

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



N° Réf :

Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf- Mila

Institut des Sciences et de la Technologie Département

Des Sciences de la Nature et de la Vie

**Mémoire préparé en vue de l'obtention du diplôme de
Master en :**

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Ecologie et environnement

Spécialité : Protection des écosystèmes

Thème :

**Evaluation de la toxicité aigüe d'une plante toxique sur
l'escargot terrestre *Helix aperta*.**

Présenté par :

- Meroua CHERIET
- Zina DEBBACHE

Soutenue devant le jury :

- | | |
|--|----------------------------------|
| - Présidente : M ^{me} Ibtissem BOUDJAHM | MCB Centre Universitaire de Mila |
| - Examinatrice : M ^{me} Wahiba BOUDRAA | MCB Centre Universitaire de Mila |
| - Promotrice : M ^{me} Louiza DOUAFER | MCA Centre Universitaire de Mila |

Année universitaire : 2022/2023

Remerciements

Nous tenons à remercier avant tout (ALLAH) 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 :

*Notre encadreur **Mme Louiza DOUAFER (MCA)**, qui nous dirigées avec une grande rigueur scientifique, sa patience, ses conseils, sa grande disponibilité tout au long de la réalisation de ce mémoire, ainsi pour le temps qu'elle nous a consacré et sans elle ce mémoire n'aurait jamais*

Vue le jour.

Nous exprimons nos profonds remerciements aux membres de jury qui vont juger notre

Recherche :

*Au **Mme Ibtissem BOUDJAHM (MCB)**, qui nous fait l'honneur de présider ce jury. Qu'elle*

Trouve ici l'expression de notre profond respect.

*A **Mme Wahiba BOUDRAA (MCB)**, d'avoir accepté d'examiner ce mémoire. Qu'elle soit*

A surée de notre respectueuse et très sincère gratitude.

Nous remercions également toute l'équipe du laboratoire de Biologie.

Nous tenons à remercier tous les enseignants du département de la science de la nature et

De vie.

Une pensée particulière pour l'ensemble des enseignants ayant contribué à notre formation durant notre cycle d'étude et à tous ceux qui de près ou de loin ont contribué à la réalisation de ce travail qu'ils trouvent ici notre sincère et profonde gratitude. Nous tenons aussi à remercier tous nos collègues de la promotion 2022-2023 et nous leur souhaitons beaucoup de

Réussit

Dédicaces

*Avant tout, merci à Dieu le tout puissant de m'avoir accordé la force, la santé et les moyens
De Pouvoir accomplir ce modeste travail.*

Je dédie ce travail à toutes les personnes que j'aime :

*Mes très chers parents à qui je dois le mérite d'être arrivée là, mon père mon roi Mohamed
Allah yarhmou et ma chère mère Hadda.*

*Mes très chers frères Zoubir, Abd El Hamid, Amar, Chiboub, Antar, Lotfi, Bilel,
Walid.*

Mes très chères sœurs Safia, Houda, Assia, Soumia, Malika, Fouzia.

*Tous mes très chers nièces et neveux Rafik, Soudjoude, Zakaria, Abd El Noor, Amina, Maria,
Moussaab, Wassim, Ishak, Amir.*

Mon binôme, ma copine Zina et toute sa famille.

*Mes très chères amies Latifa, Sofia, Layla, Ahlem, Mouna, Rym, Takwa, Rayene, Mimi,
Imane, Ibtisseme, Noor El
Houda, Rahma, Bouchra.*

Toute la promotion Ecologie et environnement 2022-2023.

Meroua

Dédicaces

Avec l'aide de ALLAH le tout puissant a achevé le présent travail que je dédie à toutes les

Personnes que j'aime :

A ma très chère mère Zakia et mon très cher père Mouled, que j'aime tant, sans lesquels je ne

Serai jamais arrivée là où j'en suis.

A mon marie Abd el Hak qui m'apporté soutien et force et a augmenté ma volonté, il m'a fait

Croire en ma compétence et diffusé la volonté avec laquelle j'ai atteint ce niveau.

A mon précieux fils Yaakoub.

A mes très chers frères khalil, Bakir, Badr El Din, Sassi. Ali, Abd El Ali.

A mes très chères sœurs Sihem, Hanane, Leila, Amel, Samiha, Anouchka, Louiza.

Tous mes très chers nièces et neveux Aymen, Tarek, Soumia, Souhaieb, Anis, Amina, Diyaa El

Din, Nourssine, Fouad, Siradj El Din, Djoulana.

A ma belle-famille mon beau père Salim et ma belle-mère Saliha

Mes beaux-frères Mohamed, Fehmi.

Mes belles sœurs Amel, Nassima, Ahlem, Wided, Kenza.

Mon binôme, ma copine Meroua et toute sa famille.

Mes très chères amies Laila, Amina, Selwa, Takwa.

Mon camarade Bouflika Laid.

Zina

Sommaire

Remercîments

Dédicaces

Sommaire

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

1. Introduction	1
2. Synthèse bibliographique	4
2.1. Biologie des gastéropodes pulmonés terrestres	4
2.1.1. Définition	4
2.1.2. Taxonomie et description	4
2.1.3. Anatomie générale de l'escargot	5
a. Anatomie externe de l'escargot	5
b. Anatomie interne de l'escargot	5
2.1.4. Croissance de l'escargot	10
2.1.5. La reproduction chez l'escargot	11
a. Accouplement.....	11
b. Ponte.....	11
c. Incubation, éclosion.....	11
d. Ovulation.....	11
e. Fécondation	11
2.1.6. Physiologie de l'escargot	13
a. Activité saisonnière	13
b. Activité journalière.....	13
2.1.7. Ecologie de l'escargot	15
3. Matériels et Méthodes	16
3.1. Présentation des sites d'étude	16
3.1.1. Présentation du site de prélèvement des escargots	16
3.1.2. Présentation du site de la récolte de la plante <i>Urginea maritima</i>	17

3.2. Présentation des Modèles biologiques	19
3.2.1. Présentation de l'espèce d'escargot (<i>Helix aperta</i>)	19
3.2.2. Présentation de la plante <i>Urginea maritima</i>	19
3.2.2.1. Description botanique	19
3.2.2.2. Dénomination	21
3.2.2.3. Classification systématique	21
3.2.2.4. Distribution botanique	21
3.2.2.5. Effets biologiques d' <i>Urginea maritima</i>	22
3.2.2.6. Utilisations d' <i>Urginea maritima</i>	23
a-Utilisation en médecine traditionnelle.....	23
b-Utilisation en agriculture	23
3.2.2.7. Données phytochimiques	23
3.2.2.8. Données pharmacologiques et toxicologiques	24
3.3. Extraction éthanolique du bulbe d' <i>Urginea maritima</i>	25
3.3.1. Préparation de la plante	25
3.3.1.1. Identification	25
3.3.1.2. Lavage	25
3.3.1.3. Séchage	25
3.3.1.4. Broyage	25
3.3.2. Extraction de la plante en utilisant le soxlhet.....	25
3.3.3. Protocoles d'extraction d' <i>urginea maritima</i>	28
Rotavapor	31
Principe.....	31
Mode opératoire	32
Début de l'évaporation	32
3.4. Screening phytochimique	31
3.5. Etude Toxicologique	33
3.6. Traitement statistique des données	34
4. Résultats.....	35
4.1. Résultats et discussion du screening	35
4.2. Effets du traitement par l'extrait de la plante <i>U. maritima</i> sur les escargots.....	37
4.3. Toxicologie de l'extrait de la plante <i>U. Maritima</i> à l'égard d' <i>Helix aperta</i>	38

4.4. Comparaison du taux de mortalités corrigées entre les escargots traités par différentes concentrations de l'extrait d' <i>U. maritima</i>	40
4.5. Doses létales (CL ₁₀ , CL ₂₅ , CL ₅₀ et CL ₉₀) obtenues du traitement des escargots (<i>H. aperta</i>) traités par l'extrait d' <i>U. maritima</i> pendant 96h à différentes concentrations	41
5. Discussion.....	45
6. Conclusion	48
7. Résumé	49
8. Références bibliographiques.....	52

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
01	Résultats des réactions de screening photochimique d' <i>U. maritima</i> .	35
02	Effet de l'extrait d' <i>U. maritima</i> appliqué sur des escargots adultes (<i>Helix aperta</i>) sur la mortalités observées (%) durant 96H du traitement (n = 3).	38
03	Mortalités enregistrées (%) chez <i>Helix aperta</i> adultes, témoins, durant 96H, (n=3).	39
04	Effet de l'extrait d' <i>U. maritima</i> appliqué sur des escargots adultes (<i>Helix aperta</i>) sur les mortalités corrigées durant 96H du traitement (m ± s ; n =3).	39
05	Taux de mortalités corrigées (%) chez les escargots (<i>H. aperta</i>) traités par l'extrait d' <i>U. maritima</i> par différentes concentrations pendant 96h. Analyse de la variance à un critère de Classification, (m ± s ; n =3).	41
06	Comparaison du taux de mortalités corrigées (%) chez l'escargot (<i>H. aperta</i>) traités par l'extrait d' <i>U. maritima</i> par différentes concentrations pendant 96h. Test de Tukey : Les moyens suivis d'une même lettre ne sont pas significativement différents (p > 0, 05), (m ± S ; n= 3).	41
07	Doses et Log doses (g/L) chez les escargots <i>H. aperta</i> traités par l'extrait de la plante <i>U. maritima</i> .	42
08	Concentrations létales et sublétales : CL ₁₀ , CL ₂₅ , CL ₅₀ et CL ₉₀ (mg/L ; CL) de l'extrait de la plante <i>U. maritima</i> et leur effet sur <i>H. aperta</i> pendant 24H, 48H, 72H et 96H, n=3 et la droite de régression.	42

Liste des figures

N°	Titre	Page
01	photo d'un escargot <i>Hélix aperta</i>	5
02	Anatomie externe de l'escargot	6
03	Anatomie interne de l'escargot	7
04	Appareil digestif de l'escargot	7
05	Appareil respiratoire de l'escargot	8
06	Schéma de l'appareil génital de l'escargot	9
07	Schéma de l'appareil excréteur d'un escargot	10
08	Système nerveux d'un escargot	10
09	Schéma d'un escargot en position de ponte	12
10	Escargot en hibernation avec son épiphragme	14
11	Photo du jardin Abd Elhafid Bossouf	16
12	Carte géographique de la wilaya de Mila	17
13	Localisation géographique de la commune d'Ain el tine	18
14	Site de collecte d' <i>Urginea maritima</i> a la commune d'Ain tine –Mila	18
15	photo d' <i>Helix aperta</i>	19
16	Photo d' <i>Urginea maritima</i>	20
17	Les différentes parties de la plante <i>Urginea maritima</i>	22
18	Etapes de la préparation de la plante <i>Urginea maritima</i>	25
19	Préparation de la poudre de la plante dans une cartouche	26
20	Extracteur de soxlhet	27
21	Extraction de la plante <i>Urginea maritima</i>	28

22	Les parties de l'évaporateur rotatif	29
23	Séchage de l'extrait dans l'étuve	30
24	L'extrait sec obtenu de la plante	31
25	Etapes du traitement par application topique	34
26	Courbe de référence exprimant les mortalités corrigées en fonction de logarithmes décimaux des doses pendant : (A) : 24H, (B) : 48H, (C) : 72H et (D) : 96 H.	44

Liste des abréviations

ANOVA : analyse de variance.

A.D.E : Algérienne des eaux.

A.N.D.I : Agence nationale du développement des investissements.

Cu : cuivre.

CuSO₄ : Sulfate de cuivre.

D : Diamètre.

E.c : *Escherichia coli*.

E.T.M : éléments traces métalliques.

FeCl₃ : Chlorure ferrique.

G : gramme.

h: Hauteur.

ha : hectare.

H₂SO₄ : Acid sulfurique.

HCL : Acide chlorhydrique.

mg : milligramme.

ml : millilitre.

min : minute.

Na⁺ / K⁺ ATPASE : le pompe sodium-potassium (une protéine transmembranaire hétérotétramère dont l'activité enzymatique utilise l'énergie issue de la dégradation de l'ATP en ADP).

Na₄OH : Anhydride acétique.

NaOH : Hydroxyde de sodium.

O.M.S : Organisation mondial de santé.

pb : plomb.

Zn : zinc.

1. Introduction :

La qualité de l'environnement et la conservation de la biodiversité de la faune et de la flore présentent les préoccupations majeures de l'homme. Prendre les mesures nécessaires pour supprimer ou limiter l'impact négatif des activités de l'Homme sur son environnement est un sujet d'actualité. En effet, ce dernier génère par ces activités une quantité de plus en plus importante de déchets gazeux, solides et liquides. Ces polluants affectent la santé d'humaine et la qualité de l'environnement, de plus ils menacent la diversité biologique. La pollution peut être classée selon la nature et le type du polluant, on parle ainsi : de pollution physique, chimique, biologique (**Popescu et Tuffs, 2009**).

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 (**Promeprat, 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**). 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. 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 (**Salama et al., 2005 ; Genena et Mostafa, 2008**) et ses effets sur l'écosystème terrestre et les humains sont durables et graves (**Agarwal, 2002**).

Un bio indicateur 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 (**Edward et Slingo, 1996**), participer activement au fonctionnement de l'écosystème, être sédentaire, largement distribué et facile à identifier, être bio accumulateur, tolérant ...). L'utilisation des animaux invertébrés pour l'évaluation des écosystèmes a une longue histoire dans les milieux aquatiques et terrestres (**Eijsackers, 2010**). Les mollusques gastéropodes terrestres pulmonés sont reconnus comme indicateurs biologiques appropriés (**Berger et Dallinger, 1993 ; Cortet et al., 1999**), par leur grande capacité d'accumulation des éléments-traces métalliques (ou ETM) dont les plus fréquents sont Cd, Cu, Pb et Zn. Cette propriété a été mise à profit pour utiliser les escargots terrestres comme bioindicateurs de la pollution par les ETM (**Coughtrey et Martin., 1976 ;**

Viard *et al.*, 2004 ; Notten *et al.*, 2005). De plus, l'effet toxique des substances organiques et inorganiques sur les escargots a été évalué par plusieurs chercheurs (Regoli *et al.*, 2006 ; Achuba, 2008 ; Godet, 2010 ; Beeby et Richmond, 2011). Les escargots terrestres ont également été largement utilisés comme des espèces sentinelles de la pollution du sol par les métaux lourds et les pesticides en Algérie et les autres pays (Larba et Soltani, 2014 ; Eshra *et al.*, 2016 ; Bairi *et al.*, 2018, Douafer *et al.*, 2020 ; Zaidi *et al.*, 2021 ; Yankova *et al.*, 2021; Abdel-Halim *et al.*, 2021; Louzon *et al.*, 2021). Parmi les gastéropodes terrestres : l'espèce *Helix aperta*, qui a été identifiée comme espèce commune et bioindicatrice de la pollution du sol dans la région de Mila (Bakhi et Bakhi, 2017 ; Hemissi et Gudrez, 2019 ; Soufane et Chkouf, 2019).

Helix aperta nommée *Cantareus apertus* (Born, 1778), est un gastéropode pulmoné qui appartient à la famille des *Helicidae*. L'escargot est idéalement situé à l'interface entre le sol, plantes et air. Il est capable de concentrer les substances toxiques dans son corps, en particulier dans sa glande digestive, c'est un bio accumulateur des polluants et tolèrent à différentes concentrations (Alexia, 2018). Les escargots *Helix aperta* sont avérés être utilisés comme modèle d'organisme pour étudier la cinétique d'accumulation et de détoxification.

A nos jours, l'utilisation des plantes médicinales dans le traitement de diverses maladies devient florissante. Ce retour est le seul refuge et la bonne solution vis-à-vis la diminution de l'efficacité des médicaments en plus de leurs effets secondaires inquiétants. L'Organisation mondiale de la santé (OMS) a signalé que les plantes médicinales seraient la meilleure source pour obtenir une variété de médicaments efficaces et moins nocifs. De nombreuses études ont été menées pour prouver l'efficacité des ressources naturelles de médication. Un nombre énorme de plantes ont donc été exploitée en raison de leurs propriétés thérapeutiques dus essentiellement à leurs richesses en antioxydants naturels à savoir les polyphénols, les flavonoïdes, les tannins, etc.

Parmi ces métabolites, les composés phénoliques qui sont abondants et distribués dans la majorité des différentes parties des plantes, présentent un large spectre d'activités biologiques ; antioxydante, antimicrobienne, anti-inflammatoire, anti-allergène, antithrombotiques, cardio-protectrices et vasodilatatrices. En effet, ces métabolites et grâce à la mobilité de l'hydrogène phénolique, permettraient à l'organisme de lutter contre les agressions de l'oxygène et les pathologies associées, ce qui suscite un intérêt grandissant pour la prévention et le traitement des maladies plurifactorielles telles que le diabète, la maladie d'Alzheimer, les rhumatismes, les cancers. Les maladies inflammatoires, cardiovasculaires. Et

neurodégénératives.

Par la variation de ces composants, certaine plante présente une certaine toxicité sur les êtres vivants. La présente étude a été entreprise afin d'évaluer la toxicité aigüe d'extrait des bulbes d'*Urginea maritima*, une plante récoltée dans la région de Mila et qui est l'un des genres médicinaux les plus importants de la famille des Liliacées. Cette plante est toxique pour l'Homme et l'animal, et se manifeste par des vertiges, des nausées, des vomissements, des diarrhées, de l'hypertension, des douleurs dans le ventre et dans les jambes. Dans des cas graves survient un coma puis la mort dû à un arrêt cardiaque (**Bellakhdar, 1997 ; Hmamouchi, 1999**).

Cette étude vise à étudier la toxicité aigüe de l'extrait d'*Urginea maritima* et ainsi d'évaluer ses effets toxiques sur une espèce de l'escargot terrestre : *Helix aperta*, nommée *Cantareus apertus*, adultes (8 g), une espèce commune dans la région de Mila. Le traitement d'extrait des bulbes d'*Urginea maritima*, se fait en utilisant la méthode d'application topique à des concentrations : 5, 10, 20, 40, 72 g/L pendant 96 heures afin de déterminer les doses létales : CL₁₀, CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀.

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

2.1.2. Taxonomie et description :

Embranchement : Mollusques

Classe : Gastéropodes

Sous-classe : Pulmonés

Super Ordre : Stylommatophores

Ordre : Sigmurethra

Sous-ordre : Holopoda

Super-famille : Helicoïdae

Famille : Helicidae

Sous-famille : Helicinae

Genre : *Helix*

Espèce : *Helix aperta* (**Born, 1778**).

Helix aperta (**Born, 1778**), synonyme de *Cantareus apertus*, est un mollusque terrestre phytophage se nourrit de plantes herbacées et arborescentes. Il possède une coquille globuleuse, caractérisée par un aspect ridé, généralement d'une couleur brun verdâtre plus ou moins foncée (**Fig. 01**). Elle possède plusieurs bandes spirales fines. Le dernier tour est très large, arrondi, légèrement tourné vers le bas, avoisinant l'ouverture. On la retrouve à des altitudes inférieures à 900 m (**Ktari et Rezig, 1976 ; Cesari, 1978 ; Giusti et al., 1995**).



Figure 01: photo d'un escargot *Helix aperta* (photo originale, 2023).

2.1.3. Anatomie générale de l'escargot :

a) Anatomie externe de l'escargot :

- **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 (**Kiddy, 1999**). La coquille est secrétée par des glandes situées le long du bord d'un tégument qui couvre la masse viscérale, appelée le manteau (**Kiddy, 1999**). La surface de la coquille montre de nombreuses stries de croissance parallèles, qui sont les témoins de différentes étapes de la croissance de l'escargot. Elle contient aussi trois à quatre spirales autour d'un axe imaginaire qui est lové dans le sens des aiguilles d'une montre (Enroulement dextre), et qui part du sommet de la coquille appelé également apex (**Désiré et Villeneuve, 1962**). Sur une coquille sciée on peut voir un axe plein appelé la columelle, autour duquel s'enroule le cône calcaire qui constitue la coquille (**Désiré et Villeneuve, 1962**) (**Fig. 02**).

- **Le corps :**

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

- **La tête**

Elle comporte la bouche qui s'ouvre vers le bas et les organes des sens constituent de deux paires de tentacules (**Didier, 2006**). Les tentacules antérieurs, petits et renflés en bouton à leur extrémité, ont un rôle tactile et gustatif ; les tentacules postérieurs, les plus grands, également renflés au sommet, portent à leur extrémité un œil logé du côté externe et un organe olfactif (**Fig. 2**) (**Guyard, 2009**).

A leur extrémité, ont un rôle tactile et gustatif ; les tentacules postérieurs, les plus grands, également renflés au sommet, portent à leur extrémité un œil logé du côté externe et un organe olfactif (**Fig. 02**) (**Guyard, 2009**).

➤ **Le pied :**

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

➤ **La masse viscérale :**

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

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

Le pneumostome, orifice de la cavité palléale pour la respiration.

L'anus qui est situé en dessous du pneumostome.

L'orifice urinaire : invisible, car il est trop petit.

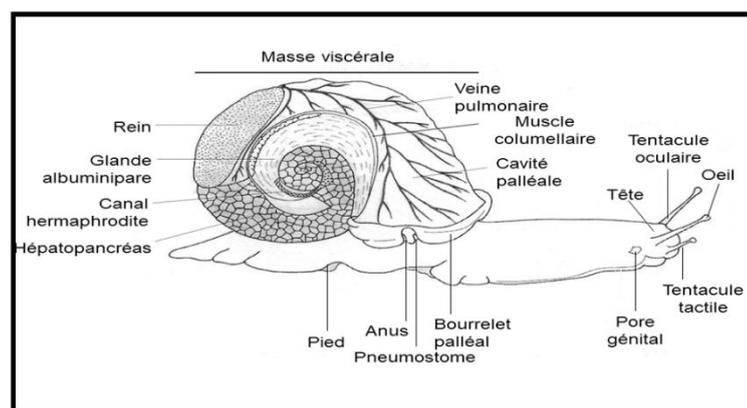


Figure 02: Anatomie externe de l'escargot (**Bonnet, 1990**).

b) Anatomie interne de l'escargot :

L'anatomie interne (**Fig. 03**) des gastéropodes montre une dissymétrie tout à fait remarquable qui résulte des modifications que subit la masse viscérale au cours de

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**).

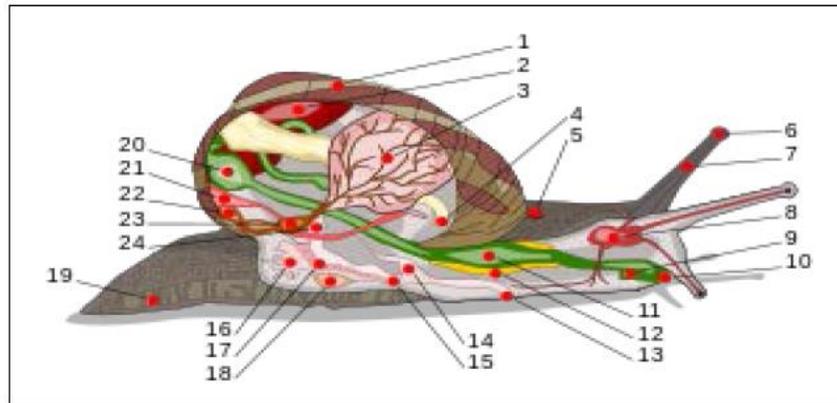


Figure 03: Anatomie interne de l'escargot (www.nature-scientia.com).

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

➤ **L'appareil digestif :**

Est formé d'une bouche, d'une langue musculaire (la radula), deux glandes salivaires et d'un œsophage qui se renfle en un estomac, lui-même prolongé par un intestin formant une double circonvolution autour d'une masse viscérale comporte essentiellement l'hépatopancréas (énorme glande digestive (le tortillon de l'escargot)) et aboutissant à l'anus (**Fig. 04**).

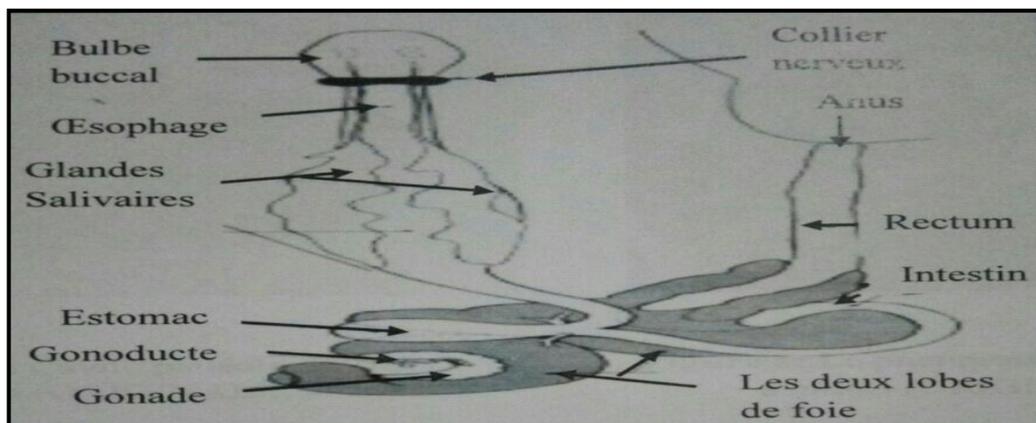


Figure 04: Appareil digestif de l'escargot (**Skendraoui, 2015**).

➤ **L'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. 05**).

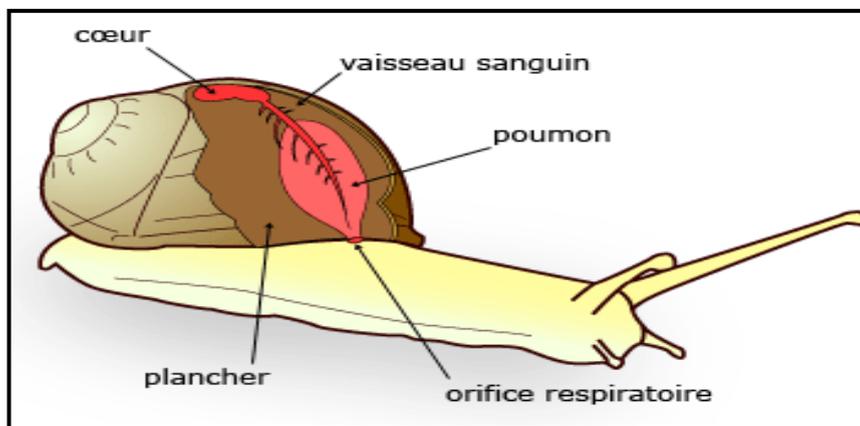


Figure 05: Appareil respiratoire de l'escargot

(<https://www.maxicours.com/cours/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 hémolymphe 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. 06**) 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 situés 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 ovo spermiducte, 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**).

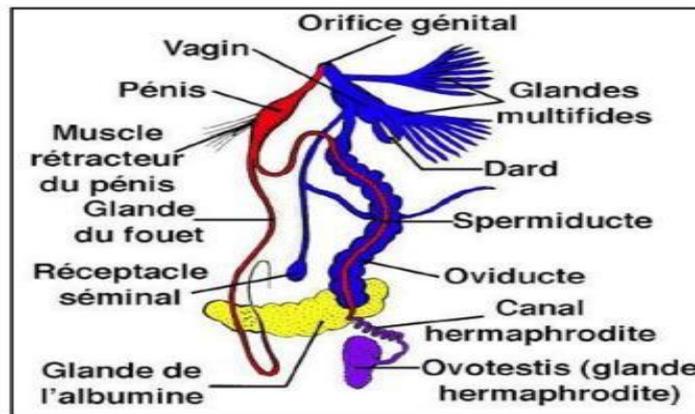


Figure 06: Schéma de l'appareil génital de l'escargot (**Boue et Chanton, 1971**).

➤ **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. 07**).

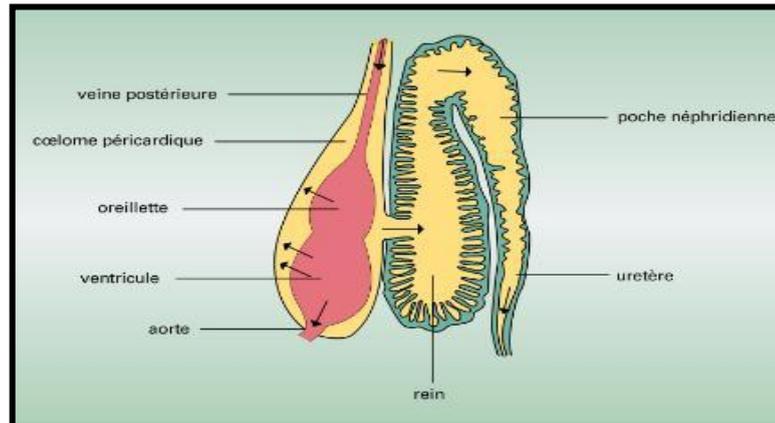


Figure 07: Schéma de l'appareil excréteur d'un escargot (Daguzan, 1985).

➤ **Systèmes nerveux :**

Le système nerveux (**Fig. 08**) 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).

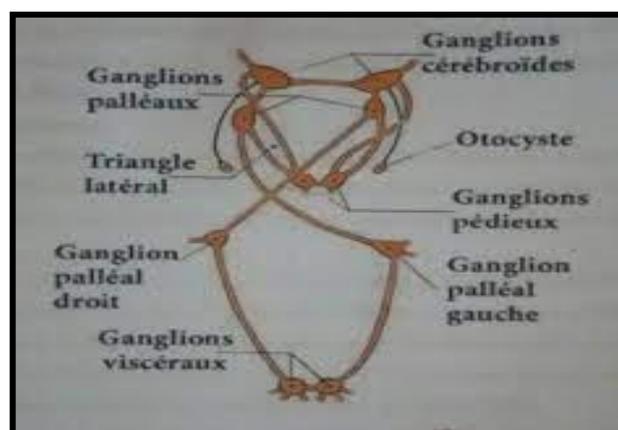


Figure 08: Système nerveux d'un escargot (Djaroun et Moussaoui, 2016).

2.1.4. Croissance de l'escargot :

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

Phase infantile : durant laquelle le tractus génital est non-différencié chez des animaux de 0,02 à 0,6 g.

Phase juvénile : relative à un tractus génital qui s'organise et à une gamétogenèse active. La masse est comprise entre 0,6 et 6,0 g.

Phase de maturation sexuelle : ou phase pré adulte durant laquelle les glandes annexes femelles se développent. Elle concerne des escargots non bordés (absence d'épaississement du péristome), de plus de 6 g.

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

2.1.5. La reproduction chez l'escargot :

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

a) L'accouplement :

Dans la nature, l'accouplement est nocturne, dure de quatre à douze heures de nuit, lors de l'accouplement, les spermatozoïdes collectés peuvent être conservés plusieurs mois ou années avant d'être utilisés pour fertiliser des ovaires, pendant la copulation, l'escargot plante un dard calcaire dans son conjoint afin de favoriser la survie des millions de spermatozoïdes transmis, le dard calcaire contient un mucus contractant temporairement le système reproducteur femelle de l'escargot récepteur qui peut ainsi stoker un plus grand nombre de

spermatozoïdes dans sa zone de stockage. L'accouplement et la ponte sont très dépendant de la photopériode, l'accouplement débute lorsqu'il y a au moins 10 heures de lumière par jour (Ameur, 2021).

b) La ponte :

L'intervalle entre l'accouplement et la ponte est variable. En conditions constantes de température et d'hygrométrie (20° C et 85%) les durées moyennes sont de 10 à 15 jours. Pour pondre, l'escargot creuse dans la terre ou le sable un « nid de ponte », la ponte dure 12 à 48 heures. Généralement, chez un animal en ponte, seule la coquille est visible, le reste du corps (le pied) est à l'intérieur du nid. Les œufs, petites sphères blanches de 4 mm de 25 diamètre et pesant 30 à 40 mg, sont émis un à un par l'orifice génital. Un escargot pond en moyenne 120 œufs par ponte (Bonnet, 1990) (Fig. 09).



Figure 09: Schéma d'un escargot en position de ponte (Ponder, 1977).

c) L'incubation et 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. 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) Ovulation :

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

e) 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 la 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 :

a) Activité saisonnière :

L'escargot est un poïkilotherme : il ne peut réguler sa température corporelle. Il s'est donc adapté, en climat tempéré, aux variations thermiques saisonnières selon trois rythmes d'activités annuels marqués par trois états physiologiques :

L'un se caractérise par un ralentissement du métabolisme et intervient lors des basses températures hivernales : l'hibernation.

L'autre 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.

Durant les périodes sèches et chaudes, l'escargot présentera également une période de vie ralentie ; appelée estivation. Contrairement à l'hibernation, l'estivation est un état de résistance ponctuel qui disparaît lorsque les conditions climatiques redeviennent favorables.

(**Bailey, 1981**), à montrer que l'hibernation est constante en durée et en période dans une région donnée indépendamment des variations thermo hydrométriques, ce qui laisse supposer que la photopériode règle l'activité saisonnière de l'escargot.

-L'hibernation :

Elle se caractérise par un état de vie ralentie durant lequel le métabolisme de l'animal est diminué. En début d'hibernation, l'escargot sécrète un voile muqueux appelé épiphragme qui vient obturer l'ouverture de sa coquille. Celui-ci limite les pertes en eau qui atteignent cependant 30% du poids frais de l'animal (**Aupinel, 1984**). Donc c'est une période de repos, de jeûne prolongé (4 à 6 mois ne s'alimentent pas) que l'escargot doit aborder le maximum de réserves. L'hibernation est constante en durée et en période dans une région donnée indépendamment des variations thermo hydrométriques (**Bailey, 1981**) (**Fig. 10**).



Figure 10: Escargot en hibernation avec son épiphragme (**photo originale, 2023**).

-L'estivation :

Les conditions climatiques seront défavorables (climat chaud et sec), son activité peut parfois réduite, il entre en estivation pour se réhydrater, un mucus solidifié est alors secrété devant l'ouverture de sa coquille ; c'est un état de résistance ponctuel qui disparaît lorsque les conditions climatiques redeviennent favorables (**Charrier, 1981**).

b) Activité journalière :

Il a été établi (**Degez, 1992**), un modèle théorique du rythme d'activité nycthéméral de l'escargot en condition de photopériode « jour long » :

La première phase d'activité débute à la tombée de la nuit et a une durée supérieure à 6 heures.

La phase dite d'inactivité relative à une durée inférieure à 18 heures. Une autre phase d'activité, ne concernant pas tous les individus, se produit avant le lever du jour. L'activité

des escargots est étroitement liée à l'hygrométrie ; un taux de 100% d'actifs est rare et ne s'observe que pendant des nycthémères pluvieux.

2.1.7. Ecologie de l'escargot :

Les escargots sont des éléments biotiques importants de l'équilibre écologique car ils constituent la nourriture de certains oiseaux (grives, hiboux, ...) et autres petits mammifères (hérissons, blaireaux, ...). Ils participent également à la décomposition des plantes et des feuilles mortes, contribuant ainsi à la formation de l'humus et au maintien de la qualité du sol. Les escargots vivant sur la terre sont uricotéliques, ceci signifie que pour conserver de l'eau, ils produisent de l'acide urique, alors que ceux qui vivent dans l'eau produisent de l'ammoniaque, et ne sont pas uricotéliques (**Stiévenart et Hardouin, 1990**).

L'escargot présente plusieurs intérêts, notamment :

Ecobiologique (chaînes alimentaires et réseaux trophiques) ;

Gastronomique et culinaire ;

Socioéconomique ;

Médicinal : cicatrisation des plaies et des blessures, traitement de l'acné, dermatologique ;

Cosmétique ;

Bioindicateur et bioaccumulateur de la pollution du sol et de l'air.

3. Matériels et Méthodes :

3.1. Présentation des sites d'étude :

3.1.1. Présentation du site de prélèvement des escargots

Les escargots sont prélevés d'un jardin appartient au Centre Universitaire Abd Elhafid Bossouf, qui est loin du centre de wilaya de Mila presque de 5 Km. Se trouve entre la wilaya de Mila et la commune de Zeghaya avec square de 87 ha, c'est un espace vert (**Fig. 11**), ce dernier est loin de toutes les sources de la pollution (**Site 01**).



Figure 11: Photo du jardin Abd Elhafid Bossouf (dz.maptons.com).

La wilaya de Mila (**Fig. 12**), 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 (**Berkal et Elouaere, 2014**), où vivent aujourd'hui 775300 habitants. 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 (Soukehal, 2009).

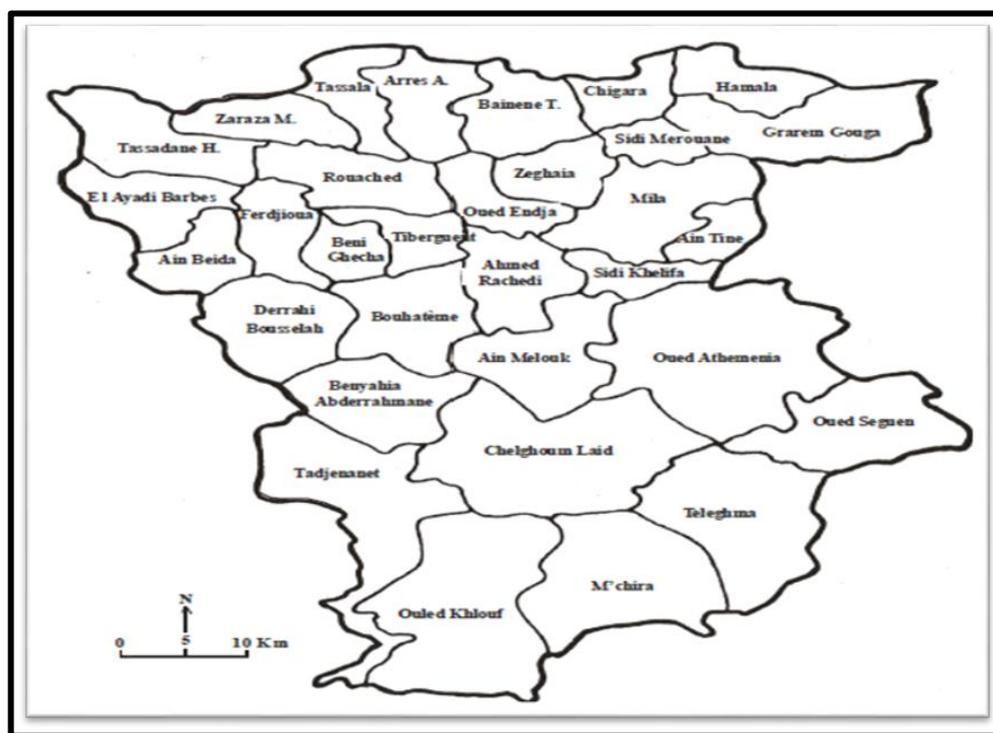


Figure 12: Carte géographique de la wilaya de Mila (dz.maptons.com).

3.1.2. Présentation du site de la récolte de la plante *Urginea maritima* :

La récolte de la plante étudiée, a été réalisée dans la région steppique de la wilaya de Mila, à savoir dans la commune d'Ain tine (36° 23'48'' N ; 6° 19' 30'' E), avec une superficie de 38.22 km² (Fig. 13). Elle est caractérisée par un climat sec et un sol à base sableuse, qui favorise le développement de la plante *d'urginea maritima*. Les bulbes frais *Urginea maritima* ont été récoltés pendant le mois de février 2023 (Fig. 14).



Figure 13: Localisation géographique de la commune d'Ain el tine (dz.maptons.com).



Figure 14: Site de collecte d'*Urginea maritima* a la commune d'Ain tine –Mila (photo originale, 2023).

3.2. Présentation des Modèles biologiques :

3.2.1. Présentation de l'espèce d'escargot (*Helix aperta*) :

Afin de déterminer les effets de l'extraction éthanolique de la plante étudiée *Urginea maritima*, il est nécessaire de disposer de modèle biologique représentatif du milieu étudié. Le modèle biologique utilisé pour le traitement de l'extrait de la plante, c'est l'espèce d'escargot terrestre *Helix aperta* (**Born, 1778**) (**Fig. 15**), qui a été collectée d'un site d'étude appartient de la région de Mila, pendant les mois : février, mars et avril. Les escargots collectés sont de stade adulte qui pèsent environ 8 g. Ils ont été transférés au laboratoire, placés dans des boîtes en plastiques bien aérées (25×13,5×16,5 cm, avec 3 individus par boîte) pour l'acclimatation avec les conditions normales de 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 jours avant de commencer les expériences, et ils ont été nourris par les feuilles de laitue fraîche ; A côté des groupes traités par l'extrait de la plante, on ajoute des groupes témoins.



Figure 15: photo d'*Helix aperta* (**Born, 1778**).

3.2.2. Présentation de la plante *Urginea maritima*

3.2.2.1. Description botanique :

Urginea maritima (**Fig. 16**), également appelée *Scille maritime*, C'est une plante médicinale très anciennement connue, originaire du bassin méditerranéen et bien adapté à son type de climat (**Kopp et al., 1996**), elle a été inventée pour la première fois par le botaniste allemand Adolphe Steinhill en 1834 (**Steinhill, 1834**), elle est vivace, à très gros bulbe, qui appartient à la famille des Liliacées (**Bruneton, 1996**). Elle est notamment connue pour ses glycosides cardiotoniques, substances utilisées dans le traitement de l'insuffisance cardiaque

(Bruneton, 1999). Les bulbes rouges étaient une source ancienne de produits redenticides, remplacés plus tard par la warfarine et les raticides anticoagulants modernes (Pascual-Villalobos, 2002). La Scille se développe tout au long de l'hiver jusqu'au printemps lorsqu'il est frais et humide et cesse complètement de se développer dès les premiers jours chauds d'été, les feuilles vont dessécher laissant les bulbes en dormance pendant l'été.

Urginea maritima est une plante bulbeuse (à très gros bulbe) de la région méditerranéenne (Bruneton, 1996). Elle est remarquable par sa tige florifère robuste et dressée qui peut atteindre 1 m d'hauteur. Le bulbe est tunique ovoïde, volumineux formé d'écaillés insérées sur un plateau qui porte des racines charnues. Il peut atteindre 15 à 30 cm de diamètre et son poids peut aller jusqu'à 3 à 4 kg. Les grandes feuilles d'*Urginea maritima* de largeur (3-10 cm) et longueur (30-100 cm), apparaissent en touffe au printemps, puis disparaissent avant l'été avant la floraison. Elles ont vert foncé, brillantes, glabres, épaisses, quelquefois ondulées et aiguës au sommet. Les premières fleurs commencent à apparaître en août et septembre (Gentry *et al.*, 1987). La plupart des métabolites secondaires de Scille sont concentrés dans le bulbe. Il contient des fructanes, des tanins condensés, des flavonoïdes et des glycosides cardiotoniques (Bruneton, 1999). La Scille contient de 0,1 à 2,4% de glycosides cardiotoniques stéroïdiens de type bufadiénolides au noyau Cyclopentano-perhydro-phenanthréinique. Il existe deux variétés de Scille chimiquement différentes, la rouge et la blanche. La Scille rouge contient le scilliroside, un bufadiénolide hautement toxique qui provoque des convulsions et la mort des rats et des souris (Bruneton, 1999 ; Verbiscar *et al.*, 1986). Les feuilles sont munies de petites bractées très étroites et portées sur des pédoncules plus longs qu'elles (Cuenod *et al.*, 1954 ; Merad, 1991 ; Dafni *et al.*, 1981 ; Truelle, 2009 ; Grive, 2011).



Figure 16: Photo d'*Urginea maritima* (photo originale, 2023).

3.2.2.2. Dénomination :

Nom scientifique : *Urginea maritima*.

Synonymes : *Urginea indica*, *Drimia maritima*, *Urginea scilla*, *Scille maritime*, *Scille indica*.

Noms communs: Anglais: Sea Onion, Wild Onion, Indian squill, Red squill.

En français : Urginée maritime, oignon marin, Scille maritime, Scille officinale, Scille européenne, Scille méditerranéenne.

3.2.2.3. Classification systématique :

La classification systématique d'*Urginea maritima* (Daoudi *et al.*, 2017), est comme suit :

Règne : Plantae

Classe : Liliopsida (Monocotyledoneae)

Ordre : Liliales

Famille : Liliaceae

Genre : *Urginea* (*syn Drimia*)

Espèce: *Urginea maritima*

3.2.2.4. Distribution botanique

La plante est distribuée généralement dans la région méditerranéenne surtout sur les rivages sablonneux, les pentes des collines, les sols secs et rocaillieux : il existe deux variétés : la scille à bulbe blanc (Sicile, Maroc, Espagne, Malte, Grèce, Liban, ...) (Bellakhdar, 1997), et la scille à bulbe rouge (Afrique du Nord : Algérie, Tunisie) de composition chimique différente (Bellakhdar, 1997 ; Makhoul, 1978), le Moyen-Orient, l'Europe et dans les îles Canaries. Elle est connue sous le nom arabe « Bossaila, Ansal » (Fig. 17).



Figure 17: Les différentes parties de la plante *Urginea maritima* (Truelle, 2009).

3.2.2.5. Effets biologiques d'*Urginea maritima* :

Les études sur les bulbes et les feuilles d'*urginea maritima* ont montré des activités potentielles comme (Dizaye et Hamade, 2010) :

Antifongique : Extrait aqueux des bulbes, *Penicillium expansum*, *Aspergillus brasiliensis*, *Rhizopus stolonifer*.

Antibactérienne : Extrait éthanolique, *Staphylococcus aureus*, *E. coli*.

Insecticides : Extrait méthanolique des feuilles et des bulbes, *Tribolium castaneum*.

Rodenticides : Extrait des bulbes frais, les rats.

Nématocides.

Mais également des activités thérapeutiques comme (Dizaye et Hamade, 2010) :

Effet inotrope positif qui résulte du blocage des pompes Na^+/K^+ et atpase par le composant glycosidiques.

Effet diurétique et un effet antrutique.

Effet hypotenseur.

La biotransformation du bufadienolides qui le composant caractéristique de la plante, montre une activité cytotoxique puissante sur des cellules cancéreuse (Dizaye et Hamade, 2010).

3.2.2.6. Utilisations d'*Urginea maritima* :

Urginea maritima est utilisée comme une plante médicinale et bio-pesticide, donc on trouve son application dans les produits pharmaceutiques ainsi que dans l'agriculture.

-Utilisations en médecine traditionnelle :

Urginea maritima a été utilisée comme plante médicinale à travers les siècles dans tout le monde. Les anciens Egyptiens ont découvert son utilisation contre l'œdème, les vomissements et les toux (Blumenthal *et al.*, 1998). Le bulbe de cette plante a été utilisé par les herboristes pour le traitement de l'insuffisance cardiaque, la bronchite chronique, l'asthme, la toux, la pneumonie, les blessures, les hémorroïdes, les problèmes de verrues, l'avortement, les piqûres de vipères, l'ictère et comme un diurétique (Sharaf *et al.*, 2006 ; Adamsa *et al.*, 2009). Ainsi, elle est utilisée pour traiter les problèmes dermatologiques, les douleurs de l'oreille (El Hafian *et al.*, 2014), les pathologies digestives (Mehdioui et Kahouadji, 2007), et la coqueluche (Hmamouchi, 1999). Cette plante est recommandée pour traiter aussi l'hépatite (Bellakhdar, 1997 ; Benkhnigue *et al.*, 2010). Les femmes l'utilisent comme abortif par voie interne ou en fumigations vaginales (Deepak *et al.*, 2003). La médecine moderne continue à trouver son utilisation comme expectorant, avec préparations commerciales pour le rhume (Shiva Kameshwari *et al.*, 2012). De plus, les bulbes frais sont appliqués sur les plaies pour accélérer la cicatrisation, les œdèmes, la goutte et ralentir le pouls.

-Utilisations en agriculture :

En plus de son potentiel magique pour guérir de nombreuses maladies humaines, *U. maritima* trouve également son utilisation comme pesticides contre les champignons, les insectes et les rats où les études ont montré que l'extrait de bulbe est un insecticide puissant.

3.2.2.7. Données phytochimiques :

Du point de vue phytochimique, il a été signalé que les principaux constituants des bulbes d'*U. maritima* sont des glycosides cardiaques (1-3%) principalement de type bufadienolides (Kopp *et al.*, 1996). Les anthocyanines (Dizaye et Badraddin, 2010), les flavonoïdes (Fernandez *et al.*, 1972), les acides gras, les polysaccharides (Spies *et al.*, 1992) et l'oxalate de calcium sont également présents (Cogne *et al.*, 2001). Cette espèce renferme aussi des tanins, des composés réducteurs, des anthraquinones combinées, du mucilage, des tri terpènes et des stéroïdes (Belhaddad *et al.*, 2017). Ce groupe de composants manifestant des activités biologiques pharmacologiques très marquées.

3.2.2.8. Données pharmacologiques et toxicologiques :

Plusieurs études ont démontré que les extraits de bulbe *d'U. maritima* contiennent des antioxydants naturels protégeant les êtres humains contre les effets toxiques et nocifs des radicaux libres. Ils ont une large gamme d'activité antioxydante, antiradicalaire, antimicrobienne (Mammadov *et al.*, 2010 ; Jarjes *et al.*, 2016 ; Belhaddad *et al.*, 2017), et antifongique puissante contre de nombreux champignons pathogènes (Daoudi *et al.*, 2017).

Symptômes :

Cette plante est toxique pour l'Homme et l'animal, les symptômes typiques des intoxications aux digitaliques : à forte dose, la scille induit des nausées, des vomissements incoercibles, des vertiges, des nausées, une inflammation de l'estomac et des intestins avec diarrhées, de l'hypertension, des douleurs dans le ventre et dans les jambes, des douleurs cardiaques, des troubles nerveux, des convulsions et la mort par arrêt cardiaque. Le suc des écailles du bulbe est très irritant pour la peau et les muqueuses (Hmamouchi, 1999). Cette toxicité due principalement à la présence des glycosides toxiques comme le scilliroside qui est le principal glycoside toxique et se trouve dans toutes les parties de la plante, en particulier les racines et le noyau de la partie bulbeuse (Sharaf *et al.*, 2006).

En addition, Toute la plante est toxique mais la plus forte concentration en bufadiénolides se trouve dans le bulbe de la scille maritime qui peut atteindre 2 kg. Le bulbe de la scille blanche contient des fructosanes, des tanins et des flavonoïdes, jusqu'à 4% de bufadiénolides. Parmi eux, citons les hétérosides de la scillarénine (notamment le glucoscillarène A qui, par hydrolyse, libère le glucose et la proscillaridine A puis la scillaridine). La proscillaridine A était autrefois un cardiotonique utilisé par voie orale (2 mg en traitement d'attaque, 1 à 2 mg en entretien) dans les insuffisances cardiaques (effet inotrope positif + effet chronotrope voire négatif + effet diurétique) et dans les néphrites chroniques. Le bulbe rouge renferme aussi du scilliroside (dérivé 8-OH) toxique notamment pour les rongeurs d'où son usage comme raticide ou souricide (poison non vomitif, vite absorbé et mortel dès 0,7 mg/kg chez les rongeurs). Les bulbes peuvent entraîner une rubéfaction et une irritation de la peau et des muqueuses, qui seraient dues à la présence de raphides ou aiguilles d'oxalate de calcium (2-5%).

3.3. Extraction éthanolique du bulbe d'*Urginea maritima* :

3.3.1. Préparation de la plante

3.3.1.1. Identification :

L'identification de la plante a été effectuée au niveau du laboratoire de Biologie, de la faculté des sciences, Centre Universitaire de Mila. Toutes les étapes de la préparation de la plante sont mentionnées dans la (Fig. 18).

3.3.1.2. Lavage :

Après l'identification de la plante, on a utilisé le bulbe puisque, il est plus toxique que les feuilles. Le bulbe d'*Urginea maritima* a été bien nettoyé, puis lavée avec de l'eau, afin de se débarrasser de toute poussière et d'autres contaminants. On a utilisé dans cette extraction trois bulbes qui pèsent : 363,68g, 446,62g et 494,15g.

3.3.1.3. Séchage :

L'échantillon a été séché à l'aire libre pendant 7 jours et mise dans une étuve à une température de 37 °C pendant une période de 12 heures jusqu'à la stabilisation de leur poids afin d'obtenir une meilleure extraction. On a obtenu un poids de 127.58 g après le séchage.

3.3.1.4. Broyage :

Le produit obtenu par le séchage est réduit en poudre, de couleur blanche à l'aide d'un mixeur électrique. Enfin, la poudre préparée est passée à extraction avec le Soxhlet.



Lavage

Séchage

Broyage

Figure 18: Etapes de la préparation de la plante *Urginea maritima* (photo originale, 2023).

3.3.2. Extraction de la plante en utilisant le soxlhet :

L'extraction se fait en utilisant le soxlhet, il est en verre, sa partie principale constitue l'extracteur où, on place une cartouche en papier filtre épais (assurant la porosité) pour

l'échantillon d'extraction et sur ses périphéries sont connectés un tube adducteur et un tube-siphon. Cet extracteur est placé sur un ballon où on met le solvant (Ethanol 70%) qui sera chauffé par un chauffe-ballon. Et au-dessus de l'extracteur sera monté un réfrigérant (Azzi, 2013). Quand le ballon est chauffé, les vapeurs de solvant passent par le tube adducteur, se condensent dans le réfrigérant et retombent dans le corps de l'extracteur, faisant ainsi macérer le solide dans le solvant (chauffé par les vapeurs se trouvant en dessous). Le solvant condensé s'accumule dans l'extracteur jusqu'à atteindre le sommet du tube-siphon, qui provoque alors le retour du liquide dans le ballon, accompagné des substances extraites, et le solvant contenu dans le ballon s'enrichit donc progressivement en composés solubles. Le cycle peut se répéter indéfiniment, jusqu'à épuisement complet du solide, d'où l'efficacité remarquable de cette technique par rapport à la simple macération (Azzi, 2013) (Fig. 19).



Figure 19 : Préparation de la poudre de la plante dans une cartouche (photo originale, 2023).

L'extraction au Soxhlet permet de répéter infiniment le cycle d'extractions avec du solvant frais jusqu'à l'épuisement complet du soluté dans la matière première. Dans cette étude, l'extraction Soxhlet a été utilisée pour évaluer l'influence du prétraitement supercritique de la matière première sur l'extraction conventionnelle de l'acide rosmarinique. L'appareil Soxhlet composé d'un corps en verre, dans lequel est placée une cartouche en papier-filtre épais (une matière pénétrable pour le solvant), d'un tube siphon et d'un tube de distillation. Dans le montage, l'extracteur est placé sur un ballon contenant le solvant d'extraction. Le ballon est chauffé afin de pouvoir faire bouillir son contenu. La cartouche contenant le solide à extraire est insérée dans l'extracteur, au-dessus duquel est placé un réfrigérant servant à liquéfier les vapeurs du solvant (Azzi, 2013) (Fig. 20).

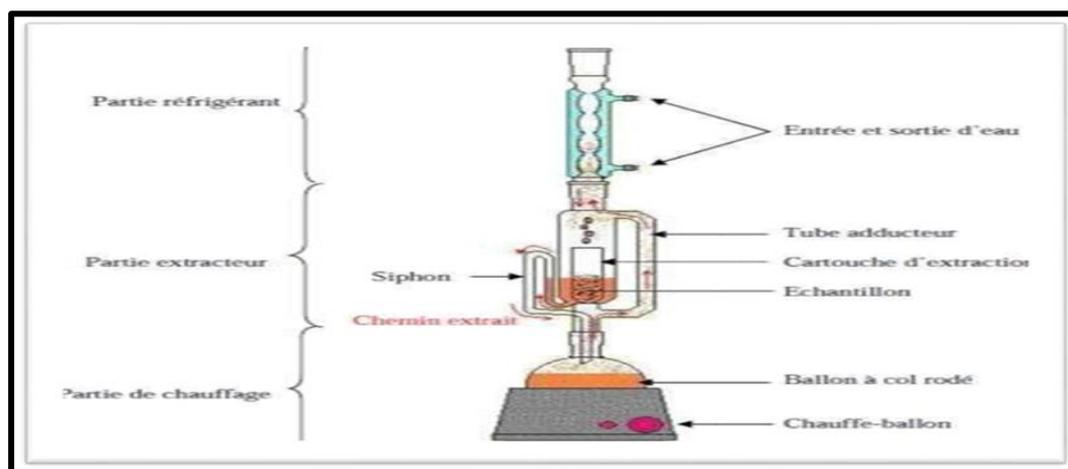


Figure 20: Extracteur de soxhlet (Azzi, 2013).

-Définitions L'extraction solide-liquide :

C'est l'opération fondamentale ayant pour but d'extraire ou de séparer par dissolution un ou plusieurs composants (en général solide ou liquide) contenus dans un solide par leur dissolution dans un liquide. Le liquide d'extraction est appelé solvant et le composant cristallisé ou liquide qu'il dissout est appelé soluté. On obtient ainsi une solution ou un extrait (soit solvant+ soluté) et le solide restant est appelé résidu, ou inerte ou encore insoluble. Il est aussi très fréquent d'utiliser les mots surverse (overflow) et sousverse (underflow) pour désigner la solution et le solide (suspension). Cela est dû au fait que dans certains appareils industriels, la solution sort par la partie supérieure et le solide par la partie inférieure contribution à l'optimisation d'un extracteur d'huile soxhlet (Azzi, 2013).

Le ballon étant chauffé, le liquide est amené à l'ébullition, les vapeurs du solvant passent par le tube de distillation et rentrent dans le réfrigérant pour être liquéfiées. Ensuite, le condensat retombe dans le corps de l'extracteur sur la cartouche, faisant ainsi macérer le solide dans le solvant. Le solvant condensé s'accumule dans l'extracteur jusqu'au niveau du sommet du tube- siphon, suivi par le retour dans le ballon du liquide de l'extracteur accompagné de substances extraites. Ainsi le solvant dans le ballon s'enrichit progressivement en composants solubles. L'extraction continue jusqu'à l'épuisement de la matière solide chargée dans la cartouche. La séparation du solvant de l'extrait est faite à l'aide de l'appareil appelé Rotavapor (Azzi, 2013).

-Fonctionnement d'un Soxhlet

Un ensemble Soxhlet est constitué d'un ballon, d'un réfrigérant et d'un extracteur. Ce dernier présente un système de tube permettant la vidange du réservoir dont le volume varie d'un modèle à l'autre. Le système doit être complété à l'aide d'une cartouche en cellulose, placée dans les réservoirs destinés à recevoir le composé à extraire (Azzi, 2013).

3.3.3. Protocoles d'extraction d'*Urginea maritima* :

Prendre 94.86 g de poudre végétale, ajouté dans une cartouche et fixée dans le tube de siphon.

Prendre 500 ml d'éthanol et l'ajouter dans le ballon.

Après 10 heures, On a obtenu 250 ml de solution (Fig. 21).



Démarrage d'extraction de la plante

La solution résultante

Figure 21: Extraction de la plante *Urginea maritima* (photo originale, 2023).

On met la solution dans le Rotavapor avec un ballon de 50 ml (Fig. 22), et le résidu final a été mis à sécher dans une boîte de pétri en verre, dans l'étuve à 37°C (Fig. 23), jusqu'à l'obtention d'un extrait sec, conservé jusqu'à son utilisation (Fig. 24).

-Rotavapor

Le Rotavapor est utilisé pour évaporer un solvant dans le but de récupérer le solide qui y est dissous. Cette évaporation permet l'extraction d'un solvant dont la température d'ébullition est abaissée en travaillant sous pression réduite (Anonyme 7).

-Principe :

Il se n'agit ni plus ni moins d'une distillation simple : le liquide bout, les vapeurs sont recondensées dans le réfrigérant et le solvant tombe dans le ballon de récupération. Le soluté, en général solide dans ces conditions, se dépose sur la paroi du ballon principal (**Anonyme 7**).

La basse pression permet d'abaisser la température d'ébullition du solvant, ce qui accélère considérablement l'évaporation et évite tout risque de dégradation thermique éventuelle.

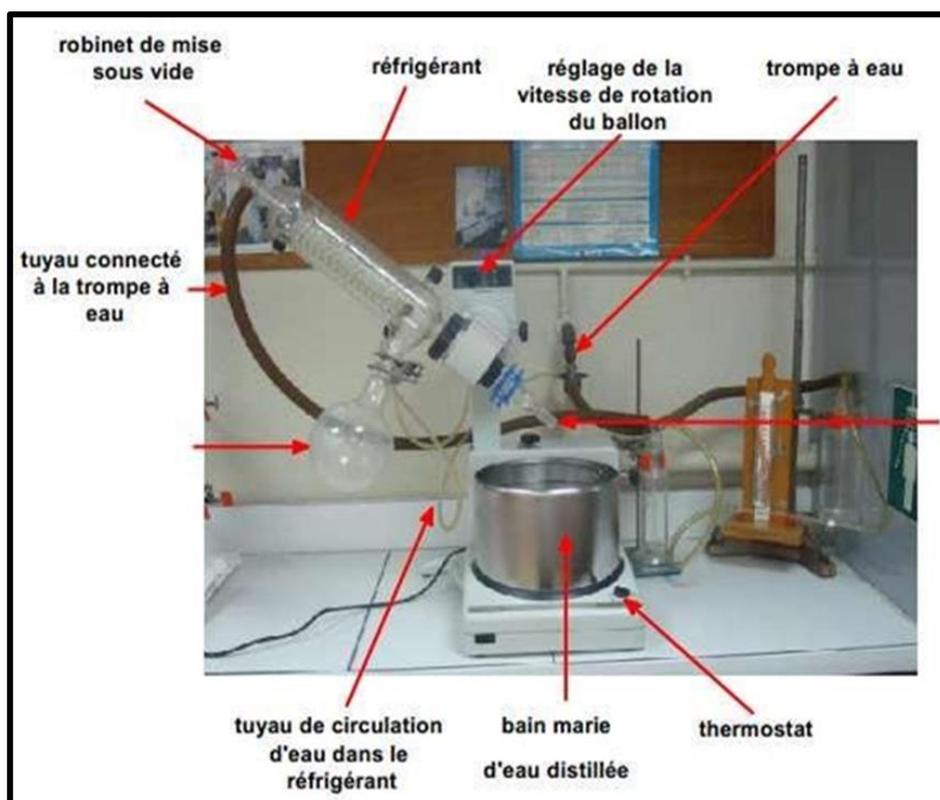


Figure 22: Les parties de l'évaporateur rotatif (**Anonyme 7**).

-Mode opératoire

Préalablement faire chauffer l'eau désionisée du bain-marie en réglant sa température à l'aide du thermostat : la température du bain-marie sera adaptée au point d'ébullition sous pression réduite du solvant à extraire. Ne pas oublier de prendre un valet pour poser le ballon (avec son bouchon rodé) à évaporation près de l'évaporateur rotatif.

Introduire le liquide à évaporer dans le ballon principal et fixer ce ballon à l'aide de clips (et éventuellement de réducteur).

-Début de l'évaporation :

Faire circuler l'eau dans le réfrigérant.

Déclencher la trompe à eau : le robinet doit être ouvert au maximum de son débit.

Fixer le ballon, contenant le solvant à extraire, au conduit de vapeur à l'aide d'un clip adapté.

Fermer doucement le robinet de mise sous vide pour mettre l'ensemble de l'appareil sous pression réduite.

Mettre le ballon en rotation.

Descendre le ballon pour le mettre en contact avec l'eau du bain-marie.

Adapter la vitesse de rotation à la vitesse d'évaporation (si l'évaporation est trop importante, augmenter la vitesse de rotation).

L'extraction commencée, on aperçoit des gouttes de solvant se condenser sur le réfrigérant et dans le ballon récepteur. Parfois les vapeurs n'apparaissent pas et ne sont pas condensées : elles sont entraînées directement dans la trompe à eau. C'est le cas de solvant très volatil (comme par exemple l'éther éthylique).



Figure 23: Séchage de l'extrait dans l'étuve (photo originale, 2023).

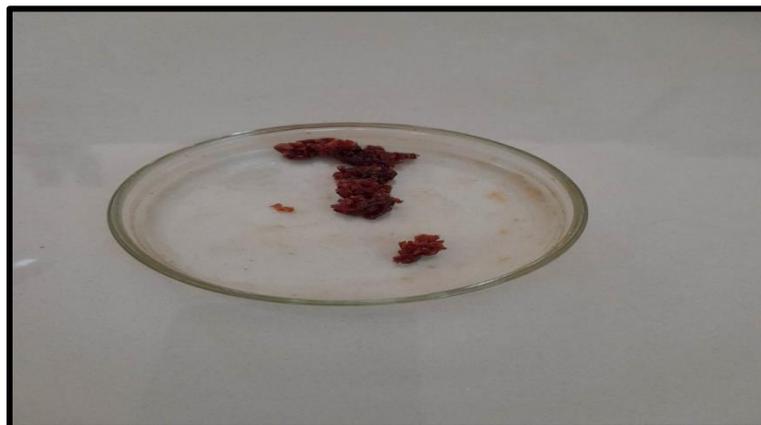


Figure 24: L'extrait sec obtenu de la plante (photo originale, 2023).

3.4. Screening phytochimique :

Il s'agit d'une analyse quantitative basée sur des réactions et de précipitation. Cette technique permet de déterminer les différents groupes chimiques contenus dans l'extrait végétal.

3.4.1. Test des Flavonoïdes :

Les flavonoïdes sont des pigments quasiment universels des végétaux, 2 ml de chaque extrait ont été traités avec quelques gouttes d'HCl à 2 % et quelques gouttes de Fe Cl₃ à 1%.

- L'apparition de la coloration verdâtre indique la présence des flavonoïdes (**Koffi et al., 2009**).

3.4.2. Test des Substances phénoliques :

La caractérisation des polyphénols est basée sur une réaction effectuée entre les substances phénoliques et le réactif de chlorure ferrique (FeCl₃), à 2 ml de l'extrait végétal, une goutte de solution de chlorure ferrique à 2% est ajoutée.

- L'apparition d'une coloration bleu noirâtre ou vert plus ou moins foncée fut le signe de la présence des polyphénols (**Békro et al., 2007**).

3.4.3. Test des Terpénoïdes :

La présence des terpènes a été mise en évidence à l'aide de H₂SO₄ concentré, à 2,5 ml d'extrait est ajouté 1ml de chloroforme. Après homogénéisation, 1,5 d'H₂SO₄ concentré sont additionnés au mélange.

- La formation d'une couleur brun-rouge à l'interface indique leur présence (**Diallo,2000 ; Azam et al., 2013**).

3.4.4. Test des Saponines :

Les saponines ont été mises en évidence par le test de la mousse. Dans un tube à essai, 5 ml de l'extrait ont été mis. Ensuite, le tube est agité pendant 1min, puis laissé au repos pendant 20 min.

- Une hauteur de mousse persistante supérieure à 1cm indique la présence des saponines (**Karumi et al., 2004 ; Ayoola et al., 2008**).

3.4.5. Test des Coumarines :

Les coumarines ont été mises en évidence par la réaction du cycle lactonique. 2 ml de l'extrait végétal ont été mis dans un tube à essai. Ensuite, 3 ml de NaOH 10% sont ajoutés. Après l'agitation du mélange.

- L'apparition d'une couleur jaune indique la présence de coumarines (**Diallo, 2000 ; Daira et al., 2016**).

3.4.6. Test des Quinones libres :

Un volume de 2 ml de l'extrait est mis dans un tube à essai, puis y sont ajoutés quelques gouttes de NaOH à 1%.

- L'apparition d'une couleur jaune, rouge ou violette indique la présence des quinones libres (**Dohou, 2004 ; Oloyed, 2005**).

3.4.7. Test des Protéines :

Les protéines ont été mises en évidence par la réaction des Biuret. 2 ml de l'extrait ont été mis dans un tube à essai, puis 1ml de NaOH à 2% y a été ajouté. Après homogénéisation, 2 à 3 gouttes d'une solution aqueuse de CuSO₄ ont été ajoutées au mélange.

- L'apparition d'une coloration violette, quelque fois avec une teinte rougeâtre, indique une réaction positive (**Janat et al., 2007**).

3.4.8. Test des Tannins condensés :

Les tannins (tannins non hydrolysable ou condensés) sont des polymères de polyphénol. Ces derniers ont été mis en évidence par leur réaction avec chlorure de fer, à 2 ml d'extrait brut ont été additionnées quelques gouttes d'une solution aqueuse de FeCl₃ à 2%.

- L'apparition d'une coloration bleu-noir indique la présence des tannins condensés (**Daira et al., 2016**).

3.4.9. Test des Sucres réducteurs :

Les sucres réducteurs ont été mis en évidence par le réactif de Fehling. Pour réaliser le test de Fehling, 5 ml d'extrait brut ont été additionnés à 5 ml de la liqueur de Fehling. Après agitation pour homogénéiser le milieu et chauffage pendant 2-3 minutes au bain-marie à 70°C.

- La formation d'un précipité rouge brique indique une réaction positive (**Békro et al., 2007**).

3.4.10. Test des Stéroïdes et Tri terpènes :

Les stéroïdes et tri terpène ont été mis en évidence par l'ajout de 1ml de CHCl_3 à 10ml de l'extrait. La solution obtenue est partagée dans de tubes à essai, 1 à 2ml de H_2SO_4 concentré ont ajoutés à l'un des tubes, l'autre servira comme témoin.

- La formation d'un anneau rouge-brunâtre ou violet à la zone de contact révèle leur présence (**Mamadou, 2012**).

3.4.11. Test des Anthraquinones :

Pour la détection des anthraquinones, 10 ml de l'extrait ont été ajoutés 5ml de NaOH à 10%.

- Après agitation, l'apparition d'un anneau rouge indique la présence des anthraquinones (**Oloyed, 2005**).

3.4.12. Identification des Stéroïdes :

Dans un tube à essai, 5ml d'anhydride acétique ont été mélangés avec 5ml de l'extrait végétal. Ensuite, 0,5 de H_2SO_4 concentré y sont ajoutés.

- L'apparition d'une coloration violette qui vire au bleu puis au vert indique une réaction positive (**Daira et al., 2016**).

3.5. Etude Toxicologique :

La méthode utilisée pour déterminer la toxicité de l'extrait de la plante *U. maritima* est le traitement par application topique (**Hussein et al., 1994**). L'extrait est préparé dans le solvant le plus approprié pour une application topique (**Young et Wilkins, 1989 ; Radwan et al., 2008**) : Diméthyle sulfoxide (DMSO, pureté (10 %), Sigma-Aldrich). Les concentrations testées sont les suivantes : 5, 10, 20, 40 et 72 g/L. 40 microlitres de chaque concentration testée ont été délicatement appliquée sur toute la surface du corps de l'escargot à l'aide d'une micropipette ; tandis que les escargots témoins ont été traités avec le DMSO. Pour chaque concentration, on a divisé les escargots en 3 lots (3 escargots dans chaque un) et ils sont destinés au traitement par l'extrait de la plante. Durant la période du traitement, chaque jour, on a noté l'effet du traitement sur les mollusques (mortalité, changement comportemental, nourriture, mouvement...). Les animaux morts ont été enregistrés chaque 24 heure après le traitement durant 96 heures, par la perte de réponse à une aiguille fine en acier inoxydable selon la procédure de l'WHO (**Anonyme, 1965**) (**Fig. 25**).

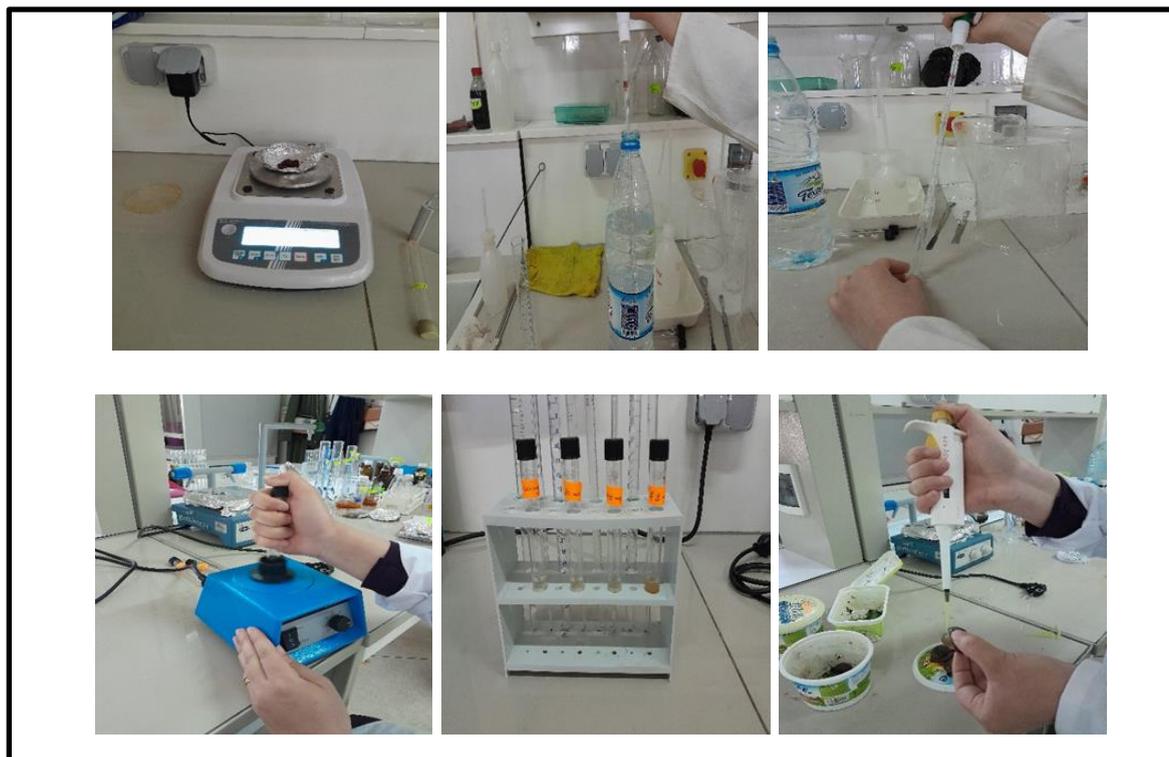


Figure 25: Etapes du traitement par application topique (photo originale, 2023).

3.6. Traitement statistique des données :

L'analyse statistique des données est effectuée à l'aide d'un logiciel de statistique approprié (Minitab, Version 17, PA State Collège, USA). Les résultats sont exprimés sous forme de moyenne et écart type ($m \pm SD$). Les différents tests réalisés sont : analyse de la variance à un facteur de classification. Les variations sont considérées comme significatives lorsque la significativité présente une probabilité supérieure à 95 % ($p < 0,05$). Les doses létales et les mortalités sont calculées à l'aide d'un logiciel (Graph Pad Prism, Ver 8). Les droites de régression des mortalités sont calculées en utilisant l'EXEL et les Probits.

Le pourcentage de mortalités observées des escargots traités s'effectue selon la formule suivante :

$$\text{Mortalités observées (\%)} = \frac{(\text{Nombre de mortalités après traitement}) \times 100}{\text{Nombre total d'individu}}$$

Le pourcentage de mortalités corrigées des escargots traités s'effectue selon la formule suivante :

$$\text{Mortalité corrigées (\%)} = \frac{(\text{nombre de mortalités} - \text{nombre de mortalités du témoin}) \times 100}{(100 - \text{nombre de mortalités du témoin})}$$

4. Résultats

4.1. Résultats et discussion du screening

Afin de mettre en évidence la présence ou l'absence de certains composés appartenant aux familles chimiques des métabolites secondaires, nous avons réalisé des tests phytochimiques spécifiques fondés sur des réactions de coloration, de turbidité ou de précipitations. Les résultats des essais réalisés sur le bulbe d'*U. maritima* sont illustrés dans (tab.01).

Tableau 1: Résultats des réactions de screening photochimique d'*U. maritima*.

Molécule bioactive	Résultats attendus	Résultats obtenus
		Extrait éthanol
Les Flavonoïdes	Verdâtre	+++ 
Les Substances phénolique	La couleur Bleu noirâtre	+++ 
Les Terpénoides	La couleur Brun-rouge	+++ 

Les Saponines	Mousse persistant supérieure	–
Les Coumarines	La couleur jaune	+ 
Les Quinones libres	La couleur jaune, rouge ou violet	+ 
Les Protéines	Coloration violette avec une teinte rougeâtre	–
Les Tannins condensés	La couleur bleu-noire	+++ 
Les sucres réducteurs	Un précipité rouge-brique	+

<p>Les Stérols et Tri terpènes</p>	<p>La formation d'un anneau rouge brunâtre ou violet</p>	<p>+++</p> 
<p>Les Anthraquinones</p>	<p>La formation d'un anneau rouge</p>	<p>–</p>
<p>Les Stéroïdes</p>	<p>La couleur violette qui vire au bleu puis au vert</p>	<p>–</p>

(-) : test négatif, (+) : test faiblement positif, (++) : test positif, (+++) : test fortement positif

4.2. Effets du traitement par l'extrait de la plante *U. maritima* sur les escargots

Les escargots exposés au traitement, 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.

4.3. Toxicologie de l'extrait de la plante *U. Maritima* à l'égard d'*Helix aperta*

L'extrait est utilisé à des concentrations : 5, 10, 20, 40 et 72 g/L sur les adultes de l'escargot *Helix aperta*. On a noté un taux de mortalités observées variant de 0 à 33,33 % pour les concentrations 5 et 10 g/L. puis le taux s'augmente progressivement (33,33 à 77%) pour les doses 20, 40 g/L ; dans la dose 72 g/L, on a enregistré un taux maximal (100%) de mortalités observées après 96 heures du traitement par l'extrait d'*U. maritima* (**Tab. 02**). Concernant les groupes témoins, aucune mortalité, n'a été enregistrée pendant les 96 heures (**Tab. 03**).

Tableau 2: Effet de l'extrait d'*U. maritima* appliqué sur des escargots adultes (*Helix aperta*) sur la mortalités observées (%) durant 96H du traitement (n = 3).

Dose (g/L)	Lots	Temps (Heures)			
		24	48	72	96
5	Lot 1	0	0	0	33,33
	Lot 2	0	0	0	33,33
	Lot 3	0	0	0	33,33
	m	0	0	0	33,33
10	Lot 1	0	0	0	33,33
	Lot 2	0	0	0	33,33
	Lot 3	0	0	33,33	33,33
	m	0	0	11,11	33,33
20	Lot 1	0	0	33,33	33,33
	Lot 2	0	33,33	33,33	66,66
	Lot 3	0	33,33	33,33	66,66
	m	0	22,22	33,33	55,55
40	Lot 1	0	33,33	33,33	66,66
	Lot 2	0	33,33	33,33	100
	Lot 3	0	0	66,66	66,66
	m	0	22,22	44,44	77,77
72	Lot 1	33,33	0	66,66	100

	Lot 2	33,33	33,33	33,33	100
	Lot 3	0	33,33	66,66	100
	m	22,22	22,22	55,55	100

Tableau 3: Mortalités enregistrées (%) chez *Helix aperta* adultes, témoins, durant 96H, (n=3).

	Lots	Temps (Heures)			
		24	48	72	96
Témoins	Lot 1	0	0	0	0
	Lot 2	0	0	0	0
	Lot 3	0	0	0	0
	M	0	0	0	0

On a noté des mortalités dose-dépendante pendant la période du traitement. Après 48 heures d'exposition des gastéropodes *H. aperta* à l'extrait d'*U. maritima* le pourcentage de mortalités corrigées est très faible pour toutes les concentrations traitées, qui varie de 0 à 0,66 %. Après 72 heures, le pourcentage de mortalités corrigées s'augmente progressivement à partir de la concentration 20 g/L (1-1,66 %), tandis qu'il reste faible pour les concentrations 5, 10 g/L (0-0,33 %). Finalement, après 96 h, pour chaque dose du traitement, le taux de mortalités atteindra son maximum, mais ce taux varie d'une concentration à l'autre selon sa toxicité, c'est la concentration 72g/L qui présente un taux maximal de mortalités corrigées (3%) comparativement aux autres doses (1 à 2,33 %) et aux témoins (0%) (**Tab.4**).

Tableau 4 : Effet de l'extrait d'*U. maritima* appliqué sur des escargots adultes (*Helix aperta*) sur les mortalités corrigées durant 96H du traitement (m ± s ; n =3).

Dose (g/L)	Lots	Temps			
		24H	48H	72H	96H
5	Lot 1	0	0	0	1
	Lot 2	0	0	0	1

	Lot 3	0	0	0	1
	m±S	0	0	0	1 ± 0,00
10	Lot 1	0	0	0	1
	Lot 2	0	0	0	1
	Lot 3	0	0	1	1
	m±S	0	0	0,33± 0,10	1 ± 0,00
20	Lot 1	0	0	1	1
	Lot 2	0	1	1	2
	Lot 3	0	1	1	2
	m±S	0	0,66± 0,57	1± 0,00	1,66 ± 0,57
40	Lot 1	0	1	1	2
	Lot 2	0	1	1	3
	Lot 3	0	0	2	2
	m±S	0	0,66± 0,57	1,33± 0,57	2,33 ± 0,57
72	Lot 1	1	0	2	3
	Lot 2	1	1	1	3
	Lot 3	0	1	2	3
	m±S	0,66± 0,57	0,66± 0,57	1,66± 0,57	3 ± 0,00

4.4. Comparaison du taux de mortalités corrigées entre les escargots traités par différentes concentrations de l'extrait d'*U. maritima*

L'ANOVA à un critère de classification (concentration) du taux de mortalités corrigées enregistrées chez les escargots *H. aperta* traités par l'extrait de la plante *U. maritima* durant 96 heures révèle un effet « concentration » hautement significatif ($F_{4, 10} = 14$, $p < 0,001$) (Tab. 05).

Tableau 5: Taux de mortalités corrigées (%) chez les escargots (*H. aperta*) traités par l'extrait d'*U. maritima* par différentes concentrations pendant 96h. Analyse de la variance à un critère de Classification, ($m \pm s$; $n=3$).

Sources	DF	SS	MC	F	P
Concentration	4	14,933	3,733	14,00	0,000***
Error	10	2,667	0,267		
Total	14	17,600			

NS : non significatif, * significatif ($P < 0,05$), ** très significatif ($P < 0,01$), *** hautement significatif ($P < 0,001$).

La comparaison du taux de mortalités corrigées enregistrées chez les escargots *H. aperta* traités par l'extrait de la plante *U. maritima* durant les 96 heures du traitement se fait à l'aide du test de Tukey. La comparaison révèle la présence de trois classes : classe A regroupe les concentrations : 5 et 10 g/L, classe AB regroupe la concentration 20 g/L et classe B regroupe les concentrations : 40 et 72 g/L (**Tab. 06**).

Tableau 6: Comparaison du taux de mortalités corrigées (%) chez l'escargot (*H. aperta*) traités par l'extrait d'*U. maritima* par différentes concentrations pendant 96h. Test de Tukey : Les moyens suivis d'une même lettre ne sont pas significativement différents ($p > 0,05$), ($m \pm S$; $n= 3$).

Concentration (g /L)	5	10	20	40	72
Mortalités corrigées (%)	1 \pm 0,00 A	1 \pm 0,00 A	1,66 \pm 0,57 AB	2,33 \pm 0,57 B	3 \pm 0,00 B

4.5. Doses létales (CL₁₀, CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀) obtenues du traitement des escargots (*H. aperta*) traités par l'extrait d'*U. maritima* pendant 96h à différentes concentrations :

Les tableaux 07 et 08 montrent les doses létales et sublétales obtenues chez les escargots *H. aperta* traités par l'extrait toxique de la plante *U. maritima* à différentes concentrations (5, 10, 20, 40, et 72 g/L) pendant des temps différents. Dans les premières 24h

toutes les doses (CL₁₀, CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀) sont faibles. A partir du 48h jusqu'à 96 h les doses létales obtenues se grandissent, plus l'intervalle du temps d'exposition est long, plus la dose est forte pour tuer les escargots. Après 96h, les doses sublétales et létales déterminées sont : CL₁₀ (984,1 mg/L), CL₂₅ (9478 mg/L), CL₅₀ (91289 mg/L) et CL₉₀ (8,468e+006 mg/L).

L'équation et la courbe de régression exprimant la mortalité en fonction de logarithmes décimaux des doses de l'extrait de la plante utilisée (Tab. 8 ; Fig. 26 (a, b, c et d)) dans différents temps de la période du traitement (24, 48, 72 et 96 heures). Le coefficient de détermination (R) révèle une liaison positive entre les mortalités et les doses testées.

Tableau 7: Doses et Log doses (g/L) chez les escargots *H. aperta* traités par l'extrait de la plante *U. maritima*.

Dose	5	10	20	40	72
Log dose	0,69	1	1,30	1,60	1,85

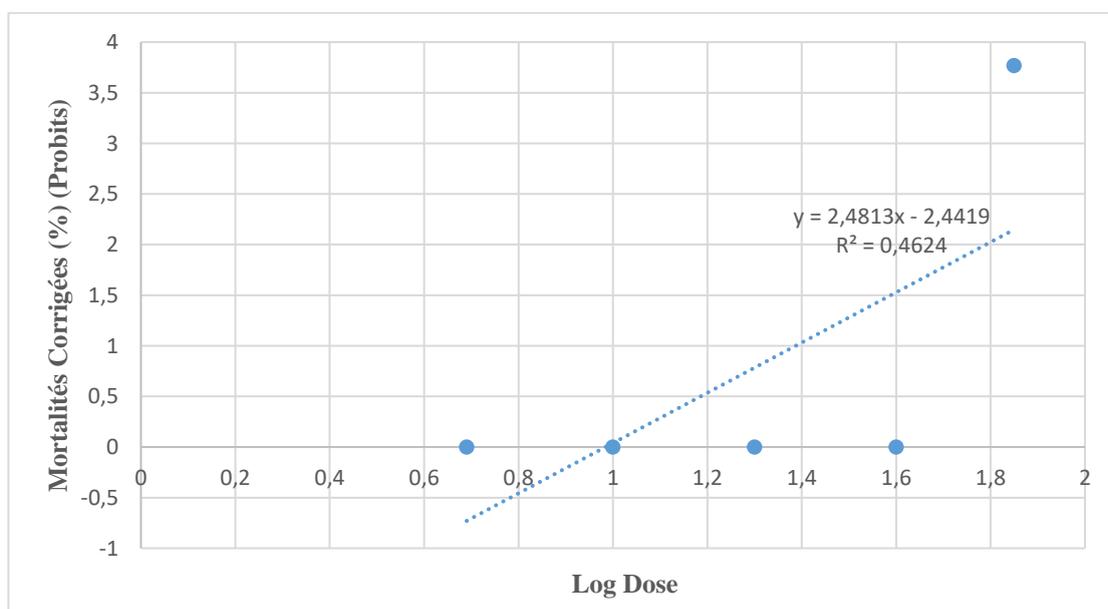
Tableau 8: Concentrations létales et sublétales : CL₁₀, CL₂₅, CL₅₀ et CL₉₀ (mg/L ; CL) de l'extrait de la plante *U. maritima* et leur effet sur *H. aperta* pendant 24H, 48H, 72H et 96H, n=3 et la droite de régression.

Temps (Heures)	24	48	72	96
Régression line	Y = 2,4813X - 2,4419 R ² = 46,24%	Y = 5,2127 X - 3,8059 R ² = 81,84%	Y = 3,9411 X - 1,4141 R ² = 74,53%	Y = 2,2886 X + 2,5242 R ² = 81,99%
CL ₅₀ (IC) [95%]	81,86	199849 (0,01132 - 3,529e+012)	22592 (115,8 - 4,406e+006)	91289 (8816 - 945321)
HillSlope	34,52	0,6105	0,6958	0,4850
CL ₁₀ (IC) [95%]	81,56	5465 (0,3708 - 8,053e+007)	960,7 (70,61 - 13071)	984,1 (364,9 - 2654)
HillSlope	19,91	0,6105	0,6958	0,4850
CL ₂₅ (IC) [95%]	86,78	33049 (0,06508 - 1,678e+010)	4659 (90,82 - 238965)	9478 (1799 - 49941)

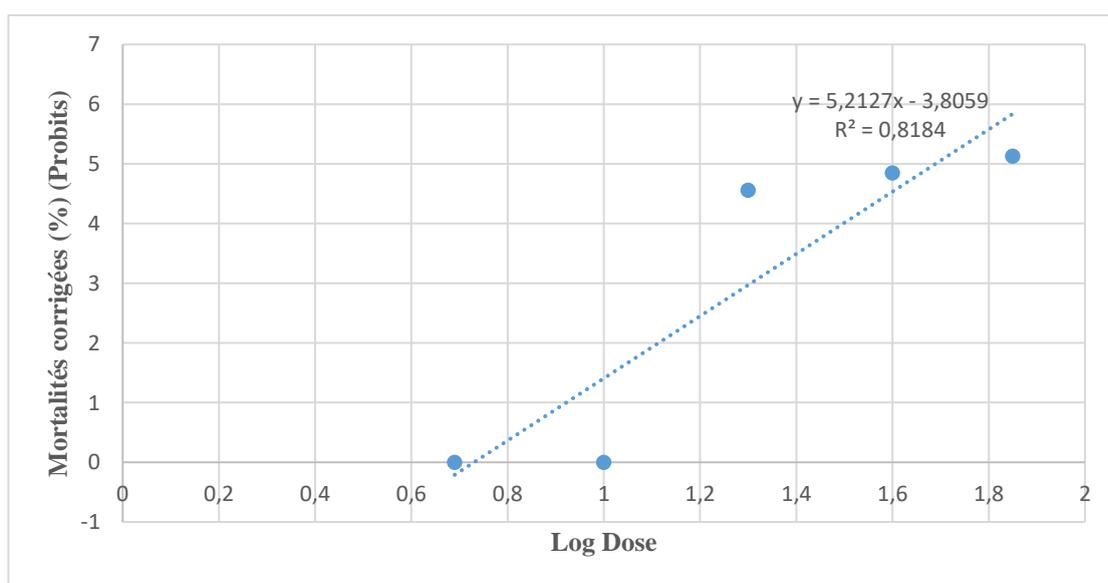
HillSlope	19,23	0,6104	0,6958	0,4850
CL₉₀		7,309e+006	531290	8,468e+006
(IC)	87,69	(0,0003379 -	(186,9 - 1,511e+009)	(210737 - 3,403e+008)
[95%]		1,581e+017)		
HillSlope	33,69	0,6105	0,6958	0,4850

IC : Intervalle de Confiance

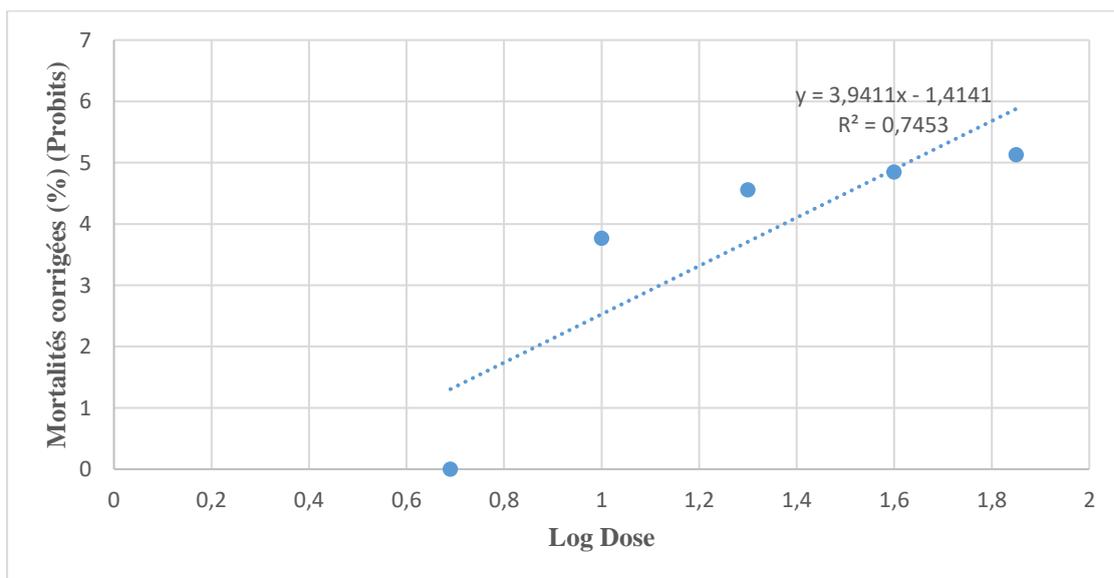
CL : Concentration létale



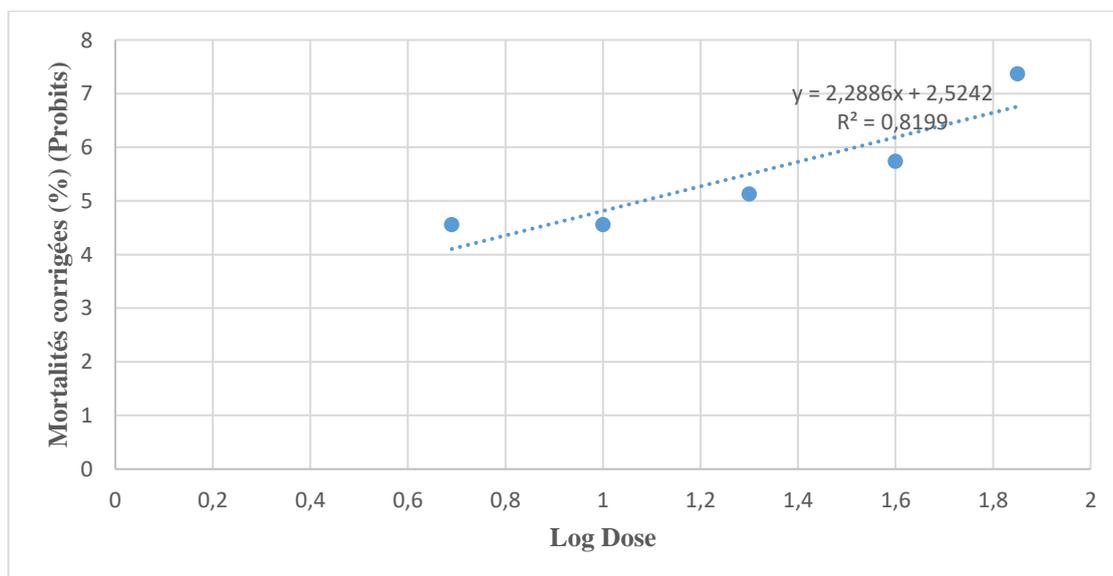
(A)



(B)



(C)



(D)

Figure 26 : Courbe de référence exprimant les mortalités corrigées en fonction de logarithmes décimaux des doses pendant : (A) : 24H, (B) : 48H, (C) : 72H et (D) : 96 H.

5. Discussion

La protection de la diversité biologique et l'utilisation des ressources biologiques sont nécessaires pour parvenir au développement durable. La biodiversité des invertébrés des sols et du milieu aquatique diminue très rapidement lorsque les facteurs pédologiques du sol, sont altérés par différentes causes telles que la pollution, les mauvaises pratiques des terres (Caoduro *et al.*, 2014). Nombreux travaux ont mis en évidence la nécessité de la conservation de la biodiversité des mollusques à l'échelle mondiale (Bouchet *et al.*, 2005 ; Bouffard, 2000; Tomizawa et Casida, 2003). Plus de 35000 espèces de gastéropodes terrestres sont recensées à l'échelle mondiale (Lazli, 2003). En Algérie, ces escargots considérés comme organismes non-cibles sont en menace continue grâce à l'utilisation excessive des pesticides qui affectent leur vie et leur biodiversité. De plus, dans la nature, il existe des plantes apparaissent toxiques pour les animaux et l'être humain, et provoquent la mortalité.

Dans la présente étude, nous avons évalué la toxicité aigüe (96h) d'un extrait d'une plante toxique *Urginea maritima* et ses effets sur une espèce commune d'escargot terrestre *Helix aperta*, la méthode utilisée pour déterminer la toxicité de cet extrait est le traitement par application topique (Hussein *et al.*, 1994). Les concentrations testées sont les suivantes : 5, 10, 20, 40 et 72 g/L.

Urginea maritima, également appelée *Scille maritime*, est une plante de la région méditerranéenne, vivace, à très gros bulbe qui appartient à la famille des Liliacées. Elle est notamment connue pour ses glycosides cardiotoniques, substances utilisées dans le traitement de l'insuffisance cardiaque (Bruneton, 1999). Les bulbes rouges étaient une source ancienne de produits rodenticides, remplacés plus tard par la warfarine et les raticides anticoagulants modernes (Pascual-Villalobos, 2002). La Scille rouge contient le scilliroside, un bufadiénolide hautement toxique qui provoque des convulsions et la mort des rats et des souris (Bruneton, 1999, Verbiscar *et al.*, 1986).

Pour déterminer les effets d'un produit toxique sur un individu ou un compartiment d'individu, il est nécessaire de disposer des modèles biologiques représentatifs du milieu étudié (Druart, 2011), ces derniers sont des espèces sensibles aux variations physico-chimiques de leur milieu et surtout à toute forme de pollution (eau, sol, atmosphère) dont leur sensibilité vis-à-vis des xénobiotiques variés tels que les pesticides (Abid, 2016). Ainsi, toutes les études sur les bioindicateurs convergent vers l'idée que les gastéropodes terrestres dont les escargots sont d'excellents modèles biologiques pour les études écotoxicologiques d'un

milieu. C'est pourquoi, ils sont de plus en plus utilisés pour évaluer l'impact de contamination sur leur croissance et leur physiologie (**Boucenna, 2010**).

Nos résultats montrent un effet toxique marqué de l'extrait de la plante *Urginea maritima* sur les escargots traités. Dans cette étude, les taux de mortalité des escargots *H. aperta* se sont avérés dépendre des doses et du temps d'exposition à l'extrait toxique, notant également que les doses plus élevées donnent un pourcentage de mortalité plus élevé. Ainsi, les escargots en exposition ont montré une série de symptômes : la sécrétion du mucus, ils seront inactifs et immobiles, avec un refus de la nourriture surtout pour les doses élevées (72 g/L) et certains escargots sont morts. On a enregistré un taux de mortalités corrigées variant de 0 à 0,1 pour les concentrations 5 et 10g/L. Puis le taux s'augmente progressivement (0,1 à 0,57) pour la dose 20g/L. Le taux de mortalité élevé et de 0,57 pour les doses 40, 72 g/L pendant 96 heures du traitement de l'extrait d'*U. maritima*. Cependant, chez le groupe témoin, aucune mortalité n'a été enregistrée. Dans notre étude, les doses sublétales et létales établies sont respectivement : CL₁₀ (984,1 mg/L), CL₂₅ (9478 mg/L), CL₅₀ (91289 mg/L) et CL₉₀ (8,468e+006 mg/L). L'extrait du bulbe d'*Urginea maritima* manifeste un effet toxique chez les escargots.

De plus le bulbe d'*Urginea maritima* contient plusieurs métabolites secondaires : Les Flavonoïdes, les Substances Phénoliques, les Terpénoides, les Coumarines, les Quinones libres, les Tannins condensés, les Sucres réducteurs, les Stérols et les Tri Terpènes. De même plusieurs travaux de recherche ont étudié la composition et les métabolites que contient cette plante (**Kord et al., 2020 ; Ghorabi et Cherouana, 2018 ; Mahboubi et al., 2018**). L'étude phytochimique du bulbe de la cille rouge comporte les métabolites secondaires : Tanins, Flavonoïdes, Anthocyanes, Leuco-anthocynes, Hétérosides cardiotoniques, Mucilages, Coumarines (**Kord et al., 2020**), et essentiellement il renferme le scilliroside, un hétéroside cardiotonique souvent utilisé comme rodenticide. L'étude de l'activité rodenticide de l'extrait du bulbe est basée sur la détermination de la toxicité aiguë. L'extrait est toxique avec une DL₅₀ de 222,84 ± 28 mg/kg (**Kord et al., 2020**).

De plus, une liaison positive entre les mortalités et les doses testées a été enregistrée. Les concentrations CL₅₀, CL₉₀ et CL₂₅ déterminées à partir de la droite de régression exprimant la mortalité en fonction de logarithmes décimaux des doses de l'extrait d'une plante très abondante en Algérie, *Arum maculatum*, sur *Helix aspersa* sont respectivement: 27,128 g/L, 44,639 g/L et 6,688 g/L pendant 96h d'exposition (**Daif et al., 2020**).

En addition, la toxicité aigüe de certain insecticide à l'égard des gastéropodes terrestres *H. aperta* et *H.aspersa* a été étudié par plusieurs auteurs. Les résultats obtenus de l'analyse de mortalités corrigées du traitement des escargots par un mollucicide « métaldéhyde » pendant 96 heures montrent que la dose sublétales DL₁₀ établie est de 1236 µg/escargot. Concernant la dose létale DL₅₀ obtenue est de 14783µg/escargot (**Chkirou et al., 2022**). Concernant les DL₁₀, DL₅₀ et DL₉₀ du métaldéhyde établi chez *H. aperta* sont respectivement : 2087 µg/escargot, 9506 µg/escargot et 5,164e+006 µg/escargot (**Mezhoud et Gharboudj, 2022**). Ces études montrent l'effet toxique du mollucicide sur les escargots.

Dans cette étude l'extrait du bulbe de la cille rouge exerce un effet toxique pour les escargots, et l'espèce *H. aperta* un bioindicateur approprié pour la toxicité des plantes.

6. Conclusion :

La contamination de l'environnement (sol, air et eau) par les pesticides de synthèse, les substances naturelles toxiques et autres xénobiotiques devenue de plus en plus un problème mondial avec la révolution industrielle et le développement de l'activité agricole. Ces produits peuvent engendrer des dangers pour l'Homme et l'environnement et menacent la biodiversité des animaux essentiellement les gastéropodes terrestres.

Dans ce travail, nous avons déterminé la CL₁₀, CL₂₅, CL₅₀ et la CL₉₀ de l'extrait d'une plante très abondante en Algérie, *Urginea maritima*, sur un gastéropode terrestre connu : *Helix aperta*. La toxicité aigüe de cet extrait a été évaluée, dans des conditions contrôlées, l'égard des adultes de cette espèce. L'étude toxicologique montre que le traitement par application topique des adultes de *H. aperta* avec l'extrait d'*U. maritima* provoque des taux de mortalité élevés au cours du temps. De plus, une liaison positive entre les mortalités et les doses testées a été enregistrée : des mortalités doses-dépendantes. Les doses sublétales et létales établies sont respectivement : CL₁₀ (984,1 mg/L), CL₂₅ (9478 mg/L), CL₅₀ (91289 mg/L) et CL₉₀ (8,468e+006 mg/L). Cette étude indique que l'extrait de la plante *U. maritima* a un effet toxique sur les escargots *H. aperta*.

Concernant l'étude phytochimique du bulbe d'*U. maritima*, il comporte plusieurs métabolites secondaires : Les Flavonoïdes, les Substances Phénoliques, les Ter Pénolides, les Coumarines, les Quinones libres, les Tannins condensés, les Sucres réducteurs, les Stérols et les Tri Terpènes, c'est une plante médicinale appropriée.

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

Tester la toxicité des autres plantes pour connaître leurs effets toxiques sur les espèces de gastéropodes communes (*H. aperta* et *H. aspersa*) et ainsi sur la santé de l'Homme.

Faire un dosage des biomarqueurs du stress oxydatif et les paramètres biochimiques afin d'évaluer l'effet des différentes plantes toxiques et des xénobiotiques sur les gastéropodes terrestres et l'Homme.

Faire un inventaire dans divers sites de la région de Mila pour obtenir une cartographie générale de la distribution et la diversité des gastéropodes dans la région et ainsi pour indiquer les espèces communes et bioindicatrices.

Résumé :

Ce travail a pour objectif de déterminer la toxicité aigüe (96h) d'un extrait d'une plante toxique abondante en Algérie *Urginea maritima* par application topique, sur l'espèce d'escargot terrestre *Helix aperta*, qui a été collectée d'un site dans la région de Mila, pendant les mois (février, mars et avril), et de déterminer les doses létales : CL₁₀, CL₂₅, CL₅₀ et la CL₉₀ de l'extrait de cette plante. Les résultats du traitement ont été déterminés à différents temps (24, 48, 72 et 96 heures).

Les essais toxicologiques montrent que les mortalités sont doses-dépendantes. Les doses sublétales et létales établies sont respectivement : CL₁₀ (984,1 mg/L), CL₂₅ (9478 mg/L), CL₅₀ (91289 mg/L) et CL₉₀ (8,468e+006 mg/L). L'étude phytochimique du bulbe d'*U. maritima*, montre qu'il comporte plusieurs métabolites secondaires : Les Flavonoïdes, les Substances Phénoliques, les Ter Pénoides, les Coumarines, les Quinones libres, les Tannins condensés, les Sucres réducteurs, les Stéroïdes et les Tri Terpènes, elle apparaît comme une plante médicinale appropriée.

Cette étude montre l'effet toxique de l'extrait d'*U. maritima* sur les escargots *H. aperta*, et confirme que cette espèce est une espèce bioindicatrice de la contamination par les substances naturelles.

Mots clés : Toxicité aigüe, Doses létales, Application topique, *Urginea maritima*, Etude phytochimique, *Helix aperta*, bioindicateur, Mila.

Abstract:

This work aims to determine the acute toxicity (96h) of an extract of toxic plant abundant in Algeria *Urginea maritima* by topical application, on the land snail species *Helix aperta*, which was collected from a site in the region of Mila, during the months (February, March and April), and to determine the lethal doses: CL10, CL25, CL50 and the CL90 of the extract of this plant. Treatment outcomes were determined at different time points (24, 48, 72 and 96 hours).

The toxicological tests show a positive link between the mortalities and the doses tested, so the mortalities are dose-dependent. The established sublethal and lethal doses are respectively: CL10 (984.1 mg/L), CL25 (9478 mg/L), CL50 (91289 mg/L) and CL90 (8.46e+006 mg/L). The phytochemical study of the bulb of *U. maritima*, shows that it has several secondary metabolites: Flavonoids, Phenolic substances, Terpenoids, Coumarins, Free Quinones, Condensed Tannins, Reducing Sugars, Sterols and Tri Terpenes, it appears as a medicinal plant appropriate.

This study shows the toxic effect of the extract of *U. maritima* on *H. aperta* snails, and confirms that this species is a bioindicator species for contamination by natural substances.

Key words: Acute toxicity, Lethal doses, Topical application, *Urginea maritima*, phytochemical study, *Helix aperta*, Bioindicator, Mila.

الملخص:

يهدف هذا العمل إلى تحديد السمية الحادة (96 ساعة) لمستخلص نبات سام وفير في الجزائر *Urginea maritima* بالتطبيق الموضوعي ، على نوع الحلزون البري *Helix aperta* ، والذي تم جمعه من موقع في منطقة ميلا ، خلال الأشهر (فبراير ومارس وابريل) ، ولتحديد الجرعات المميّنة CL10 : و CL25 و CL50 و CL90 لمستخلص هذا النبات. تم تحديد نتائج العلاج في نقاط زمنية مختلفة (24 ، 48 ، 72 و 96 ساعة). تظهر الاختبارات السمية وجود صلة إيجابية بين الوفيات والجرعات المختبرة ، وبالتالي فإن الوفيات تعتمد على الجرعة. الجرعات شبه المميّنة والقاتلة المحددة هي على التوالي: (CL10=984 مجم / لتر) ، (CL25=9478 مجم / لتر) ، (CL50=91289 مجم / لتر) و (CL90=8.46e + 006 مجم / لتر). (أظهرت الدراسة الكيميائية النباتية ل *U. maritima* أنه يحتوي على العديد من المستقبلات الثانوية: الفلافونويد ، المواد الفينولية ، البنويدات ، الكومارين ، الكينونات الحرة ، العفص المكثف ، تقليل السكريات ، الستيرويدات وثلثي تريين ، يبدو كنبات طبي مناسب.

توضح هذه الدراسة التأثير السام لمستخلص عشبة *U. maritima* على حلزونات *H. aperta*

الكلمات الدالة: السمية الحادة ، الجرعات المميّنة ، الاستعمال الموضوعي ، *Urginea maritima* ، دراسة

الكيمياء النباتية ، *Helix aperta* ، Bioindicator ، Mila.

8. Références bibliographiques

- Abdel-Halim K.Y., Abdo El-Saad A.A., Talha M.M., Hussein A.A., Bakry N.M., 2013.** Oxidative stress on land snail *Helix aspersa* as a sentinel organism for ecotoxicological effects of urban pollution with heavy metals. *Chemosphere* 93(6): 1131-1138. Doi: 10.1016/j.chemosphere.2013.06.042.
- Abdel-Halim K.Y., Ramadan Osman S, Mohamed El-Danasoury H 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.
- ABID A., 2016.** Nantoxicité de Fe₃O₄ (NPs) sur les paramètres de stress oxydatif d'un modèle cellulaire biologique alternatif *Paramecium* sp. Mémoire de Master en Toxicologie : xénobiotiques et Risques Toxicologiques Université de Larbi Tébessi –Tébessa.
- Achuba F.I., 2008.** African land snail *Achatina marginatus*, as bioindicator of environmental pollution. *North-Western Journal of Zoology*, 4(1): 1-5.
- Adamsa M, Bersata C, Kessler M, & Hamburgeram (2009).** - Medicinal herbs for the treatment of rheumatic disorders - A survey of European herbals from the 16th and 17th century. *Journal of ethnopharmacology*, 121: 343-359.
- ADE. 2013.** Algérienne des eaux : rapport.
- Agrawal S.K., 2002.** Pollution management: Heavy metal pollution. APH Publishing Corporation, New Delhi, 4: 7-190.
- Aissaoui A., 2013.** Evaluation du niveau de contamination des eaux de barrage hammam Grouz de la région d'oued Athmania (wilaya de Mila) par les activités agricoles. Université de Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou. En écologie végétale appliquée et gestion de l'environnement.
- Alexia, A., 2018.** Un laboratoire CNRS de l'université de Franche-Comté mène une expérimentation avec des gastéropodes.
- A.N.D.I., 2013.** Agence Nationale de Développement de l'investissement de la Wilaya de Mila.
- Aupinel P., 1984.** Etude de l'importance de l'hibernation pour la reproduction de l'escargot « Petit-gris » *Helix aspersa*. D.E.A de l'université de Rennes.
- Ayoola G., Coker H., Adesegun S., Adepoju-Bello A. and Obaweya K. (2008).** Phytochemical Screening and Antioxidant Activities of Some Selected Medicinal.

- Azam M., Mamun-Or-R.M., Towfique N., Sen M. and Nasrin S. (2013).** Pharmacological Potentials of *Melia azedarach* L. A review: American Journal of Bioscience. 1(2) : 44-49.
- Azzi R., 2013.** Contribution à l'étude de plantes médicinales utilisées dans le traitement traditionnel du diabète sucré dans l'Ouest algérien : enquête ethnopharmacologique ; Analyse pharmaco-toxicologique de Figuier (*Ficus carica*) et de coloquinte (*Citrullus colocynthis*) chez le rat Wistar.
- Bailey S. E. R., 1981.** Circannual and circadian rhythms in the snail *Helix aspersa*. Müller and the photoperiodic control of annual activity and reproduction. *Jorn. Comp. Physiol*, 142, 89-94 p.
- Bairi Y., Sifi K., Soltani N., 2018.** Growth and responses of biomarkers in the snail *Helix aspersa* (Mollusca, Gastropoda) used as bioindicator of soil pollution in Northeast of Algeria. In : Kallel A, Ksibi M, Ben Dhia H, Khélifi N (eds) Recent advances in environmental science from the Euro-Mediterranean and surrounding regions. *Advances in Science, Technology & Innovation*, pp 339–341.
- Bakhi R., & Bakhi S., 2017.** Inventaire des gastéropodes terrestres dans quelques sites de la région de Mila. *Biologie appliquée et Environnement*.
- Baudelot M.E., 1863.** Recherches Sur L'appareil Générateur Des Mollusques Gastéropodes, Thèse de zoologie. Edition M.É. BLANCHARD, Paris. « Imprimerie de L. MARTINET. Rue Mignon », N° 353, 124p :19-20.
- Beeby & 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.
- Belhaddad OE, Charef N, Ammamra S, Zerargui F, Baghiani A, Khennouf S, & Arrar L (2017).** Chromatographic fractionation, antioxydant and antibacterial activities of *Urginea maritima* methanolic extract.Pakistan. *Journal of pharmaceutical sciences*, 30: 127-134.
- Bellakhdar J (1997).** La pharmacopée marocaine traditionnelle. Médecine arabe ancienne et savoirs populaires. Editions Le Fennec, Casablanca. 764 pp: Ibis Press.
- Bellala., 2013.** Inventaire qualitatif et quantitatif des gastéropodes au niveau de trois stations De la wilaya de Tizi-ouzou (Juin 2012-Mai 2013).
- Berger B., & Dallinger R., 1993.** Terrestrial snails as quantitative indicators of environmental pollution. *Environmental Monitoring and Assessment*, 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 du Master II, Centre Universitaire de Mila. 85p.

- Bertrand-Renault S., 2004.** Je construis mes apprentissages en sciences au premier degré 1-3.
- Békro Y., Békro A., Bouab B., Trab F. et Ehilé E. (2007).** Etude Ethnobotanique et Screening Phytochimique de *Caesalpinia benthiana* (Baill). Herend et Zarucchi. *Journal of Sciences and Nature*. 4(2): 217-225.
- Blumenthal M, Gruewald J, Hall T, Riggins C, & Rister R (1998).** The complete German Commission E. Monographs: Therapeutic Guide to Herbal Medicines. Austin, TX : American Botanical Society.
- Bonnet J. C., 1990.** Escargot biologie et élevage, multiplication et croissance des escargots, 3-4p.
- Bonnet J.C., Aupinel P., Vrillon J.L., 1990.** L'escargot *Helix aspersa*, biologie, élevage. Du labo au terrain, INRA, 1-5.
- Born I., 1778.** Index rerumnaturalium MuseiCaesarei Vindobonensis. Pars I.ma. Tes-tacea. Verzeichni. dernatürlichen Seltenheiten des k. k. Naturalien Cabinets zu Wien. ErsterTheil. Schalthiere. pp. [1-40], 1-458, [1-82]. Vindobonae.
- Boucenna M., 2010.** Evaluation de la toxicité des poussières métalliques rejetées par les aciéries 1 et 2 du complexe sidérurgique d'El-Hadjar sur un modèle bio-accumulateur *Helix Aspersa*. Diplôme de Magister en Biologie, 85p. Université Badji Mokhtar Annaba.
- Bouche P., Rocroi J.P., Frda J., Hausdorf B., Ponder W., Valdes A. & Warén A., 2005.** Classification and nomenclator of gastropod families. *Malacologia: International Journal of Malacology*, Conch Books: Hackenheim, Germany, 47(1, 2): 1-397.
- Boudechiche L., 2007.** Biodiversité des hélicidés du Parc National d'El-Kala (extrême Nord-Est Algérien). *Bulletin de l'INSTM.*, 12 (NS): 12-123.
- Boué H. et Chanton R., 1971.** Biologie Animale Zoologie I. Invertébrés. ED Doin, Paris, 542p.
- Bruneton J. (1999).** Pharmacognosie, Phytochimie, Plantes médicinales. Ed Tech. Doc, France, 721-742p.
- C. Daif, W. Rouami, I. Babouche. 2020.** Toxicité aiguë de l'extrait naturel d'une plante toxique sur un gastéropode terrestre, *Helix aspersa*. Mémoire du Master. Université 20 Aout 1955. Skikda.
- Cadart J., 1975.** Les Escargots. Biologie-Elevage-Parcage-Histoire-Gastronomie Commerce, 38 p.

- Caoduro G., Battiston R., Giachino P.M., Guidolin L., & Lazzarin G., 2014.** Biodiversity indices for the assessment of air, water and soil quality of the “Biodiversity Friend” certification in temperate areas. *Biodiver. Jour.*, 5 (1): 69-86.
- Carrick R., 1939.** The life history and development of *Agriolimaxagrestis* L., the grey field slug. *Trans. Roy. Soc. Edimb*, 59: 563-597.
- Cesari P., 1978.** La malacofauna del territorio italiano. 1^o contribution :il genere *Helix*, *Conchiglie*, 14 : 35-89.
- Charrier M., 1981.** Contribution à la biologie et à l’écophysiologie de l’escargot *Helix aspersa* Müller. Doctorat 3^e cycle de l’Université de Rennes I, 330 p.
- Chekirou S, Dembri I, Meroudj C. 2022.** Etude de la toxicité aigüe d’un mollucicide « Métaldéhyde 6% GR » sur l’escargot terrestre *Helix aspersa*. Mémoire du Master 2. Centre Universitaire du Mila. 40 p.
- Chevalier H., 1992.** L’élevage des escargots : production et préparation du « Petit-gris ». Ed. Du point vétérinaire. 144 p.
- Cogne AL, Marston A, Mavi S, & Hostettmann K (2001).** Study of two plants used in traditional medicine in Zimbabwe for skin problems and rheumatism: *Dioscorya sylvatica* and *Urginea altissima*. *Journal of ethnopharmacology*, 75: 51-53.
- Cortet J., Gomot de Vaufleury A., Poinot-Balaguer N., Gomot L., Texier C. & Cluzeau D., 1999.** The use of invertebrate soil fauna in monitoring pollutant effects. *European Journal of Soil Biology*, 35 (3): 115-134.
- Coughtrey P. J., & Martin M.H., 1976.** The distribution of Pb, Zn, Cd and Cu within the pulmonate mollusc (*Helix aspersa* Müller), *Oecologia*, 23 (4): 315-322.
- Cuenod A, Pottier-Alapetite G, Labbe A, (1954).** Flore de la Tunisie. Cryptogames Vasculaires, Gymnospermes et Monocotyledones. Editeur Stefan, Tunis.
- Dafni A, Shmida A, & Avishai M (1981).** Leafless autumnal-flowering geophytes in the Mediterranean region, phytogeographical, ecological and evolutionary aspects. *Plant systematics and evolution*, 137 : 181-193.
- 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.
- Daira N., Cherif Maazi M. et Cherfrour A. (2016).** Contribution à L’Etude Phytochimique d’une Plante Médicinale (*Ammoides verticillata* Desf. Briq.) de l’Est Algérien. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*. 85: 276-290.

- Damerdji A., 2013.** Malacological diversity on some Lamiaceae in the Region of Tlemcen (Northwest Algeria). *Jour.Life. Scien.*, 7 (8):856-861.
- Daoudi A, Bammou M, Haloui Z, Ibijbijen J, & Nassiri L (2017).** Activité antifongique des extraits aqueux de *Calendula officinalis* L, *Urginea maritima* (L.) Baker et *Chenopodium ambrosioides* L. *European scientific journal*, 13 :1857-7881.
- Deepak A, Thippeswamy G, Shivakameshwari M, & Salimath BP (2003).** Isolation and characterization of a 29-kDa glycoprotein with antifungal activity from bulbs of *Urginea indica*. *Biochemical and biophysical research communications*, 311 : 735-742.
- Degez P., 1992.** Contribution à l'étude de la pathologie des pontes associée aux pontes anormales chez *Helix aspersa*. Th. : Med, vet. : Lyon.
- Désiré C.H., et Villeneuve F., 1962.** L'escargot petit gris, livre de zoologie, Edition BORDAS, Paris, 62 ; 68p.
- Diallo D. (2000).** Ethno Pharmacological Survey of Medicinal Plants in Mali and Phytochemical Study of Four of Them: *Glinus oppositifolius* (Azoaceae), *Diospyros abyssinica* (Ebenaceae), *Entada africana* (Mimosaceae), *Trichilia emetic* (Meliaceae). Thèse de Doctorat, Université de Lausanne, Suisse. p. 65-70.
- Didier P., 2006.** Elevage de l'escargot. Consultable sur internet.
- Dizay K, Hamad B (2010).** Cardiovascular studies of white squill (*Urginea maritima*) *Revue extract*. PP :1-11.
- Djaroun N. et Moussaoui T., 2016.** Inventaire qualitatif et quantitatifs des gastéropodes Terrestres au niveau de quatre stations, avec des altitudes différentes dans la région de Tizi-Ouzou.
- Dohou N. (2004).** Approche Floristique, Ethnobotanique, Phytochimique et Etude de L'Activité Biologique de *Thymeleae lythroïdes*. Thèse de Doctorat. Université de Maroc. p. 59. /
- Douafer L. & Soltani N., 2014.** Inventory of Land Snails in Some Sites in the North-East Algeria: Correlation with Soil Characteristics. *Advances in Environmental Biology*, 8(1), 236- 243.
- Douafer L, Zaidi N, Soltani N., 2020.** Seasonal variation of biomarker responses in *Cantareus asperses* and physic-chemical properties of soils from Northeast Algeria. *Environmental Science and Pollution Research* (2020) 27 : 24145–24161. <https://doi.org/10.1007/s11356-020-08694-4>.

- Druart C., 2011.** Effets des pesticides de la vigne sur le cycle biologique de l'escargot dans divers contextes d'exposition, Thèse de Doctorat en Sciences de la Vie et de l'Environnement, Université de Franche-Comté, 326p.
- Dubey B.L., Dwivedi. P., Cassell W.A. & Sahay M., 1993.** Projective Value of Somatic Inkblot Series-II in à 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 RENOUEAU, PARIS. « Chez Crochard, Libraire, place de L'école de Médecin », N° 5. P1084: 438- 440.
- Edwards J.M. & 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.
- Eijsackers, H., 2010.** Earthworms as colonisers: Primary colonisation of contaminated land, And sedimentand soil waste deposits. *Science of the Total Environnement*. 408 : 1759-1769.
- El Hafian M, Benlandini N, Elyacoubi H, Zidane L, & Rochdi A (2014).** Étude floristique et ethnobotanique des plantes médicinales utilisées au niveau de la préfecture d'Agadir-Ida-Outanane (Maroc). *Journal of Applied Biosciences*, 81: 7198-7213.
- 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
- Fernandez M, Vega FA, Arrupe T, & Renedo J (1972).** Flavonoids of squill, *Urginea maritima*. *Phytochemistry*, 11 : 1534.
- Garnault, P. 1988.** Sur les phénomènes de la fécondation chez *Helix aspersa* et *Arionempiricorum*. *Zool. Anz.*, 11: 37-31.
- Genena, M., A. M. and Fatma Mostafa, A. M., 2008.** Molluscicidal activity of six pesticides against the two land snails, *Monachacantiana* and *Eobaniavermiculata* (Gastropoda: Helicidae) under laboratory conditions. *J.Agric. Sci. Mansoura Univ.*, 33 (7): 5307-5315.
- Gentry H.S., Verbiscar A.J. & Banigan T.F. (1987).** Red squill (*Urginea maritima*, Liliaceae). *Economic Botany*. 41: 267-282.
- Ghorabi M et M. Cherouana. 2018.** Etude de l'activité antioxydante de l'extrait aqueux de deux plantes : *Salvia officinalis* et *Drimia maritima*. Mémoire du Master. Université des Frères Mentouri Constantine 1. Algérie.
- Giusti, F., Manganelli G., et Schembri P.J., 1995.** The non-marine molluscs of the Maltese Islands, *Museo Regionale di Scienze Naturali, Torino, Monographie*, 15 : 486-497.

- Godet J.P., 2010.** Intérêt des isopodes terrestres dans l'évaluation de la qualité des sols : recherche de paramètres indicateurs de la pollution par des éléments traces métalliques et contribution à la mise au point d'un outil écotoxicologique de terrain. Thèse de Doctorat. Université de Lille 1, Sciences et Technologie, Discipline : Ecologie, 231 p.
- Gomot 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., 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 A & Gomot L., 1995.** Neurohormonal control of body and shell growth of the snail *Helix*. Bull. Inst. Océa. Monaco, 14, 141 -149.
- Gomot-de Vaufléury A. & Pihan F., 2002.** Methods for toxicity assessment of contaminated soil by oral or dermal uptake in land snails: metal bioavailability and bioaccumulation. Environm. Toxicol. Chemist., 21 : 820-827.
- Grand, C., Faure, O., Harris-Hellal, J., Hedde, M., Le Guédard, M., Pauget, B., Pérès, G., Villenave, C., & De Vaufléury, A., 2012.** Quels bio-indicateurs, pour quels besoins en sites Contaminés ? Journées Techniques Nationales Bio-indicateurs & Phytotechnologies, 1-22p.
- Grive M (2011).** Squill. A modern Herbal. (<https://botanical.com>).
- Guyard, A., 2009.** L'escargot. Consultable sur internet : <http://baladesnaturalistes.hautetfort.com/archive/2009/10/10/l-escargot-de-bourgogne.html>
- Hemissi, S., & Gudrez, K., 2019.** Inventaire des gastéropodes terrestres dans deux sites de La région de Mila (Rouached et Oued endja). Protection des écosystèmes.
- Henning W., 1950.** Grundzüge einer theorie der phylogenetischen systematik.
- Hmamouchi M (1999).** Les plantes médicinales et aromatiques marocaines. Editions FEDALA (Rabat), p: 389.
- Itziou A., Dimitriadis VK., 2011.** Introduction of the land snail *Eobaniavermiculata* as a bioindicator organism of terrestrial pollution using a battery of biomarkers. SciTotal. Environ.409 (6): 1181–1192.
- Jarjes Z, Mahmood A, Sallo A, & Ibrahim H (2016).** Identification of some chemical constituents and antibacterial activity of *Uriginea maritima* (L.) extracts from Kurdistan Region, Bozan area, Alqosh. The official scientific journal of salahaddin University-Erbil, 6:122-131.

- Karas F., 2009.** Gastéropodes terrestres, invertébrés continentaux des pays de la Loire-gretia, 397 P.
- Karumi Y., Onyeyili P. and Ogugbuaja V. (2004).** Identification of Active Principals of Momordica balsamina (Balsam apple) Leaf Extract. Journal of Medical Sciences. 4: 179-182.
- Kerney M.P & 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.
- Kiddy H., 1999.** Tous au sujet des escargots, 36- 38p.
- Koffi N., Beugré K.,Guédé N., Dossahoua T. et Laurent A. (2009).** Screening Phytochimique de Quelques Plantes Médicinales Ivoiriennes Utilisées en Pays Krobou (Agboville, Côte-d'Ivoire). Journal of Sciences and Nature. 6(1): 1-15.
- Kopp B, Krenn L, Draxler M, Hoyer A, Terkola R,Vallaster P, & Robien W (1996).** Bufadienolides from *Urginea maritima* from Egypt. Phytochemistry, 42 : 513-522.
- Kord A, K. Hammoudi et C. Henni .2020.** Activité redenticie de l'extrait du bulbe d'*Urginea maritima*. Revue Agrobiologia (2020) 10(2): 2162-167.
- Ktari M. H. et Rezig M., 1976.** La faune malacologique de la Tunisie septentrionale, Bull.Soc.Sc. Nat. Tunisie, 11 : 31-74.
- Larba R. & Soltani N., 2014.** Use of the land snail *Helix aspersa* for monitoring heavy metal soil contamination in Northeast Algeria. Environ. Monit. Assess., 186 :7.
- Lazli A., 2003.** Contribution à l'étude de deux populations de mésange bleue (*Pauscaemleis ultramarines*) nichant dans deux habitats du Nord-EST algérien : structure du régime alimentaire et effet de la manipulation des niches sur les paramètres morphologiques et hématologiques des poussins. Mémoire de Magister. Université d'Annaba. pp.2-80.
- Louzon, M., Pauget B., Gimbert F., Morin-Crini N., Wong J.W. Y., Zaldibar B., Natal-Da-Luz T., Neuwirthova N., Thiemann C., Sarrazin B., Irazola M., Amiot C., Rieffel D., Sousa J.P., Chalot M., and A. de Vaufléury., 2021.** In situ and ex situ bioassays with *Cantareus aspersus* for environmental risk assessment of metal (loid) and PAH- contaminated soils. Integrated Environmental Assessment and Management — Vol 00, N 00—pp. 1–16.
- Mahboubi M, L. Mohammad, T. Kashani, M, Mahboubi. 2018.** Squill (*Drimia maritima* L.) and its novel biological activity. Oriental Pharmacy and Experimental Medicine. <https://doi.org/10.1007/s13596-018-0341-y>.

- Makhlouf M (1978).** Quelques monocotylédons et dicotylédones toxiques en Tunisie. Thèse de Doctorat Vet. Toulouse, France.
- Mamadou B. (2012).** Étude Ethnobotanique, Phytochimique et Activités Biologiques de *Nauclea latifolia* Smith. Une Plante Médicinale Africaine Récoltée au Mali. Thèse de Doctorat. Université de Bamako. Mali. p. 92.
- Mammadov R, Makasçı-Afacan A, Uysal-Demir D, & Görk Ç (2010).** Determination of antioxidant activities of different *Urginea maritima* (L.) Baker plant extracts. Iranian journal of chemistry and chemical engineering, 29: 47-53.
- Meglitsch P.A., 1974.** Zoologie des invertébrés, Tome 2, des vers aux arthropodes (Annelides, Mollusques, chélicérites). Ed. Dion, Paris, 306p.
- Mehdioui R & Kahouadji A (2007).** Etude ethnobotanique auprès de la population riveraine de la forêt d'Amsittène : cas de la Commune d'Imi n'Tlit (Province d'Essaouira). Bulletin de l'Institut scientifique, Rabat, section Sciences de la vie, 29 :11-20.
- Merad R (1991).** *Scilla maritima* L.Baker. (<http://www.inchem.org>).
- Mezhoud H & Gharboudje F. 2022.** Etude de la toxicité aigüe d'un mollucicide «Métaldéhyde6%GR» sur l'escargot terrestre *Helix aperta* Mémoire du Master 2. Centre Universitaire du Mila. 40 p .
- Notten M.J.M, Oosthoek A.J, Rozema J, & Aerts R., 2005.** Heavy metal concentrations in a soil-plant-snail food Chain along a terrestrial soil pollution gradient. Environmental Pollution, 138: 178-190.
- Oloyede O. (2005).** Chemical Profile of Unripe Pulp of *Carica papaya*. Pakistan Journal of Nutrition. 4(6): 379-381.
- Pascual-Villalobos M.J. (2002).** Anti-insect activity of bufadienolides from *Urginea maritima*. Trends in new crops and new uses. ASHS Press VA. 564- 566.
- Popescu C.C. & Tuffs R.J., 2009.** Modelling the SEDs of spiral galaxies.European Astronomical Society Publications Series, 34: 247-256.
- 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.
- Raven C.H.R.P., 1958.** Morphogenesis: the analysis of Molluscan development. Pergamon Press. Anonyme., 2002.COSEPAC (Comité sur la Situation des Espèces en Péril Au Canada).
- Regoli F., Gorbi S., Fattorini D., Tedesco S., Notti A., Machella N., Bocchett R., Benedetti M. Piva F., 2006.** Use of the land snail *Helix aspersa* as sentinel organism for

monitoring ecotoxi-cologic effects of urban pollution: an integrated approach. Environ Health Perspect 114(1): 63–69.

Ribier C., 1990. Techniques d'élevage et mortalité dans les élevages d'escargots. Thèse med vet.Toulouse.

Salama A.K., Osman K.A., Saber N.A. & Soliman S.A., 2005. Oxidative stress induced by different pesticides in the land snail, *Helix aspersa*. Pak. Jour. Biol. Sci., 8 (1): 92-96.

Saleudin A.S., M., Farrel, C.L., et Gomot, L., 1983. aswBrain extract causes amoeboid movement in vitro in oocytes in *Helix aspersa* (Mollusca). Int. J. Invert. Reprod, 6 : 31-34.

Sandrine., Sylvie., Louise 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 ., Louise pirame., 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).

Sharaf AT, Sawidis T, Diannelidis BE, & Delivopoulos S (2006). Anatomical studies on the adventitious roots of the geophyte *Urginea maritima* (L.) Baker. Journal of biological research, 5: 61-70.

Shiva kameshwari MN, A. Bijul Lakshman A, & Paramasivam G (2012). Biosystematics studies on medicinal plant *Urginea indica* Kunth.liliaceae. A review international journal of pharmacy & life science, 3: 1394-1406.

Soufane F., & Chekouf S., 2019. Inventaire gastéropodes terrestres dans deux sites de la Région de Mila (Sidi Khelifa et Zeghaia). Protection des des écosystèmes.tations de la wilaya de Tizi-ouzou (Aneir Amellal et Draa Ben Khedda).

Spies T, Praznik W, Hofinger A, Altmann F, Nitsch E, & Wutka R (1992). The structure of the fructant sinistrin from *Urginea maritima*. Carbohydrate research, 235: 221-23

Steinhill A (1834). Note sur le genre *Urginea* Nouvelleent forme dans la famille de Liliaes-ann. Science naturelle botanique, 1 : 321-332.

Stiévenart C. & Hardouin J., 1990. Manuel d'élevage des escargots géants africains sous les tropiques. Centre Technique de Coopération Agricole et Rurale, ACP/CEE, De Rietkampen, Pays-Bas, 38 p.

Truelle A (2009). Scille maritime. Le jardin familial des plantes médicinales. (http://www.gloubik.info/sciences/spip.php/article_a91.pdf).

- Verbiscar A. J., Banagan T. F. & Gentry H. S. (1986).** Recent research on red Squill as a rodenticide. In Proceedings Twelfth Vertebrate Pest Conference, USA, 51-56.
- Viard B., Maul A. & Pihan J.C., 2004.** Standard use conditions of terrestrial gastropods inactive biomonitoring of soil contamination. *Journal of Environmental Monitoring*, 6:103-107.
- Yankova I, Ivanova E, Todorova K, Georgieva A, Dilcheva V, Vladov I, Petkova S, Toshkova R, Velkova L, Dolashka P, Iliev I., 2021.** Assessment of the toxicity and antiproliferative activity of hemocyanins from *Helix lucorum*, *Helix aspersa* and *Rapana venosa*. *Bulgarian Chemical Communications*, Volume 53, Special Issue A (pp. 015 – 021) 2021 DOI : 10.34049/bcc.53. A.0003.
- Zaafour M.A. (2014).** Biométrie et dosage du glutathion chez *Helix aspersa* Müller (Gastropoda ; Helicidae) en zones agricole et urbaine polluée dans la région d'El-Hadjar (Annaba, Algérie), *Rev. Sci. Technol. Synthèse*, Vol 28.
- Zaafour M., 2014.** Étude écophysiologique de la reproduction de l'escargot terrestre Petit-Gris (*H. aspersa aspersa*) (Gastropod Stylommatophora Helicidae) dans la Région Nord –Est D'Annaba Algérie. Thèse de Doctorat en Sciences. Université Badji Mokhtar Annaba, 109 p.
- Zaidi N, Douafer L, Hamdani A 2021.** Diversity and abundance of terrestrial gastropods in Skikda region (North East Algeria): correlation with soil physicochemical Factors. *The Journal of Basic and Applied Zoology*, 82: 41.
- Zhao Q., Smith M.L, Stesto B.K., 1994.** The α -conotoxin SNX 111, an N-type Ca^{2+} channel blocker dramatically ameliorates brain damage due to transient focal ischemia. *Acta Physiol. Scand.*, 150 : 459.
- Zouaidia H., 2006.** Bilan des incendies des forêts dans l'Est Algérien cas de Mila.