the land snail, *Helix aspersa*. *Pak. Jour. Biol. Sci.*, **8 (1)**: 92-96.
- Sallam A. et El-Wakeil N., 2012.** Biological and ecological studies on land snails and their control, Integrated Pest Management and Pest Control - Current and Future Tactics, Dr. Sonia Soloneski (Ed.), ISBN: 978-953-51-0050-8, 414-444.
- Sandrine., Sylvie., Louisette Pirame., 1972.** Contribution à l'étude de la pathologie estivale de l'escargot petit-gris (*Helix aspersa*): Reproduction expérimentale, Thèse pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire, devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse, **99**:19.
- Sandrine., Sylvie., Louisette P., 2003.** Contribution à l'étude de la pathologie estivale de l'escargot petit-gris (*Helix aspersa*): reproduction expérimentale.
- Selloum A., 2013.** Inventaire qualitatif et quantitatif des gastéropodes au niveau de deux stations de la wilaya de Tizi-ouzou (Aneir Amellal et Draa Ben Khedda).
- Semadi A. et Deruelle S., 1993.** Lead pollution monitoring by transplanted lichens in Annaba area (Algeria). *Rev. Pollut. Atmosph.*, (Oct-Dec). **86**-102.
- Sidiropoulou F., Feidantsis K., Kalogiannis S., Gallios G.P., Kastrinakid G., E. Papaioannoud, M. Václavíková, M. Kaloyiannia. 2018.** Insights into the toxicity of iron oxides nanoparticles in land snails. *Comparative Biochemistry and Physiology, Part C* **206–207**. **110**.
- Stiévenart, C., Prince, S., Onwueme, I., Hardouin, J., et Delhove, G. 1990.** Manuel d'élevage des escargots géants africains sous les Tropiques. Centre technique de coopération agricole et rurale (CTA), Wageningen (Pays-Bas), 38p.
- Thomas JC, Helgason T, Sinclair CJ and Moir JWB., 2017.** Isolation and characterization of metaldehyde-degrading bacteria from domestic soils. *J Microbial Biotechnol* **10**:1824-1829.
- Wankhedkar, P.T. et Bhavsar, S.S. 2015.** Effect of Cartap hydrochloride and Imidacloprid on biochemical parameters of *Cerastus moussonianus*. *Biolife*, Vol. **3(1)**, p125-131. (ISSN (Online)- 2320-4257).
- Weatherley A.H., et Gill, H.S., 1987.** The biology of fish growth. Academic Press, London.
- Wharfe J., 2004.** Hazardous chemicals in complex mixtures-a role for direct toxicity assessment. *Ecotoxicology.*, **13**: 81-88.

References bibliographiques

- 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 *Rapana venosa*. *Bulgarian Chemical Communications, Volume 53, Special Issue A* (pp. 015 – 021) 2021 DOI: 10.34049/bcc.53.A.0003
- Young A.G. et Wilkins R.M., 1989.** A new technique for assessing the contact toxicity of molluscicides to slugs. *Jour. Moll. Stud.*, **55**: 533-536.
- Zaafour M., 2014.** Étude écophysiologique de la reproduction de l'escargot terrestre Petit-Gris (*Helix aspersa*, Gastropoda: Stylommatophora; Helicidae) dans la région Nord- Est d'Annaba – Algérie.
- 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.
- Zawisza-Raszka A., Dolezych B., Dolezych S. et Migula P., 2010.** Effects of nickel exposure and acute pesticide intoxication on acetylcholinesterase, catalase and Glutathione S-Transferase activity and glucose absorption in the digestive tract of *Helix aspersa* (Pulmonata, Helicidae). *Int. Jour. Environm. Pollut.*, 381: 390.
- Zouaidia H., 2006.** Bilan des incendies des forets dans l'Est Algérien cas de Mila.

Sites web :

- 1-www.nature-scientia.com
- 2-<https://www.maxicours.comcours/differents-appareils-respiratoires-pour-le-meme-air>
- 3-http://club.quomodo.com/tpe-escargots/l_escargot/comment_te_reproduis-tu_.html
- 4-<https://www.shutterstock.com/search/escargot>
- 5-https://www.memoireonline.com/11/12/6459/m_Etude-sur-les-pesticides47.html