

Département des Sciences Agronomiques
Mémoire de fin d'étude
Pour l'obtention du diplôme de Master en Agronomie
Spécialité : Protection des végétaux

Présenté par
Mekherbeche Chahrazed
Et
Niati Nadjat

Thème :

Evaluation de l'effet bioinsecticide et biostimulant des extraits des feuilles de *Nerium oleander* L. et *Argania spinosa* L. sur la germination et la croissance des jeunes plantules de tomate et de blé (irriguées par différentes types d'eau).

Soutenu devant le jury le : (09/07/2026)

Presidente : BOUALEM Malika
Promotrice : OSMANE Badiia
Examineur: MORTET Ahmed

Pr
MCB
MCB

Univ Mostaganem
Univ Mostaganem
Univ Mostaganem

Année universitaire: 2025 / 2026

Remerciements

Nous tenons tout d'abord à remercier Allah le Tout-Puissant de nous avoir donné la force, la patience et le courage pour réaliser ce travail.

*Nous adressons nos sincères remerciements à notre promotrice, Mme **OSMANE Badiaa** pour son aide précieuse, ses conseils, son suivi et son soutien tout au long de la réalisation de ce mémoire.*

*Nos remerciements vont également à madame **la présidente** du jury ainsi qu'à **l'examineur** pour avoir accepté d'évaluer ce travail et pour leurs remarques constructives.*

*Nous remercions aussi tout le personnel du **Laboratoire Biochimie 01 et 02** pour leur accueil et leur accompagnement, un grand respect à Madame Fadila pour son aide précieuse le long du travail .*

*Mes sincères remerciements à monsieur **BENALI Sid Ahmed** (ancien chef de département d'agronomie) pour son écoute et ses précieux conseils, A monsieur le chef de département **Dr.TAHRI Miloud** pour son soutien, sa disponibilité remarquable .*

*Nous exprimons notre gratitude aux responsables de la **Conservation des Forêts de Mostaganem** pour leur collaboration et leur aide durant les sorties de terrain et la collecte des échantillons de plante.*

*Enfin, nous remercions toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce mémoire. Je tiens à remercier sincèrement mes collègues, Djrourou Walid **et** Maarouf , pour leur précieuse aide lors de la collecte de l' insecte. Un vif remerciement aux responsables de laboratoire de recherche de protection des végétaux- INES, pour faciliter l'utilisation du Rotavapeur.*

Mes vifs remerciements aux secrétaires du département d'agronomie: Mme Naserine et Mme Zoubida pour leurs disponibilités et leur précieuse aide.

CHAHRAZED ET NADJET

Dédicace

Nous dédions ce modeste travail

À nos très chers parents,

pour leur amour, leurs sacrifices, leurs encouragements et leur soutien permanent tout au long de nos études. Que Dieu les protège et leur accorde une longue vie.

À nos chers frères et sœurs,

pour leur affection, leur aide et leur présence à nos côtés dans les moments difficiles.

À tous les enseignants de l'agronomie,

qui nous ont transmis leurs connaissances et nous ont accompagnés durant notre parcours universitaire.

CHAHRAZED ET NADJET

Résumé

Dans une perspective de chercher de nouvelles alternatives écologiques pour la protection des cultures, ce travail a porté sur l'évaluation du potentiel d'atténuation, biostimulant et bio-insecticide des extraits hydrométhanoliques des feuilles fraîches des deux espèces *d'Argania spinosa* et *Nerium oleander*. D'une part, l'effet de ces extraits a été évalué sur la germination et la croissance des jeunes plantules de blé et de tomate. D'autre part, l'influence des différents types d'eau, des extraits ainsi que des différentes doses de ces traitements a également été étudiée. Alors que, leur activité insecticide a été évaluée sur les individus de puceron (*Aphis gossypii*).

Les résultats obtenus montrent que les fortes doses d'agents chimiques induisent une phytotoxicité totale arrêtant la germination. Cependant, l'imbibition préalable des graines dans certains extraits végétaux a permis d'atténuer efficacement cette toxicité et de restaurer la germination avec un taux de germination de 33% et une longueur des plantules de 1 cm. De plus, les traitements ont permis de maintenir un taux d'humidité de 70% et d'améliorer le rendement global de 20%. En parallèle, l'application de ces mêmes extraits a révélé une action insecticide prometteuse vis-à-vis le puceron avec un taux de mortalité significatif atteignant 100%.

Mots-clés : Extrait *d'Argania spinosa*, Extrait de *Nerium oleander*, germination, eau polluée, bio-insecticide

Abstract

In a perspective of seeking new ecological alternatives for crop protection, this work focused on evaluating the attenuation, biostimulant, and bio-insecticidal potential of hydromethanolic extracts from fresh leaves of two species: *Argania spinosa* and *Nerium oleander*. On one hand, the effect of these extracts was evaluated on the germination and growth of young wheat and tomato seedlings. On the other hand, the influence of different water types, extracts, and varying doses of these treatments was also studied. Meanwhile, their insecticidal activity was evaluated against aphid individuals (*Aphis gossypii*).

The obtained results show that high doses of chemical agents induce total phytotoxicity, arresting germination. However, prior soaking of seeds in certain plant extracts effectively mitigated this toxicity and restored germination, achieving a germination rate of 33% and a seedling length of 1 cm. Furthermore, the treatments maintained a moisture rate of 70% and improved the overall yield by 20%. In parallel, the application of these same extracts revealed a promising insecticidal action against aphids, with a significant mortality rate reaching 100%.

Keywords: *Argania spinosa* extract, *Nerium oleander* extract, germination, polluted water, bio-insecticide.

ملخص

في إطار البحث عن بدائل بيئية جديدة لحماية المحاصيل، ركز هذا العمل على تقييم القدرة التخفيفية، والمحفزة الحيوية، والمبيدة للحشرات المائية للمستخلصات الهيدروميثانولية للأوراق الطازجة لنوعي النباتات: *Argania spinosa* (الأركان) و *Nerium oleander* (الدفلة). من جهة، تم تقييم تأثير هذه المستخلصات على إنبات ونمو البادرات الصغيرة للقمح والطمطم. ومن جهة أخرى، تمت دراسة تأثير أنواع المياه المختلفة، والمستخلصات، بالإضافة إلى الجرعات المختلفة لهذه المعالجات. في حين تم تقييم نشاطها الإبادي ضد أفراد حشرة المن (*Aphis gossypii*).

تظهر النتائج المحصل عليها أن الجرعات العالية من العوامل الكيميائية تؤدي إلى سمية نباتية كاملة توقف عملية الإنبات. ومع ذلك، فإن النقع المسبق للبذور في بعض المستخلصات النباتية سمح بالتخفيف الفعال من هذه السمية واستعادة الإنبات بنسبة إنبات بلغت 33% وطول بادرات وصل إلى 1 سم. علاوة على ذلك، حافظت المعالجات على معدل رطوبة قدره 70% وحسّنت المردود الإجمالي بنسب 20%. وبالموازاة مع ذلك، كشف تطبيق هذه المستخلصات نفسها عن تأثير مبيد واعد ضد حشرة المن، حيث وصل معدل الوفيات الملفت إلى 100%.

الكلمات المفتاحية: مستخلص الأركان، مستخلص الدفلة، الإنبات، المياه الملوثة، مبيد حشري حيوي.

Table de matière

Introduction :	1
CHAPITRE 01 :	4
PARTIE1 :	4
TOMATE	4
(SOLANUM LYCOPERSICUM L.)	4
.Généralité sur la tomate:	5
1.1. Production et Importance économique de la tomate en Algérie :	6
1.2. Production et Importance économique de la tomate en Mostaganem :	6
2. Classification de la tomate :	7
2.1. Classification botanique :	7
3. Caractéristiques morphologique de la tomate :	8
3.1 Racines :	8
3.2 Tiges :	8
3.3 Feuilles :	9
3.4. Fleurs :	10
3.5 Fruits :	10
. Graines :	11
4.Cycle de développement de la tomate :	12
5.Caractéristiques physiologiques de la tomate :	12
5.1. Les exigences climatiques :	12
5.1.1. La température :	13
5.1.2. L'eau et l'humidité :	13
5.2. Les exigences édaphiques :	14
5.2.1. Le sol :	14
5.2.1.1. La température du sol :	14
5.2.1.2. Le pH du sol :	14
5.2.1.3. La salinité du sol :	14
5 .3. Le cycle biologique de la tomate :	14
5.3.1. La germination :	15
5.3.2. La croissance :	15

5.3.3. La floraison :	15
5.3.4. La pollinisation :	15
5.3.5. Fructification et nouaison des fleurs :	16
5.3.6. Maturation du fruit :	16
5.4. Exigences hydriques :	17
5.4.1. Utilisation de la tomate	17
5.4.2. Importance nutritionnelle	17
6. Protection de la culture :	17
6.1 Maladies et ravageurs de la tomate :	18
6.1.2 Les principaux ravageurs sont :	19
7. Recolte et condensation :	21
CHAPITRE 1 :	23
PARTIE II : BLE	23
1 . Généralité sur le blé	24
2 .Origine et diffusion du blé :	25
3. Production du blé :	25
3.1. Production mondiale :	25
3.2. Production algérienne :	25
4. Consommation du blé en Algérie :	26
5. Différences entre blé dur et blé tendre	26
7. Les conditions climatiques :	28
7.1- Température	28
7.2- Eau	28
7.3- L'éclairement	28
7.4- Le Sol	28
8. Morphologie du blé	29
8.1- La graine du blé	29
8.2- Anatomie du grain	29
8.4- L'unité de végétation :	31
8.5. L'ancrage au sol :	31
8.6. La fleur et l'épi :	31
9. Le cycle de développement	32
9.1- Période végétative	32
9.2- Période reproductrice :	33
9.2.1- Montaison–gonflement	33
9.2.2- Épiaison–fécondation :	33

8.3- Formation et maturation des grains.....	33
8.3.1- Grossissement	33
8.3.2- Maturation	33
10. La phytotoxicité du blé :	35
11 .Les Principaux maladies et bioagresseurs du blé	35
11.1. Les principales maladies cryptogamiques	35
12. Les principaux maladies et ravageurs du blé.....	37
CHAPITRE 02 :.....	38
LAURIER ROSE (NERIUM OLEANDER)	38
1. Généralités sur le laurier rose :	39
2. Origine et répartition géographique	39
3. Classification botanique :	40
4.Selon Ozenda (2004), la classification de <i>Neriumoleander</i> est comme suivie :	40
5.1. Feuillage	41
5.2. Floraison et fructification	42
5.3. Toxicité	42
5.4. Étymologie, habitat et écologie.....	42
6. Les différentes variétés de l'espèce <i>Neriumoleander</i> L. :	44
7.Utilisations traditionnelles dans le monde :	45
8. Conditions de culture et techniques de plantation.....	46
8.1. Exigences écologiques et choix du site :	46
8.2. Période de plantation	46
8.3. Protocole technique de plantation	47
10.Les maladies du laurier-rose et leurs traitements :	48
6. Les ravageurs du laurier-rose :	51
CHAPITRE02 :.....	52
L'ARGANIER	52
(ARGANIA SPINOSA)	52
1.Généralité sur l'arganier	53

2 .Historique.....	54
3. Distribution géographique.....	55
4. Importance économique :	57
5 . Classification botanique de <i>Argania spinosa</i> :.....	58
6. Les caractéristiques morphologiques :.....	58
6.1 Feuilles :	58
6.2 Fleurs	59
6.3 Fruit	59
7 .Composition chimique de l'Arganier :	60
7.1 Feuille	60
7.2 Bois.....	61
7.3 Tourteau.....	61
8. Les conditions climatiques :.....	61
9.Ravageurs et maladies de <i>Arganiaspinosa</i>	62
9.1 Principaux insectes ravageurs	62
9.2 Principaux champignons pathogènes :	63
CHAPITRE 03 :.....	64
PARTIE 01 : LES STRESS ABIOTIQUES ET	64
DE LA QUALITE DE L'EAU SUR LA GERMINATION.....	64
1.2. L'Eau de Pluie : Caractéristiques et Impacts Physiologiques	66
1.3. L'Eau de Source : Équilibre Minéral et Effets Stimulateurs	66
2. Le Stress Salin (NaCl) : Mécanismes d'Action Osmotique et Ionique	66
2.1. La Composante Osmotique et la Sécheresse Physiologique	66
2.2. La Composante Ionique, la Toxicité Cellulaire et le Stress Oxydatif	67
3. Physiopathologie et Toxicité Comparée des Métaux Lourds le cuivre CuSO₄ et le mercure Hg)	67
3.1. Le Sulfate de Cuivre (CuSO ₄) :.....	68
3.2. Le Mercure (Hg) :	68
4. Impact de l'Irrigation par les Eaux Usées sur la Germination de la Tomate et du Blé	69
4.1. L'Effet Stimulant :	69
4.2. L'Effet Inhibiteur : Charge Saline, Tensioactifs et Micropolluants	69
4.3. Sensibilité Différentielle : Étude Comparative de la tomate et du blé	70
PARTIE 2: LE PUCERON	71

Generalité sur le puceron :	72
1.2. Classification :	73
1.3. Biologie des puceron	73
1.4. Caractéristiques morphologiques	73
1.5. Cycle de vie de puceron :	74
1.6. Dégâts causés par <i>Aphisgossypii</i>	75
1.6.1. Dégâts directs	75
1.6.2. Réduction du rendement	76
1.6.3. Production du miellat	76
1.6.4. Transmission des virus	77
1.6.5 Puceron du blé et de la tomate	77
CHAPITRE 04 :	80
MATERIEL ET METHODE	80
Objectif	81
Matériel et methode	82
1. Matériel végétal	82
1.1 Prélèvement et récolte :	82
2.1 Rôle de la maison forestiere Stidia comme centre de développement de l'arganier	83
3. Détermination du Taux d'humidité	84
4 .Méthode d'extraction hydromethanoique par le Soxhlet	84
5. Extraction hydromethanoique des feuilles fraîches de <i>Nerium oleander</i> et <i>Argania spinosa</i> par le Soxhlet	86
7. Rendement d'extraction	87
8. Les tests phytochimiques (Screenings)	88
10. Dosage des polyphénols totaux (Méthode de Folin-Ciocalteu) :	93
12. Activité bioinsecticide des extrait hydromethanoiques de <i>Nerium oleander</i> et <i>Argania spinosa</i> sur les individus de puceron :	95
12.1 Matériel animal	95
12.2 Evaluation de l'activité bioinsecticide par un test de contact	96
13. Germination des graines de la tomate :	98

14. Application des differents traitements d' irrigation sur la germination des graines de blé et de la tomate.....	100
14.1 Application du stress par l' irrigation des graines par les eaux polluées et naturelles.....	100
14.2. Évaluation de l'effet (inhibiteur ou biostimulant) des extraits végétaux sur la germination des grines de blé et de la tomate.....	102
14.3 Évaluation d'attenuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induits par l irrigation des eaux pollués (Test de bioamorçage germinatif) :.....	104
CHAPITRE 05:.....	106
RESULTATS	106
ET.....	106
DISSCUSIONS	106
3. Les test phytochimiques :	110
4.Dosage du polyphénol tataux.....	112
5.Résultats des teneurs phénoliques.....	113
6.Dosage de chlorophylle :.....	116
7. Evaluation de l'activité bio insecticide des extraits hydrométhanolique :.....	117
Effet de l'extrait de l' <i>Argania spinosa</i>	117
Effet de l'extrait de <i>Nerium oleander</i>	120
DL50 et 90 :.....	122
8. Taux de germination.....	124
9. A)Effet des differents traitements d irrigation sur la germination des graines de ble :	125
B) Effet d atenuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induit par l'irrigation des eaux pollués sur le blé :.....	132
C. Effet des extrait de l Arganiaspinosa et Neriumoleander sur la germination du blé	136
10. A) Effet des differents traitementsd irrigation sur la germination des graines de tomate :.....	138
□ Effets de différentes qualités d'eau.....	150
C. Effet d atenuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induit par l'irrigation des eaux pollués sur la tomate	153
C. Effet des extrait de l Arganiaspinosa et Neriumoleander sur la germination de la tomate	159
11. La cénitique de germinatiom du blé : (croissance des jeunes plantules).....	163

C. Effet d atténuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induit par l'irrigation des eaux pollués sur le blé	169
C. Effet des extraits de l' <i>Argania spinosa</i> et <i>Nerium oleander</i> sur la croissance de jeune plantule du blé	173
13. La cinétique de tomate :.....	174
A. Effet des différents traitements d'irrigation sur la croissance des jeunes plantules de tomate :.....	174
Effet d atténuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induit par l'irrigation des eaux pollués	191
C. Effet des extraits de l' <i>Argania spinosa</i> et <i>Nerium oleander</i> sur la croissance des jeunes plantules..	197
Discussion générale :	201
Conclusion Générale.....	203
LISTE DES REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	204

LISTE DES FIGURES

- **Figure 01** : Répartition de la tomate à l'échelle internationale (Gallais et Bannerot, 1992), (Échelle 1/212 600 000.....· 2
- **Figure 02** : Production de tomates fraîches en Algérie entre 1994 et 2021 (FAOSTAT, 2023) 3
- **Figure 03** : *[Numéro manquant dans le texte d'origine]*
- **Figure 04** : Système racinaire de la tomate 5
- **Figure 05** : Tige et feuille de la tomate 6
- **Figure 06** : Feuille de tomate 6
- **Figure 07** : Grappe de fleurs de tomate 7
- **Figure 08** : *[Numéro manquant dans le texte d'origine]*
- **Figure 09** : Fruit de la tomate, Schéma d'un fruit en coupe transversale représentant les différentes parties de la baie (Chaux et Foury, 1994)..... 7
- **Figure 10** : Des graines bien visibles dans une coupe transversale d'un fruit mature 8
- **Figure 11** : Les différents stades de vie de la tomate (Huguenin, 2010)8
- **Figure 12** : Schéma représentant le cycle de croissance d'une plante de tomate (Viron, 2010) ...13
- Figure 13** : Maladies de la culture de tomate (Mildiou, Alternariose, Botrytis, Oïdium sur feuilles) (Anonyme, 2013 ; 2015)16
- **Figure 14** : Ravageur de la culture de tomate (*Tuta absoluta*) (Germain, 2009) 17
- **Figure 15** : Blé tendre et blé dur22
- **Figure 16** : Les utilisations industrielles du blé (Boufenar et Yalloui, 2006)22
- **Figure 17** : Anatomie du grain de blé25

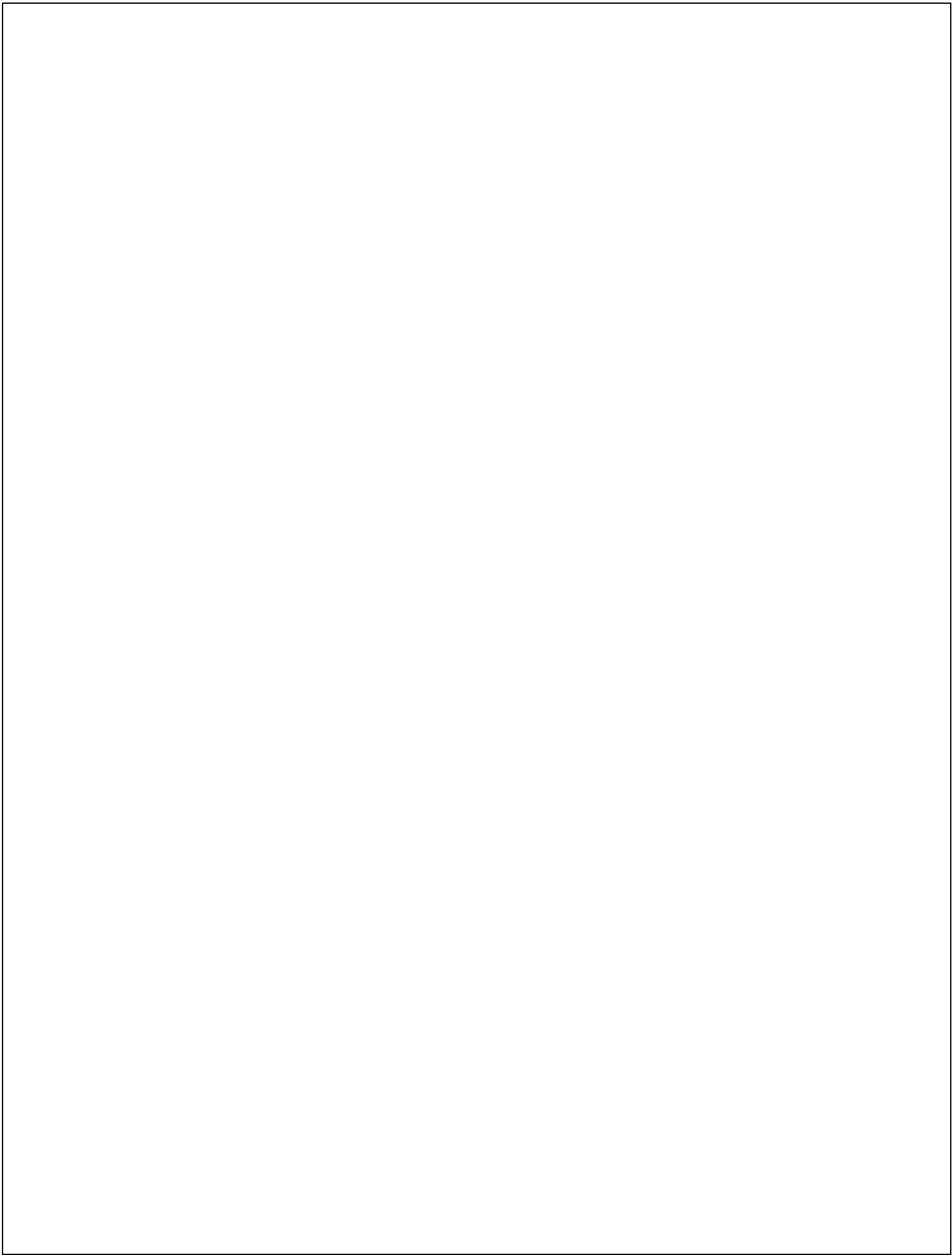
• Figure 18 : La feuille de blé	26
• Figure 19 : La germination des grains de blé	28
• Figure 20 : Cycle de développement du blé	31
• Figure 21 : Septoriose sur feuille de blé	32
• Figure 22 : Fleur du laurier-rose	37
• Figure 23 : Évolution de la floraison d'un laurier-rose : fleurs et feuilles, gousses et graines ..	39
• Figure 24 : Feuilles et tiges de <i>Nerium oleander</i> (Original, 2026)	39
• Figure 25 : Laurier-rose cultivé en pot	44
• Figure 26 : Dessèchement des feuilles de laurier-rose	44
• Figure 27 : Des taches brunes de laurier-rose	45
• Figure 28 : Cochenilles	47
• Figure 29 : L'arbre d' <i>Argania spinosa</i> (Original, 2026)	50
• Figure 30 : <i>Argania spinosa</i> en Algérie	51
• Figure 31 : <i>Argania spinosa</i> au Maroc	52
• Figure 32 : Les feuilles d' <i>Argania spinosa</i>	55
• Figure 33 : Fruit d' <i>Argania spinosa</i> (Original, 2026)	56
• Figure 34 : Effet des métaux lourds sur la tomate.....	64
• Figure 35 : Les individus de puceron (Original, 2026)	68
• Figure 36 : Colonies de pucerons (Original, 2026)	69
• Figure 37 : Cycle de vie d'un puceron (Celini, 2001)	70
• Figure 38 : Jaunissement et enroulement des feuilles	71
• Figure 39 : Réduction du rendement	72
• Figure 40 : Miellat et fumagine noire	72
• Figure 41 : Puceron <i>Sitobion avenae</i> sur triticales (wiki.tripleperformance.fr)	74
• Figure 42 : <i>Aphis gossypii</i> sur la tomate (ephytia.inrae.fr)	75
• Figure 43 : Zone de récolte des échantillons de feuilles des espèces de plantes de <i>Nerium oleander</i> et d' <i>Argania spinosa</i> (Google Earth, 2026)	78
• Figure 44 : Matériel utilisé pour la récolte des échantillons de plantes 'A' ; Feuilles d' <i>Argania</i> <i>spinosa</i> 'B' et <i>Nerium oleander</i> 'C'	79
• Figure 45 : Maison forestière Stidia, Mostaganem	80
• Figure 46 : Extraction par le dispositif de Soxhlet (Original, 2026)	81
• Figure 47 : Évaporateur rotatif (Original, 2026)	83

- **Figure 48** : Test des alcaloïdes pour l'extrait hydrométhanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* "a" et d' *Argania spinosa* "b" 84
- **Figure 49** : Test des tanins pour l'extrait hydrométhanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* "a" et d' *Argania spinosa* "b"85
- **Figure 50** : Test des flavonoïdes pour l'extrait hydrométhanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* "a" et d' *Argania spinosa* "b" 85
- **Figure 51** : Test des quinones libres pour l'extrait hydrométhanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et d' *Argania spinosa* 86
- **Figure 52** : Test des saponines pour l'extrait hydrométhanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et d' *Argania spinosa* 86
- **Figure 53** : Test des quinones libres pour l'extrait hydrométhanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et d' *Argania spinosa* 87
- **Figure 54** : Test des saponines pour l'extrait hydrométhanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et d' *Argania spinosa* 87
- **Figure 55** : [Numéro manquant dans le texte d'origine]
- **Figure 56** : Test des saponines pour l'extrait hydrométhanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et d' *Argania spinosa* 89
- **Figure 57** : Zone de collecte des insectes de pucerons (Google Earth, 2026) 91
- **Figure 58** : Les différentes concentrations des extraits hydrométhanoliques d' *Argania spinosa* et *Nerium oleander* 92
- **Figure 59** : Dispositif de l'application des différentes concentrations des extraits hydrométhanoliques d' *Argania spinosa* et *Nerium oleander* sur le puceron 93
- **Figure 60** : Germination de la tomate 95
- **Figure 61** : Les graines de blé avant la germination..... 95
- **Figure 62** : Les graines de blé après 7 jours de germination..... 95
- **Figure 63** : Application des solutions sur la germination du blé 98
- **Figure 64** : L'application des extraits d' *Argania spinosa* et de *Nerium oleander* avec les dilutions de 20%, 40% et 100% sur le blé 99
- **Figure 65** : L'application des extraits d' *Argania spinosa* et de *Nerium oleander* avec les dilutions de 20% et 40% sur la tomate 99

- **Figure 66** : Application des solutions hautement toxiques préparées précédemment (NaCl à 15 g/L, CuSO₄ à 1,5 g/L, Hg à 1,5 g/L, fongicide à 6 g/L et eau de mer) sur la tomate et le blé101
- **Figure 67** : Le taux d'humidité des feuilles fraîches de deux espèces végétales (*Argania spinosa* et *Nerium oleander*)103
- **Figure 68** : Rendement (%) des extraits hydrométhanoliques des feuilles fraîches d' *Argania spinosa* et *Nerium oleander* 104
- **Figure 69** : Courbe d'étalonnage 108
- **Figure 70** : [Numéro manquant dans le texte d'origine]
- **Figure 71** : Comparaison entre la chlorophylle dans *Nerium oleander* et *Argania spinosa*112
- **Figure 72** : Évolution du taux de mortalité corrigée moyenne (%) d'*Aphis gossypii* traité par différentes doses de l'extrait hydrométhanolique d'*Argania spinosa*114
- **Figure 73 & 74** : [Numéros manquants dans le texte d'origine]
- **Figure 75** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines du blé sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée)..... 121
- **Figure 76** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines du blé sous différentes concentrations de CuSO₄ comparativement au témoin (eau distillée)123
- **Figure 77** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines du blé sous différentes concentrations de fongicide comparativement au témoin (eau distillée)124
- **Figure 78** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines du blé sous différentes concentrations de mercure comparativement au témoin (eau distillée)..... 126
- **Figure 79** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines du blé irriguées par différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer)127
- **Figure 80** : [Numéro manquant dans le texte d'origine]
- **Figure 81** : Évolution du taux de germination (%) des graines du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium)133
- **Figure 82** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée) 135
- **Figure 83** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée)..... 138
- **Figure 84** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate sous différentes concentrations de fongicide comparativement au témoin (eau distillée)141

- **Figure 85** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate sous différentes concentrations de mercure comparativement au témoin (eau distillée)144
- **Figure 86** : Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate irriguées par différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer) 147
- **Figure 87** : Évolution du taux de germination (%) des graines de tomate, pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements : effet de l'eau distillée ; effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium) ; effet des doses toxiques du stress (NaCl, cuivre, fongicide, mercure et eau de mer) ; effet combiné de chaque extrait (Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress152
- **Figure 88** : *[Numéro manquant dans le texte d'origine]*
- **Figure 89** : Évolution de la longueur (cm) des plantules du blé sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée) 160
- **Figure 90** : Évolution de la longueur (cm) des plantules du blé sous différentes concentrations de CuSO₄ comparativement au témoin (eau distillée)161
- **Figure 91** : Évolution de la longueur (cm) des plantules du blé sous différentes concentrations de fongicide comparativement au témoin (eau distillée) 162
- **Figure 92** : Évolution de la longueur (cm) des plantules du blé sous différentes concentrations de mercure comparativement au témoin (eau distillée)..... 164
- **Figure 93** : Évolution de la longueur (cm) des plantules du blé irriguées par différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer) 165
- **Figure 94** : Évolution de la croissance des jeunes plantules du blé, pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements : effet de l'eau distillée ; effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium) ; effet des doses toxiques du stress (NaCl, cuivre, fongicide, mercure et eau de mer) ; effet combiné de chaque extrait (Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress.....· 168
- **Figure 95** : Évolution de la longueur de germination (cm) des graines de blé en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium) 170
- **Figure 96** : Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée) 173
- **Figure 97** : Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate sous différentes concentrations de CuSO₄ comparativement au témoin (eau distillée) 177
- **Figure 98** : Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate sous différentes concentrations de fongicide comparativement au témoin (eau distillée)180

- **Figure 99 :** Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate sous différentes concentrations de mercure comparativement au témoin (eau distillée) 184
- **Figure 100 :** Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate irriguées par différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer) 187
- **Figure 101 :** Évolution de la croissance des jeunes plantules de la tomate, pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements : effet de l'eau distillée ; effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium) ; effet des doses toxiques du stress (NaCl, cuivre, fongicide, mercure et eau de mer) ; effet combiné de chaque extrait (Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress 192
- **Figure 102 :** Évolution de la longueur de germination (cm) des graines de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium) ..196



LISTE DES TABLEAUX

• Tableau 01 : Classification de la tomate	4
• Tableau 02 : Températures requises pour les différentes phases de développement d'un pied de tomate (Dam et al., 2006)	9
• Tableau 03 : Principales maladies cryptogamiques de la tomate (Naika et al., 2005)	15
• Tableau 04 : Principaux ravageurs de la tomate (Shankara et al., 2005 ; GTZ, 1994)	17
• Tableau 05 : Synthèse des impacts des principaux bioagresseurs et maladies du blé	33
• Tableau 06 : Les différentes variétés de l'espèce <i>Nerium oleander</i> L.	40
• Tableau 07 : Principales utilisations de <i>Nerium oleander</i> L. en médecine traditionnelle selon les pays	41
• Tableau 08 : Classification botanique de l'arganier (<i>Argania spinosa</i>) (Ehrig, 1974)	54
• Tableau 09 : Les différentes doses de traitements utilisées	96
• Tableau 10 : Résultats de la SD_{50} et SD_{90} après 24 h, 48 h et 72 h de l'application des différentes doses des deux extraits hydrométhanoliques des feuilles fraîches de <i>Nerium oleander</i> et d' <i>Argania spinosa</i>	118
• Tableau 11 : Évolution du taux de germination (%) des graines de blé, pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements (effet de l'eau distillée ; effet séparé des extraits de plantes [<i>Arganier</i> , <i>Nerium</i>] ; effet des doses toxiques du stress [NaCl 15 g/l, cuivre 1.5 g/l, fongicide 6 g/l, mercure 1.5 g/l et eau de mer] ; effet combiné de chaque extrait [<i>Arganier</i> , <i>Nerium</i>] avec les doses toxiques du stress)	128
• Tableau 12 : Évolution du taux de germination (%) des graines de tomate, pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements (effet de l'eau distillée ; effet séparé des extraits de plantes	

[*Arganier*, *Nerium*] ; effet des doses toxiques du stress [NaCl 15 g/l, cuivre 1.5 g/l, fongicide 6 g/l mercure 1.5 g/l et eau de mer] ; effet combiné de chaque extrait [*Arganier*, *Nerium*] avec les doses toxiques du stress) **150**

- **Tableau 13** : Évolution de la croissance des jeunes plantules de blé, pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements (effet de l'eau distillée ; effet séparé des extraits de plantes [*Arganier*, *Nerium*] ; effet des doses toxiques du stress [NaCl, cuivre, fongicide, mercure et eau de mer] ; effet combiné de chaque extrait [*Arganier*, *Nerium*] avec les doses toxiques du stress) **166**
- **Tableau 14** : Évolution de la croissance des jeunes plantules de tomate, pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements (effet de l'eau distillée ; effet séparé des extraits de plantes [*Arganier*, *Nerium*] ; effet des doses toxiques du stress [NaCl, cuivre, fongicide, mercure et eau de mer] ; effet combiné de chaque extrait [*Arganier*, *Nerium*] avec les doses toxiques du stress) **191**

Liste des abréviations

Abréviation	Signification
NaCl	Chlorure de sodium
CuSO ₄	Sulfate de cuivre
Hg	Mercure
EAG	Équivalent d'acide gallique
mg EAG/g	Milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait
DL ₅₀	Dose létale provoquant 50 % de mortalité
DL ₉₀	Dose létale provoquant 90 % de mortalité
Nm	Nanomètre
Abs	Absorbance
Chl a	Chlorophylle a
Chl b	Chlorophylle b
Chltot	Chlorophylle totale
Car	Caroténoïdes
UV	Ultraviolet
ANOVA	Analyse de la variance

Introduction générale

Introduction :

De nos jours, le secteur agricole à travers le monde se trouve confronté à un défi majeur et permanent qui consiste à augmenter la production alimentaire pour subvenir aux besoins d'une population en croissance continue, tout en protégeant l'environnement des dégradations climatiques (FAO, 2024). Parmi les cultures qui occupent une place hautement stratégique sur le plan économique et nutritionnel, le blé et la tomate représentent des produits de base indispensables pour la sécurité alimentaire mondiale (Barker *et al.*, 2023). Cependant, le rendement et la rentabilité de ces deux cultures restent fortement limités par de nombreux obstacles, qui regroupent à la fois des contraintes environnementales et des attaques biologiques.

Le cycle de vie d'une plante commence toujours par une étape cruciale et très sensible, qui est la germination des semences. C'est durant cette phase initiale que la future plante est la plus vulnérable aux agressions extérieures. D'une part, les facteurs abiotiques perturbent gravement ce mécanisme, à l'exemple de la salinité des sols et des eaux d'irrigation (NaCl) qui bloque l'absorption de l'eau par la graine et induit un stress osmotique (Munns *et al.*, 2008). À cela s'ajoute une menace encore plus grave qui est la pollution des écosystèmes par les métaux lourds. Des éléments comme le cuivre (CuSO₄) et le mercure (Hg), issus des rejets industriels ou de l'utilisation abusive d'engrais, s'accumulent dans le sol et provoquent des toxicités cellulaires sévères chez les jeunes plantules en inhibant les enzymes clés de la germination (Nagajyoti *et al.*, 2010). Dans ce même contexte, la qualité de l'eau utilisée pour l'arrosage joue un rôle déterminant, c'est pourquoi il est devenu indispensable d'étudier et de comparer les effets de différents types d'eaux, comme l'eau de pluie, l'eau de mer, l'eau de robinet et l'eau distillée, sur la viabilité des graines.

D'autre part, la protection de ces cultures contre les maladies pousse souvent les agriculteurs à utiliser massivement des produits chimiques de synthèse, notamment les fongicides. Bien que ces traitements protègent théoriquement les semences, leur accumulation engendre une toxicité chimique secondaire pour la plante elle-même (Dias, 2012). De plus, sur le plan des stress biotiques, les cultures subissent des attaques dévastatrices de la part des ravageurs. Parmi eux, le puceron (*Aphis gossypii*) est considéré comme un ennemi redoutable en agriculture. Ce petit insecte piqueur-suceur affaiblit non seulement la plante en pompant la sève, mais il agit aussi comme un vecteur de virus phytopathogènes, causant des pertes économiques considérables, particulièrement chez la tomate (Blackman et Eastop, 2020).

Pour remédier à l'ensemble de ces problèmes sans détruire les équilibres écologiques, la recherche scientifique moderne s'oriente activement vers le domaine du Biocontrôle, en valorisant les substances naturelles issues du monde végétal (Regnault-Roger *et al.*, 2012). C'est précisément dans cette vision écologique que s'inscrit notre travail de recherche, où nous nous sommes intéressés à l'étude des extraits hydro-méthanoliques de deux plantes très particulières, à savoir l'arganier (*Argania spinosa* L.), un arbre endémique connu pour sa tolérance extrême aux conditions difficiles (El Monfalouti *et al.*, 2010), et le laurier-rose (*Nerium oleander* L.), une plante sauvage célèbre pour sa richesse en métabolites secondaires puissants et ses propriétés toxiques et insecticides (Derwich *et al.*, 2011). L'idée maîtresse de notre étude est d'évaluer le double potentiel de ces extraits végétaux afin de voir, d'une part, s'ils peuvent jouer un rôle protecteur ou stimulant capable d'aider les graines de blé et de tomate à surmonter les effets néfastes de la salinité, des métaux lourds et des fongicides lors de la germination, et d'autre part, de tester leur pouvoir insecticide naturel pour lutter contre le puceron *Aphis gossypii*.

Pour répondre d'une manière claire et précise à cette problématique, notre démarche expérimentale s'est fixée des objectifs bien définis. Nous avons d'abord procédé à l'évaluation du potentiel germinatif sous stress en étudiant en laboratoire l'impact direct de la salinité, de la toxicité du cuivre et du mercure, des fongicides, ainsi que l'influence de la qualité de l'eau d'irrigation sur les graines de blé et de tomate, tout en testant l'effet correcteur des extraits d'*Argania spinosa* et de *Nerium oleander*. Ensuite, nous avons consacré un deuxième axe à l'évaluation de l'activité insecticide pour mesurer l'efficacité biologique de ces mêmes extraits hydro-méthanoliques dans la lutte contre le puceron *Aphis gossypii*. Afin de présenter ce travail de façon logique, ce mémoire est structuré en deux grandes parties, à savoir une partie théorique qui rassemble la synthèse bibliographique sur nos modèles d'étude et les différents stress, suivie d'une partie pratique dédiée au protocole expérimental, à la présentation, ainsi qu'à la discussion des résultats obtenus au laboratoire.

Partie Bibliographiques

Chapitre 01 :
Partie1 :
Tomate
(Solanum lycopersicum L.)

.Généralité sur la tomate:

La tomate (*Solanum lycopersicum* L.) est devenue un des légumes les plus importants du monde. En 2001, la production mondiale de tomates était d'environ 105 millions de tonnes de fruits frais sur une superficie évaluée à 3,9 millions d'hectares (FAO, 2002). Comme c'est une culture à cycle assez court qui donne un haut rendement, elle a de bonnes perspectives économiques et la superficie cultivée s'agrandit de jour en jour. La tomate appartient à la famille des Solanaceae. Cette famille regroupe d'autres espèces qui sont également bien connues, telles que la pomme de terre, le tabac, le poivron et l'aubergine (Peralta *et al.*, 2008).

La tomate est originaire des Andes d'Amérique du Sud. Elle fut domestiquée au Mexique, puis introduite en Europe en 1544 (Matthioli, 1544 ; Rick, 1978). De là, sa culture s'est propagée en Asie du Sud et de l'Est, en Afrique et au Moyen Orient. Plus récemment, la tomate sauvage a été introduite dans d'autres régions de l'Amérique du Sud et au Mexique (**Figure 1**).

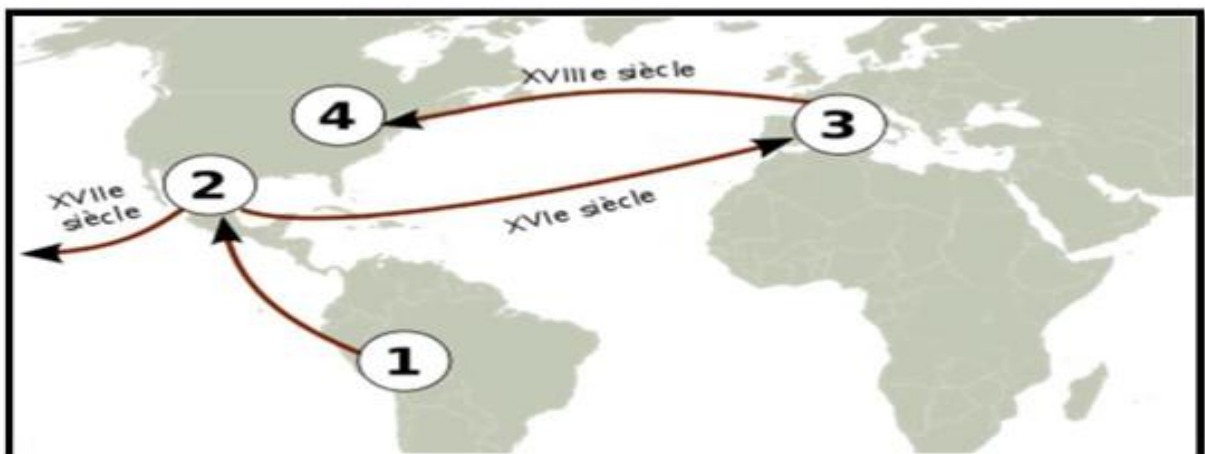


Figure 1: Répartition de la tomate à l'échelle internationale(Gallais et Bannerot, 1992), (Echelle 1/212 600000)

1. Pérou : centre de diversification
2. Mexique : premier centre de domestication
3. Europe : deuxième centre de domestication
4. États-Unis: troisième centre de domestication

1.1. Production et Importance économique de la tomate en Algérie :

La production nationale de la tomate fraîche s'est établie à 1 Millions 600 de tonnes en 2021 (FAOSTAT, 2023). Les plus grandes wilayas productrices de la tomate fraîche sont Biskra, Mostaganem, Tipaza et Ain Defla. Outre la tomate fraîche, la production de la tomate industrielle (destinée à la transformation) a été de 15,4 Millions de qx durant la campagne 2017-2018, avec un rendement de 651 qx/ha. Les plus grandes wilayas productrices de la tomate industrielle sont Skikda avec une production de 4,7 Millions de qx, Taref avec 3,5 Millions de qx, Guelma avec 2,1 Millions de qx et Ain Defla avec 1,7 million de qx (MADR, 2018). (figure 02)

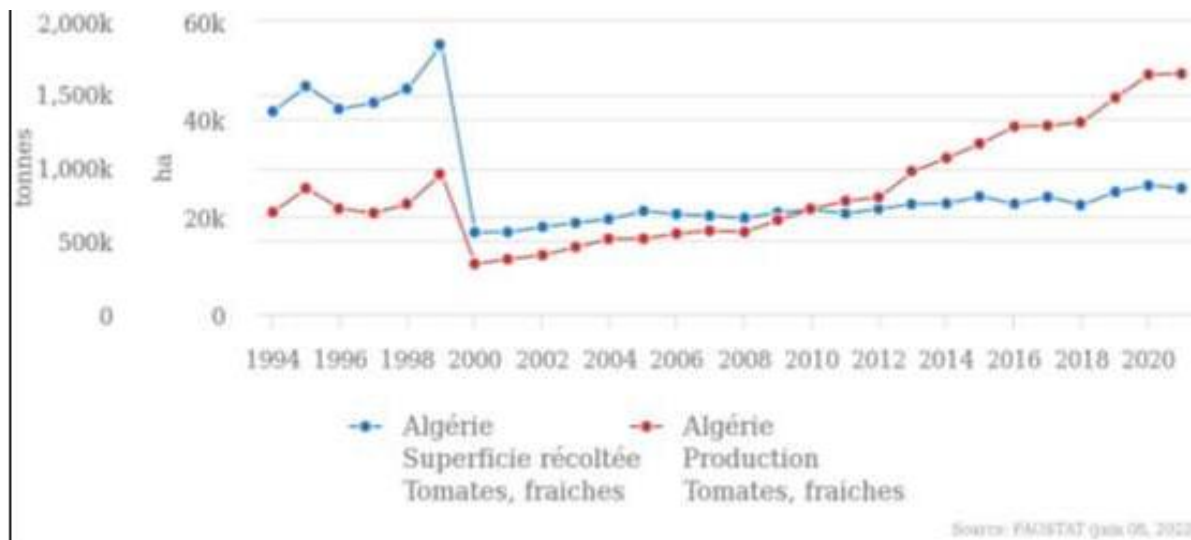


Figure 02: Production de tomates fraîches en Algérie entre 1994 et 2021 (FAOSTAT, 2023)

1.2. Production et Importance économique de la tomate en Mostaganem :

Selon les statistiques de la Direction des Services Agricoles « DSA », la wilaya de Mostaganem est classée parmi les premiers producteurs de tomate en Algérie, cette wilaya enregistrée une production de 1,33 millions de qx sur une superficie de 2 438,5ha, on distingue que la culture de tomate occupe une place très importante dans la production maraîchère sur le plan de la superficie et par conséquent sur la production. (DSA de Mostaganem, 2022).

2. Classification de la tomate :

La tomate est une plante herbacée annuelle à port buissonnant appartenant à la famille des Solanacées. Elle est classée selon des critères différents liés à l'aspect botanique, la composition génétique et le type de croissance (Gallais et Bannerot, 1992). **(Figure 3)**

2.1. Classification botanique :

Les botanistes modifièrent à plusieurs reprises les noms de genre et d'espèce attribués à la tomate. Elle a été classée par Linné en 1753, comme *Solanumlycopersicon*, c'est finalement *Lycopersiconesculentum* attribué par Philipe Mill en 1754, qui a été retenue (Munro et Small, 1997).

Selon Dupont et Guignard .(2012) et Spichiger *et al* .(2004):

La tomate appartient à la classification suivante slon Spichiger *et al* .(2004):

Tableau 1: Classification de la tomate

Règne : Plantae
Sous règne : Trachenobionta
Division : Magnoliophyta
Classe : Magnoliopsida
Sous classe : Asteridae
Ordre : Solanales
Famille : Solanaceae
Genre : <i>Lycopersicum</i>
Espèce : <i>Lycopersicum esculentum</i>



Figure 03 : Plante de tomate (Ouamane, 2022)

3. Caractéristiques morphologique de la tomate :

La tomate est une plante herbacée annuelle, appartenant au groupe des légumes-fruits

3.1 Racines :

Les plantes de la tomate possèdent un système racinaire fort et pivotant qui se développe jusqu'à une profondeur de 50 cm ou plus. La racine principale est très dense, ramifiée et très active sur les 30 à 40 premiers centimètres (Jones, 2007 ; Scholberg *et al.*, 2000). (**Figure 4**)



Figure 04: Système racinaire de la tomate (Hammoum, 2019)

3.2 Tiges :

Le port de croissance varie entre érigé et prostré un peu ligneux en vieillissant. La tige est anguleuse fortement poilue, au début pousse d'une façon monopodiale et devient sympodiale après 4 ou 5 feuilles, il peut atteindre une longueur de 02m ou plus (Naika *et al.*, 2005 ; Atherton & Rudich, 1986). (**Figure 5**)



Figure 5 : Tige et feuille de la tomate (Ouamane, 2022)

3.3 Feuilles :

Les feuilles sont composées, imparipennées et disposées en spirale, comprennent 5 à 7 folioles aux lobes très découpés. Le bord du limbe est denté, elles mesurent 10 à 25 cm de long. Elles portent des poils glanduleux, ces derniers contenant une huile essentielle qui donne son odeur caractéristique à la plante (Bergougnoux *et al.*, 2007 ; Luckwill, 1943). (**figure 6**)



Figure 06 : Feuille de tomate (Hammoum, 2019)

3.4. Fleurs :

Les fleurs sont de couleur jaunâtre, regroupées en cyme (Anonyme, 1999). Elles sont bisexuées ou hermaphrodites puisque les organes mâles (androcée = étamines) et femelles (Gynécée = pistil) sont tous les deux dans la même fleur, elles sont régulières mesurant entre 1.5 et 2 cm de diamètre (figure 5). La structure de la fleur assure une autogamie stricte, mais la fécondation croisée peut avoir lieu grâce aux insectes pollinisateurs (Polese, 2007).

Rey et Costes (1965), rappellent que la formule florale de la fleur qui est la suivante 5 sépales+ 5 pétales+ 5 étamines + 2 carpelles (**figure 7 et 8**)



Figure 07: Grappe de fleurs de tomate

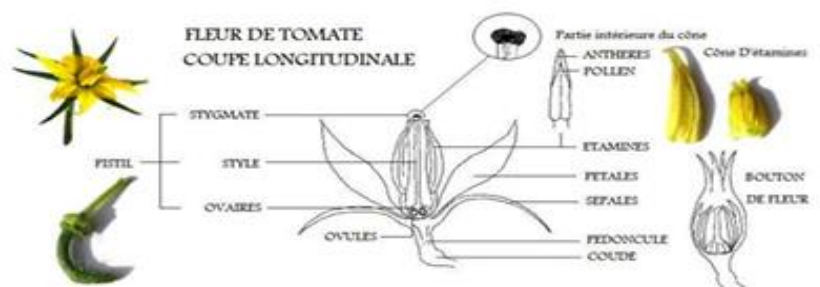


Figure 08 : Coupe longitudinale de fleur

(Hammoum, 2019)

3.5 Fruits :

Baie charnue de forme globulaire ou aplatie avec un diamètre de 2 à 15 cm. Lorsqu'il n'est pas encore mûr, le fruit est vert et poilu. La couleur des fruits mûrs varie du jaune au rouge en passant par l'orange. En général les fruits sont ronds et réguliers ou côtelés (Chaux et Foury, 1994). **(Figure 9)**

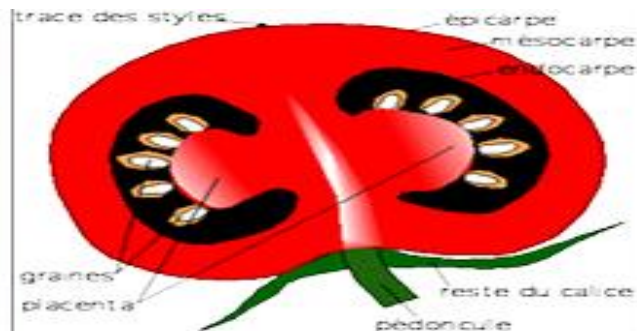


Figure 09 : Fruit de la tomate, Schéma d'un fruit en coupe transversale représentant les différentes parties de la baie (Chaux et Foury, 1994).

. Graines :

Les graines sont nombreuses, en forme de rein ou de poire. Elles sont poilues, beiges, 3 à 5 mm de long et 2 à 4 mm de large. L'embryon est enroulé dans l'albumen. 1000 graines présentent approximativement 2,5 à 3,5 g (Shankara et *al.*, 2005)(figure 10).



Figure 10 : Des graines bien visibles dans une coupe transversale d'un fruit mature (Chaux et Foury, 1994).

4. Cycle de développement de la tomate :

le cycle de développement de la tomate est présenté dans schéma ci-dessous :

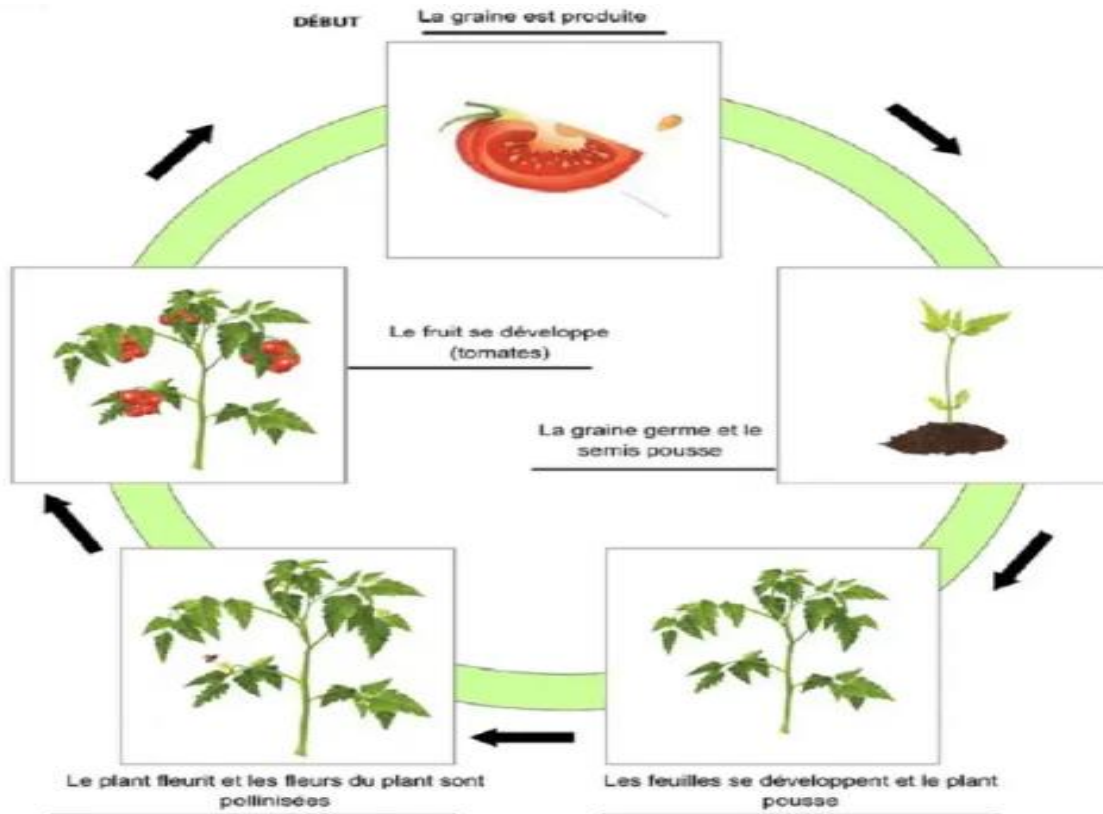


Figure 11 : les différents stades de vie de tomate, (Huguenin, 2010).

5. Caractéristiques physiologiques de la tomate :

5.1. Les exigences climatiques :

Relativement frais et sec est le climat que la tomate exige pour fournir une récolte de quantité et de qualité.

5.1.1. La température :

La plante de la tomate est adaptée à une grande diversité de conditions climatiques, allant du climat tempéré vers le climat tropical chaud et humide. La plupart des variétés exige une température optimale comprise entre 18 et 26°C. Et pour une bonne croissance et nouaison de la tomate, un

équilibre entre la température diurne et nocturne de 10°C est nécessaire (FAO, 2022), cependant si les périodes de froid ou de chaleur interviennent durant tout au long de la floraison. (**Tableau01**).

Tableau 01 : Températures requises pour les différentes phases de développement d'un pied de tomate (Dam *et al.*, 2006).

Phases de développement	Température (°C)		
	Minimale	Intervalle optimal	Maximale
Germination des graines	11	16-29	34
Croissance des semis	18	21-24	32
Mise à fruits	18	20-24	30
Développement de la couleur rouge	10	20-24	30

5.1.2. L'eau et l'humidité :

La sensibilité de les plantes à l'hygrométrie est très élevée, elle ne tolère ni les sols engorgés ni fortement humides. Pour le processus de fécondation, une meilleure hygrométrie relativement ambiante est de 60% à 65%. Si l'humidité est très élevée (plus de 80%), les pollens sont difficilement libérés. Par ailleurs, le développement des maladies cryptogamiques est lié à de fortes humidités accompagné de la chaleur (Sato et Peet, 2018).

L'eau doit être apportée en fonction du développement de la culture et au rayonnement solaire global. Les besoins en eau sont 500 litres/100m²/jour pendant les 40 jours suivant la transplantation et d'environ 1000 litres/100m²/jour pendant la floraison et la maturation (Hooshmand *et al.*, 2019).

5.2. Les exigences édaphiques :

5.2.1. Le sol :

La tomate pousse bien sur la plupart des sols, avec une bonne aération et capacité de rétention d'eau. Les plus préférés sont les sols limoneux profonds bien drainés, légers, meubles, riches en humus, s'échauffant rapidement et facilement. La perméabilité de la couche superficielle avec une profondeur de 15 à 20 cm est favorable à une bonne croissance d'une culture saine. La production de tomate peut être augmentée de près de 50% en passant des sols sableux légers, à des sols limoneux plus lourds (Heuvelink, 2018).

5.2.1.1. La température du sol :

Le pourcentage de levée et la vitesse de germination dépendent fondamentalement à la température du sol (tourbe utile). Cette dernière augmente avec la température jusqu'à une valeur optimale de 25°C, et entre 15°C et 20°C on aura un meilleur pourcentage de levée (Cheng *et al.*, 2021).

5.2.1.2. Le pH du sol :

La tomate supporte modérément un large intervalle de valeurs du potentiel d'hydrogène, mais pousse mieux dans les sols où la valeur du pH varie entre 5,5 et 6,8 (Agele *et al.*, 2019).

5.2.1.3. La salinité du sol :

La tomate est moyennement sensible à la salinité du sol, elle peut supporter des teneurs en sels, allant de 2 à 4g/l. pendant la germination et au début du développement la plante est plus sensible à la salinité. C'est pour cette raison que la concentration saline de la solution nutritive est utile pour maîtriser le développement des jeunes plants (Mani *et al.*, 2020).

5.3. Le cycle biologique de la tomate :

Le cycle végétatif complet de la graine à la graine de la tomate varie selon les variétés, l'époque et les conditions de culture ; mais il s'étend généralement en moyenne de 3,5 à 4 mois du semis, jusqu'à la

dernière récolte (7 à 8 semaines de la graine à la fleur et 7 à 9 semaines de la fleur au fruit) (Gallais et Bannerot, 1992). Le cycle comprend les six étapes suivantes :

5.3.1. La germination :

La germination et le stade de levée qui mène la graine jusqu'à la jeune plante capable de croître normalement. Chez la tomate la germination est épigée, nécessite une température ambiante d'environ 20°C et une humidité relative de 70 à 80%(Naika *et al.*, 2005)..

5.3.2. La croissance :

C'est un changement quantitatif de la plante au cours du temps, qui s'effectue par une augmentation irréversible de ces dimensions. Cette étape se déroule en deux phases et en deux milieux différents :

- **En pépinière** : De la levée jusqu'au stade 6 feuilles, on remarque l'apparition des racines et des prés feuilles
- **En plein champ** : Après l'apparition des feuilles à photosynthèse intense et des racines, les plantes continuent leur croissance. La tige s'épaissit et augmente son nombre de feuille(Naika *et al.*, 2005).

5.3.3. La floraison :

Lorsque le méristème passe de l'état végétatif à l'état reproducteur, les ébauches florales apparaissent et se développent, ce processus correspond à la floraison. Sous l'influence de plusieurs facteurs, naturellement la pollinisation se fait. Elle se traduit par l'apparition des fruits verts. La durée entre la pollinisation et la fécondation est de 2 à 3 jours(Naika *et al.*, 2005)..

5.3.4. La pollinisation :

Les conditions climatiques ont un effet sur la libération et la fixation du pollen, par exemple si la température nocturne est inférieure à 13 °C, la plupart des grains de pollen seraient vides, et une faible humidité dessèche les stigmates qui causent une difficulté du dépôt de pollen (Naika *et al.*, 2005). L'intervention des agents extérieurs est nécessaire pour cette étape, le vent ou certains insectes comme le bourdon. Lorsque des périodes de froid ou de chaleur perdurent pendant la floraison, la production de pollen sera réduite (Naika *et al.*, 2005).

5.3.5. Fructification et nouaison des fleurs :

La nouaison est l'ensemble de gamétogenèse, pollinisation, croissance du tube pollinique, la fécondation des ovules et le développement des fruits « fructification ». La température de nouaison est de 13°C à 15°C. Les nuits chaudes à 22°C sont défavorables à la nouaison (Naika *et al.*, 2005).

5.3.6. Maturation du fruit :

La maturation du fruit se caractérise par grossissement du fruit, changement de couleur, du vert ou rouge. La lumière intense permet la synthèse active de matière organique qui est transporté rapidement vers les fruits en croissance, pour cela il faut une température de 18°C la nuit et 27°C le jour (Viron, 2010)(Figure 12).

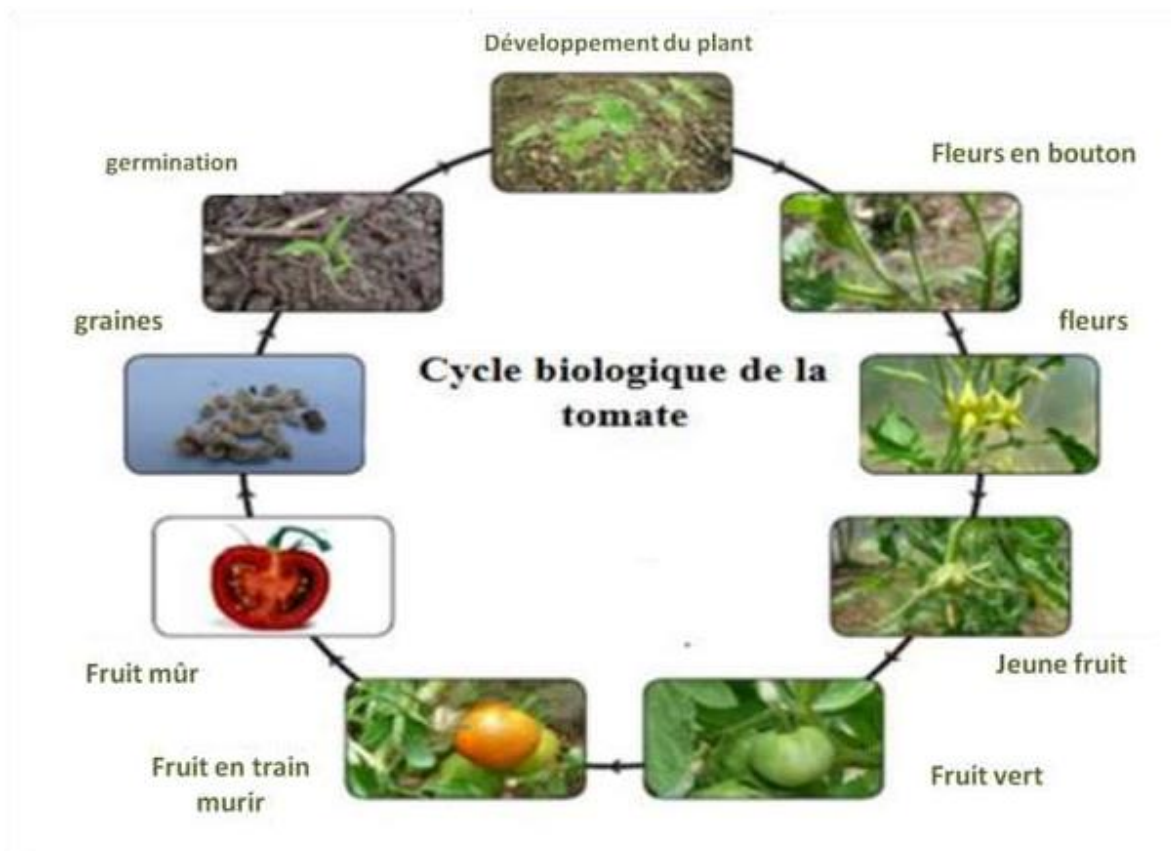


Figure 12 : Schéma représentant le cycle de croissance d'une plante de tomate (Viron, 2010)

5.4. Exigences hydriques :

Selon Chaux et Foury (1994), l'hygrométrie durant la phase végétative doit être maintenue à 70-80% au-delà de cette humidité, cas assez fréquent dans les abris plastiques, les risques des maladies cryptogamiques augmentent.

5.4.1. Utilisation de la tomate

La tomate peut être consommée fraîche crue ou cuite ou en fruit transformés. La tomate a connu de nombreux débouchés ces dernières décennies avec l'explosion de l'industrie de transformation, la tomate est transformée industriellement en plusieurs produits comme les concentrés de tomate, les tomates concassées, les tomates pelées, les jus de tomate, les sauces, les condiments ...etc. (Polese, 2007).

5.4.2. Importance nutritionnelle

La tomate est un légume-fruit qui joue un rôle très important dans notre équilibre alimentaire, elle regorge d'atouts nutritionnels. Elle contient beaucoup d'eau, c'est un puissant antioxydant, elle est riche en vitamines (vitamine C et vitamine A) et en minéraux principalement le Potassium et le Magnésium, elle est riche en fibres, elle joue un rôle de protection de l'organisme et stimule la digestion (Morard, 2013).

6. Protection de la culture :

La tomate est particulièrement sensible à un certain nombre de maladies pour lesquelles il n'existe pas de traitements curatifs, telles que les bactérioses et les viroses. Il est donc important de veiller, lors de la mise en place de la culture :

- * à utiliser des semences indemnes de maladies
- * à désinfecter le support des jeunes plants en pépinière
- * à sélectionner des parcelles n'ayant pas reçu de culture de solanacées depuis au moins deux ans (importance du système de rotation) (Morard, 2013).

6.1 Maladies et ravageurs de la tomate :

6.1.1 Les principales maladies sont : (Tableau 02) (Figure 13)

Tableau 02 : Principales maladies cryptogamiques de la tomate (Naika *et al.*, 2005).

Maladies cryptogamiques	Maladies	Symptômes et dégâts	Moyens de lutte
	Alternariose	Des tâches noirâtres sur les Feuilles. Des tâches chancreuses sur les tiges. Des nécroses sur fruits	Utilisation des variétés résistantes. Rotation culturale. Traitement chimique
	Oïdium	Apparition de tâches jaunâtres sur les feuilles	Assure une bonne aération de serres.
	Mildiou	Apparition de tâches Jaunâtres qui brunissent Rapidement.	Éviter les excès d'azote et d'eau. Une bonne aération aussi.
Maladies bactériennes	Chancre bactérien	Flétrissement unilatéral sur feuilles. Des coupes longitudinales sur tige et pétioles montrent des stries brunâtres.	Eviter les terrains Infestés Aération convenable des serres. Éviter l'apport excessif d'azote Éviter les excès d'eau. Appliquer des fongicides à base de cuivre. Variétés résistantes Éliminer les plants malades
Maladies Virales	Virose apicale – Tomato Yellow Leaf Curl Virus (TYLCV)	Ralentissement de la croissance Jaunissement des folioles. Fruit petits et nombreux.	Lutte préventive contre le vecteur <i>Bemisia tabaci</i> Utiliser les plants sains.
Désordre physiologique	Nécrose apicale	Observations des tâches Brunâtres sur fruit qui se Nécrose par la suite.	Irrigation régulière Apport azoté à base de nitrate. Ebourgeonnage et effeuillage à temps.
	Tomate creuse	Fruits à forme triangulaire, avec loges vides et chair moins épaisse.	Fertilisation potassique avec une bonne maîtresse d'irrigation et bonne fermeture des abris pendant la nuit.



a , Oïdium sur le fruit du tomate

b , Oïdium sur feuilles du tomate



c ,Botrytis

Figure 13 : Maladies de la culture de tomate (Botrytis, Oïdium sur feuilles (Anonyme, 2013; 2015)

6.1.2 Les principaux ravageurs sont :

Actuellement le ravageur de la tomate le plus connu est *Tuta absoluta*. Les ravageurs de la tomate sont classés selon leurs importance (**Tableau 03**) (**Figure 14**) (Shankara *et al.*, 2005 ; GTZ 1994).

Tableau 03 : Principaux Ravageurs de la tomate, (Shankara *et al.* ,2005;GTZ1994).

Ravageurs	Dégâts	Moyens de lutte
La mouche blanche <i>Bemisia tabaci</i>	Transmission des virus	Décaler les dates de semis par rapport à la période d'activité de l'insecte. Arracher les mauvaises herbes qui peuvent héberger les insectes et les virus.
Nématodes <i>(Meloidogyneincognita).</i>	Formation de galles sur racines et perturbation de l'absorption racinaire.	-Désinfecter le sol. -Utiliser des variétés résistantes.
Mineuse de feuille de tomate (<i>Tuta absoluta</i>).	Mines sur feuille causées par la larve, Pouvant évoluer Jusqu'àune destruction Attaque les jeunes fruits verts Complète du limbe.	Installation des filets infect prof sur les ouvrants des multi chapelles, entre les bâches plastiques des tunnels.

**Figure 14 :** Ravageur de la culture de tomate (*Tutaabsolutat*) (Germain,. 2009).

7. Récolte et condensation :

Selon les conditions climatiques et la conduite de la culture, le cycle cultural peut durer de 8 à 10 semaines, de la plantation au début de la récolte. Une culture mal conduite fructifiera plus tôt, alors que dans de bonnes conditions, la croissance végétative dure plus longtemps, mais elle prépare une fructification plus importante et plus étalée.

Les fruits cueillis à maturité complète ne pourront se conserver que quelques jours. On conseillera donc de réaliser la récolte au stade de maturité dénommé "point rosé", c'est à dire à l'apparition de la coloration rose sur l'extrémité du fruit (le reste du fruit étant encore vert ou vert-jaune). Afin de limiter les pertes au transport, il est recommandé de conditionner les fruits en caisses rigides, en superposant au maximum 5 à 6 couches de fruits (Morard, 2013)..

Chapitre 1 :

Partie II : Blé

1 . Généralité sur le blé

Depuis longtemps, les céréales, notamment le blé est devenu un produit de première nécessité à l'échelle mondiale. Son importance dépasse le rôle traditionnel considéré comme aliment (Ammar, 2015) appartient à la famille des Poacées. Parmi eux on retrouve les : le blé, l'orge, l'avoine, le seigle, le maïs, le riz, le millet, le sorgho. Ce sont des espèces généralement cultivées pour leur grain, dont l'albumen amylacé, réduit en farine, est consommable par l'homme ou par les animaux domestiques (Moule, 1971)..

Denosjours, les céréales en général, le blé (dur et tendre) en particulier constituent la principale base du régime alimentaire pour les consommateurs algériens. Il présente, un rôle social, économique et politique dans la plupart des pays dans le monde (Ammar, 2015).

Leur utilisation est très différée principalement en semoulerie et en meunerie, pour produire la semoule à partir du bléduret la farineàpartirdublétendre (Djelti, 2014), et aussi le blé utilisé depuis plusieurs années comme matière première pour la fabrication de biocarburants(Debiton, 2010).

Le blé est en effet la seule céréale donnant une farine panifiable grâce à la nature unique de ces protéines de réserve qui permettent la formation du réseau de gluten (Lesage, 2011). Si le gluten est consommé quotidiennement par des millions d'individus depuis des millénaires et reconnu depuis longtemps pour ses qualités viscoélastiques essentielles à la panification, il est aujourd'hui associé à plusieurs problèmes de santé : maladie cœliaque, allergie au blé, hypersensibilité non cœliaque au gluten (FFAS, 2016).

2 .Origine et diffusion du blé :

En ce qui concerne la localisation de la domestication des blés, on considérait jusqu'à aujourd'hui qu'elle avait eu lieu dans le Croissant fertile, vaste territoire comprenant, selon les auteurs, la vallée du Jourdain et des zones adjacentes de Palestine, de l'Irak, voire de la bordure ouest de l'Iran (Doussinault *et al.*, 1992).

La diffusion des blés vers l'Afrique par la route la plus ancienne gagna l'Égypte vers —6 000 avant aujourd'hui et se poursuivit vers le Soudan et l'Éthiopie, au sud, et vers la Libye à l'est. D'autres voies d'introduction furent maritimes : à partir de la Grèce et de la Crète, certains blés rejoignirent également la Libye ; d'autres, en provenance du Sud de la péninsule italienne et de la Sicile, parvinrent aux côtes de la Tunisie, du Maroc et de l'Algérie (Bonjean, 2001).

3.Production du blé :

3.1. Production mondiale :

Les prévisions de FAO concernant la production des céréales en 2021 ont été abaissées de 29.3 millions de tonnes depuis le précédent rapport datant de juillet et s'établissent à présent à 2788 millions de tonnes. Malgré ce recul ; la production mondiale de céréales devrait tout de même progresser de 0.7 pour cent (18.7 millions de tonnes) par rapport à celle de 2020 (FAO, 2021) la production mondiale de blé en 2021 a été abaissée de 1 million de tonnes et s'établit maintenant à 784,7 millions de tonnes, mais reste encore en hausse de 1,2 pour cent en glissement annuel (FAO, 2021) .

3.2. Production algérienne :

En Algérie, en 2018, la production céréalière était estimée à 41,2 millions de tonnes pour une superficie de 3 385 560 ha, selon les services statistiques de la direction des services agricoles algériens. Par l'importance des superficies occupées et par son rôle dans la sécurité alimentaire du pays, la céréaliculture occupe une place prépondérante dans la production agricole de l'Algérie. Parmi les agents biotiques qui limitent la production céréalière, les nématodes à kystes du genre *Heteroder* provoquent des pertes considérables et représentent une contrainte majeure à l'intensification de la production de céréales (Fatiha *et al.*, 2019).

4. Consommation du blé en Algérie :

Chaque année, environ 3,3 millions d'hectares sont consacrés à des cultures céréalières dont environ 1,5 million d'hectares sont plantés de blé dur, 600 000 hectares de blé tendre, la récolte de céréales a atteint 4 MT dont le blé panifié représentait 1% de la production totale. Le blé était le produit de consommation de base, les habitants des pays magrébins sont les plus gros consommateurs de cette denrée au monde notamment l'Algérie avec près de 600 grammes par personne et par jour. Cette consommation de blé a légèrement augmenté ces dernières années en raison de l'urbanisation accrue, de la croissance de la population et de l'augmentation de la capacité de broyage, mais devrait rester plus ou moins stagnante. Selon (FAO, 2014) l'Algérie est classée en quatrième position au niveau Africaines et à la dix-septième position aux niveaux mondiaux avec une production du blé de 2.4 millions de tonnes, collectée est constituée en moyenne de blé dur 58,7%, blé tendre 33 % (Zettal, 2017).

5. Différences entre blé dur et blé tendre

Le blé dur (*Triticum durum* Desf.) compte parmi les espèces les plus anciennes et constitue une grande partie de l'alimentation de l'humanité, d'où son importance économique (Bouzerzour *et al.*, 2000). Les grains de blé dur servent à la fabrication de semoule matière première de la fabrication des pains, pâtes alimentaires, des galettes et de couscous (Kellou, 2008).

Le blé tendre (*Triticum aestivum* L.) est utilisé pour la panification, la pâtisserie, la biscuiterie. La culture du blé connaît des variations importantes en Algérie que dans le monde entier, ces variations sont généralement causées par des stress abiotiques, entre autres la sécheresse qui provoque une instabilité dans la production suite aux fluctuations touchant ces céréales (Boufenar et Yalloui, 2006). **(Figure 15)**

Blé tendre vs blé dur

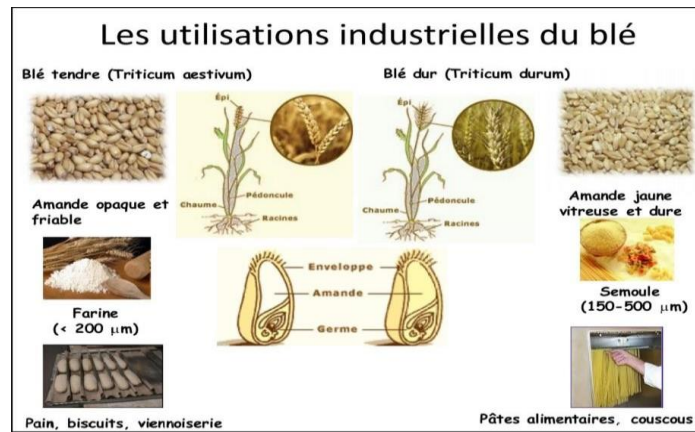


Figure15: Blé tendre et blé dur **Figure16 :** Les utilisations industrielles du (Boufenar et Yalloui,. 2006).

6. La classification botanique de cette plante est donnée selon Linné comme suit(Feillet, 2000):

Famille	<i>Gramineae</i>
Sous-famille	<i>Festucoideae</i>
Tribu	<i>TriticeaeAveneae</i>
Sous-Tribu	<i>Triticineae</i>
Genre	<i>Triticum</i>
Nom commun	Blé tendre(<i>Triticumaestivum</i> L.) Blé dur(<i>Triticumdurum</i> Desf.)

7. Les conditions climatiques :

Le blé est une plante herbacée dont la croissance dépend fortement des conditions du milieu : température, eau, lumière et richesse du sol en éléments minéraux (Battinger, 2002).

7.1-Température

La température influence la vitesse des réactions chimiques. À basse température, la croissance et la synthèse de matière organique ralentissent. Quand la température augmente, la photosynthèse s'intensifie jusqu'à un optimum. Au-delà, les enzymes se dénaturent et l'activité photosynthétique diminue (Battinger, 2002).

7.2- Eau

L'eau est essentielle à la croissance. Elle permet l'ouverture des stomates facilitant l'entrée du CO_2 et assure le transport des éléments minéraux dans la sève brute (Battinger, 2002; Soltner, 1990). Le blé dur est adapté aux climats relativement secs avec des pluies annuelles comprises entre 300 et 1000 mm, bien réparties pendant la croissance, avec des pluies tardives favorisant le remplissage des grains (Amokrane, 2001).

7.3- L'éclairement

La lumière est indispensable aux réactions photochimiques de la photosynthèse, qui produisent l'énergie nécessaire à la synthèse de matière organique. Un déficit lumineux réduit fortement cette activité. Le blé est une plante de pleine lumière (Battinger, 2002 ; Clément et Prats, 1970).

7.4- Le Sol

Les éléments minéraux du sol, absorbés sous forme d'ions, sont nécessaires à la croissance et au développement du blé

Le blé craint les sols tourbeux et ceux riches en sodium, magnésium et fer. Le pH optimal se situe entre 6 et 8 (Battinger, 2002).

8. Morphologie du blé

8.1- La graine du blé

Le grain de blé est un caryopse, c'est-à-dire un fruit sec où la graine est soudée à l'enveloppe du fruit. Il est constitué de :

- Enveloppes externes (péricarpe et tégument) d'origine maternelle
- Albumen riche en réserves, principalement en amidon
- Embryon ou germe, future plante (Gaju *et al.*, 2016).

8.2- Anatomie du grain

Le grain contient un seul cotylédon, caractéristique des monocotylédones, appelé scutellum. L'embryon renferme la plantule, qui donnera la future plante (Gajuet *al.*, 2016)..

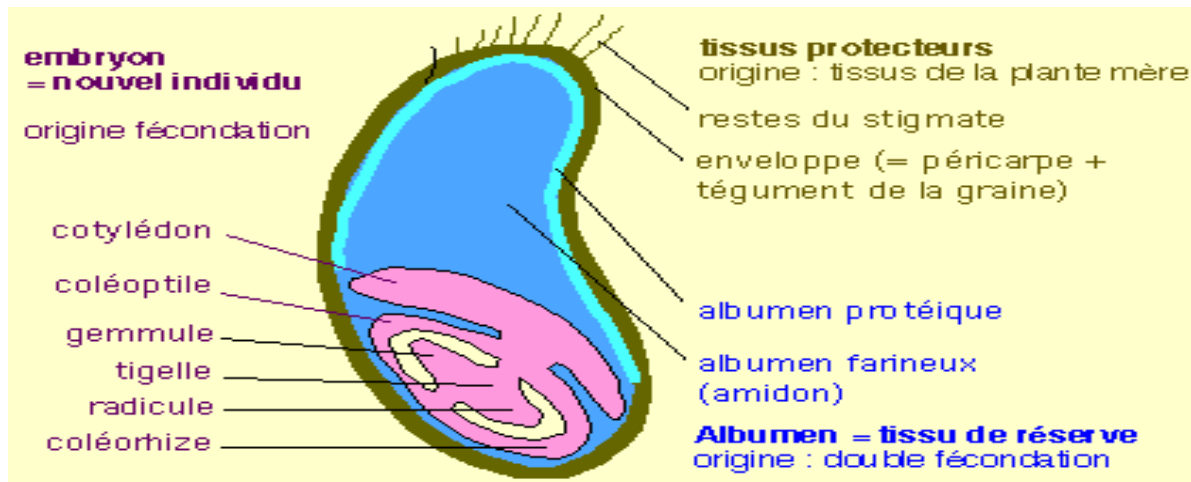


Figure17 :Anatomie du grain de blé (Gaju *et al.*, 2016).

8.3- La feuille de blé :

La feuille des Poacées se compose de :

- Une gaine entourant la tige
- Un limbe (partie plate et allongée)
- Une ligule, petite membrane située entre la gaine et le limbe

Le blé possède environ une douzaine de feuilles sur l'axe principal. La feuille supérieure, appelée feuille étendard, est souvent la plus développée et joue un rôle important dans la photosynthèse (Sreenivasulu et Schnurbush, 2017). **(Figure18).**

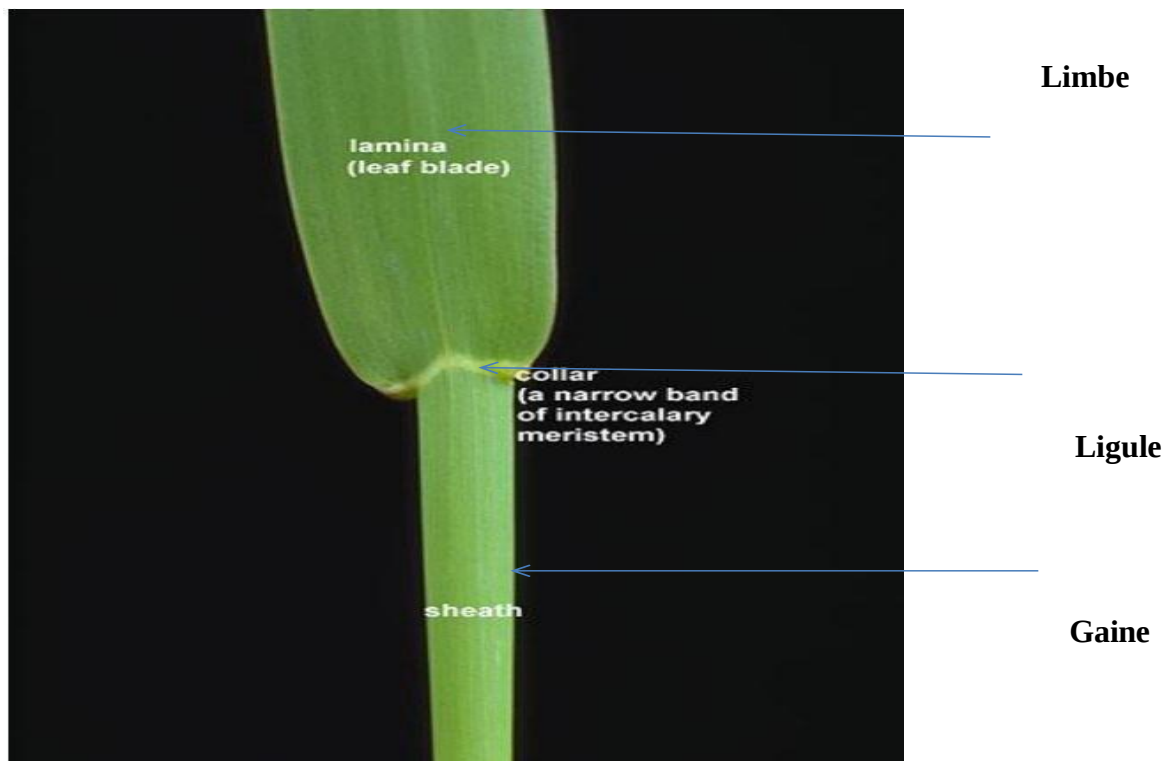


Figure 18 :La feuille de blé (Sreenivasulu et Schnurbush,.2017).

8.4- L'unité de végétation :

La tige du blé est formée d'unités répétées appelées phytomères.

Chaque phytomère comprend :

- Un nœud
- Un bourgeon
- Un entrenœud responsable de l'allongement de la tige
- Le tallage

Le blé produit des tiges secondaires appelées talles, issues des bourgeons situés à la base de la plante. Ce phénomène permet d'augmenter le nombre d'épis, mais chez les variétés cultivées, on observe généralement seulement 1 à 2 talles fertiles en plus de la tige principale (Sreenivasulu et Schnurbush, 2017).

8.5. L'ancrage au sol :

Le blé possède deux types de racines :

- Racines séminales, issues de la graine
- Racines adventives, issues de la base de la tige (collet)

De nouvelles racines se développent aussi pendant le tallage pour renforcer l'ancrage et l'absorption de l'eau et des minéraux (Sreenivasulu et Schnurbush, 2017)..

8.6. La fleur et l'épi :

L'épi est une inflorescence composée d'unités appelées épillets, disposées le long d'un axe central nommé rachis (Gajuet *al.*, 2016).

Chaque épillet contient plusieurs fleurs (jusqu'à 5 ou 6 fertiles).

Un épi peut théoriquement produire plus de 200 grains, mais en pratique on observe plutôt 30 à 60 grains par épi en moyenne (Sreenivasulu et Schnurbush, 2017).

9. Le cycle de développement

Le développement du blé dur correspond aux changements phénologiques depuis la germination jusqu'à la maturité. Il dépend surtout des températures et de la photopériode accumulées (Bouffenaar et *al.*, 2006).

On distingue trois grandes périodes. **(Figure 20)**

9.1- Période végétative

La germination

Quelques jours plus tard apparaît la première manifestation importante de la jeune plante en développement, une sorte d'acte de naissance : le pointement de la radicule (la jeune racine déjà présente dans l'embryon).

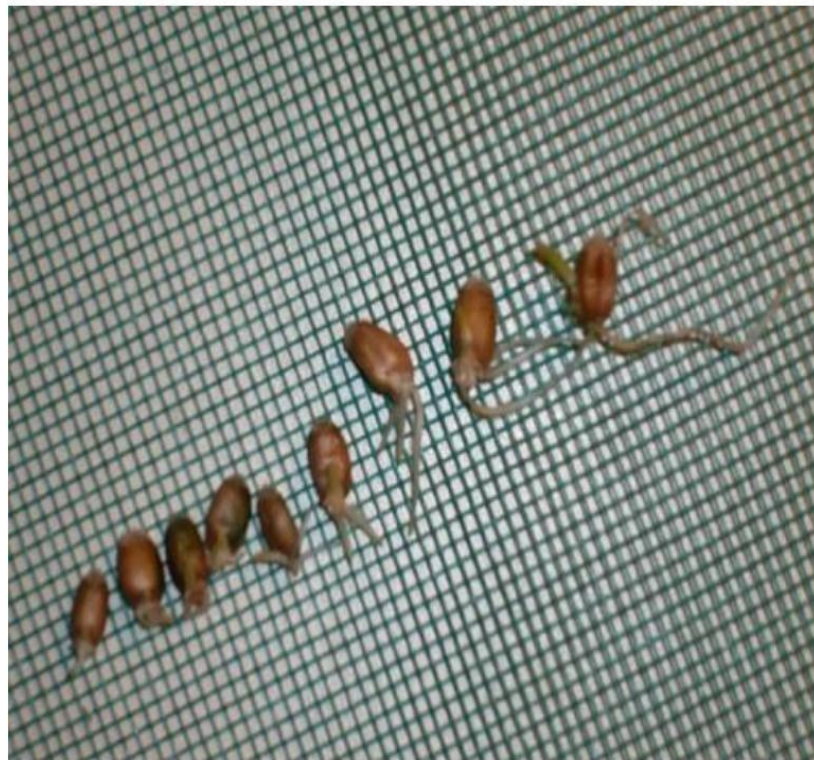


Figure 19 : La germination des grains de blé (Bouffenaar , 2006).

1.1 Elle commence par la germination (sortie de la radicule et de la coléoptile) (Bouffenaar et *al.*, 2006)

1.2 La germination nécessite une graine viable, de l'eau, de l'oxygène et une température favorable (Soltner, 2005).

Elle est suivie du tallage, formation de tiges secondaires à partir des bourgeons axillaires (Soltner, 2005; Gate, 1995).

Une carence en azote réduit le tallage et la croissance des talles (Masle, 1981; Cherfia, 2010). **(Figure 19).**

9.2- Période reproductrice :

Elle débute avec la formation de l'épi, marquant la transition vers la reproduction (Bouffenaar *et al.*, 2006).

9.2.1- Montaison–gonflement : allongement des tiges et forte augmentation des besoins en eau, lumière et azote (Gate, 1995 ; Clément *et al.*, 1975).

L'azote influence le nombre d'épis, de grains et le poids du grain (Hébert, 1975).
Durée $\approx$ 28–30 jours (Bouffenaar *et al.*, 2006).

9.2.2- Épiaison–fécondation : formation complète des fleurs et fécondation ($\approx$ 32 jours).

8.3- Formation et maturation des grains

8.3.1- Grossissement : développement de l'embryon et accumulation des réserves (stade laiteux) (Bouffenaar *et al.*, 2006).

8.3.2- Maturation : accumulation d'amidon et perte d'humidité, passage du stade pâteux à la maturité physiologique (Soltner, 2005 ; Bouffenaar *et al.*, 2006).

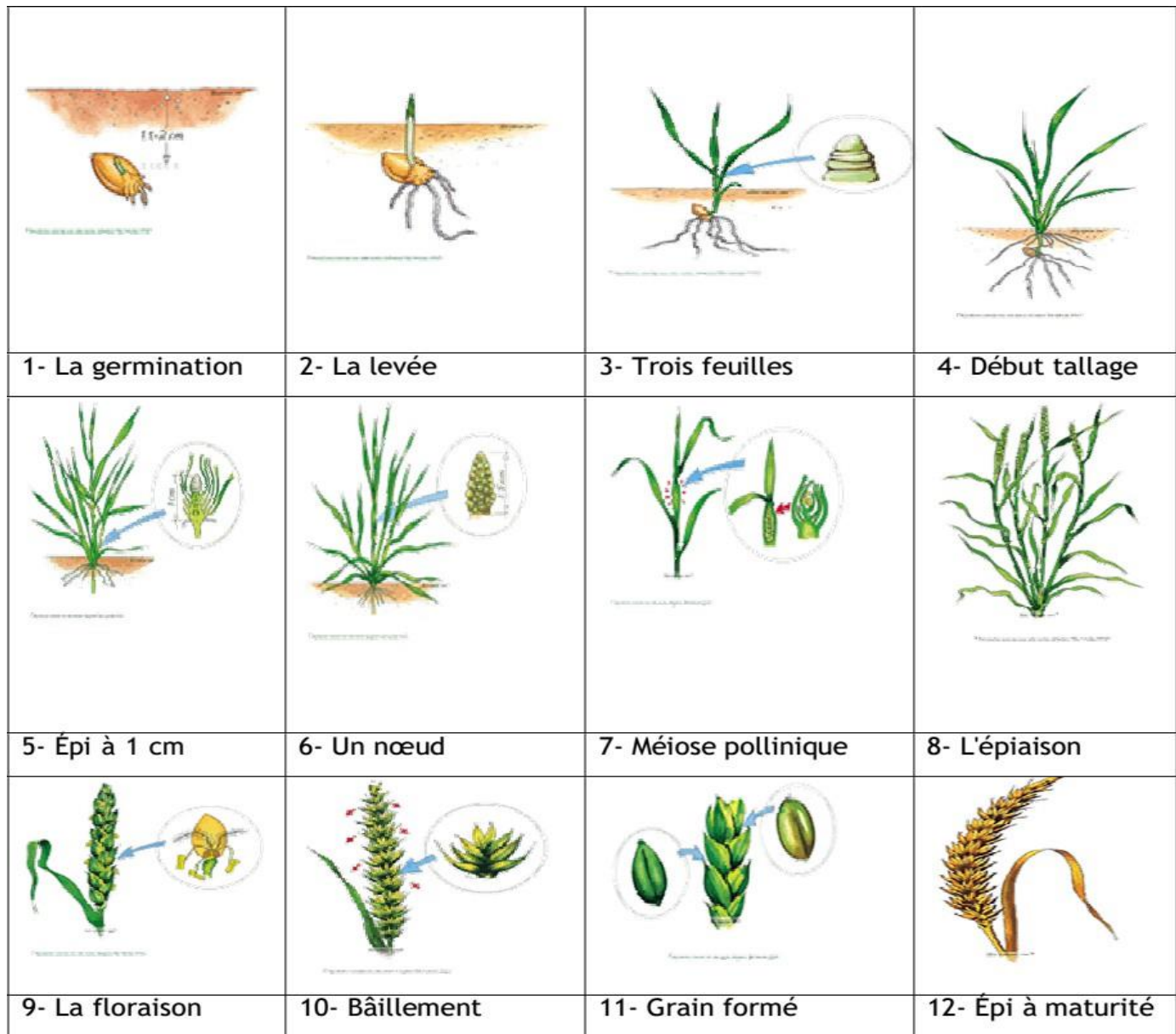


Figure 20 : Cycle de développement du blé (Soltner, 2005)

10. La phytotoxicité du blé :

La phytotoxicité du blé correspond aux effets néfastes provoqués par certaines substances chimiques, notamment les herbicides, sur la culture de *Triticumaestivum*. Elle se manifeste généralement par des symptômes visibles tels que le jaunissement ou le blanchiment des feuilles, un ralentissement de la croissance, voire des déformations morphologiques. Ces effets sont fréquemment observés après l'application d'herbicides d'automne comme défi herbicide, Fosburi ou MCPA, en particulier lorsque les traitements sont réalisés à des stades sensibles (2–3 feuilles). Les conditions climatiques jouent un rôle déterminant : des températures basses ou des amplitudes thermiques importantes limitent la capacité de la plante à métaboliser les molécules actives, ce qui accentue les symptômes (épinasthie, élongation anormale). De plus, l'utilisation d'herbicides systémiques tels que les sulfonylurées peut entraîner une phytotoxicité lorsque les mécanismes de détoxification du blé sont dépassés, notamment en conditions de stress. Toutefois, dans de nombreux cas, ces symptômes restent transitoires et sans impact significatif sur le rendement final (Arvalis – Institut du végétal, 2020 ; ANSES, 2019 ; INRAE, 2021).

11 .Les Principaux maladies et bioagresseurs du blé

La culture du blé est confrontée à de nombreuses menaces biotiques qui peuvent impacter sévèrement le rendement et la qualité technologique des grains. Ces menaces se divisent principalement en deux grandes catégories : les maladies notamment d'origine fongiques et les insectes ravageurs (Mundt , 2009)

11.1. Les principales maladies cryptogamiques

Les maladies fongiques représentent une contrainte majeure pour la productivité du blé, particulièrement lors des printemps humides et doux (Dean *et al.*,2012).

11.1.1Les Rouilles (rouille jaune et rouille brune) : Provoquées respectivement par *Puccinia striiformis* et *Puccinia recondita*. La rouille jaune se manifeste par des pustules alignées en stries jaunes orangées sur les feuilles (climat frais et humide), tandis que la rouille brune présente des pustules brunes dispersées de façon aléatoire (températures plus élevées entre 15 et 25 °C).(Bolton *et al.*,2008)

11.1.2 La Septoriose (*Zymoseptoria tritici*) : C'est l'une des maladies foliaires les plus fréquentes. Elle se caractérise par des taches ovales d'abord chlorotiques qui s'allongent en devenant brun-grisâtre, parsemées de petits points noirs appelés pycnides (organes de fructification du champignon) (Steinberg, 2015). (**Figure 21**)

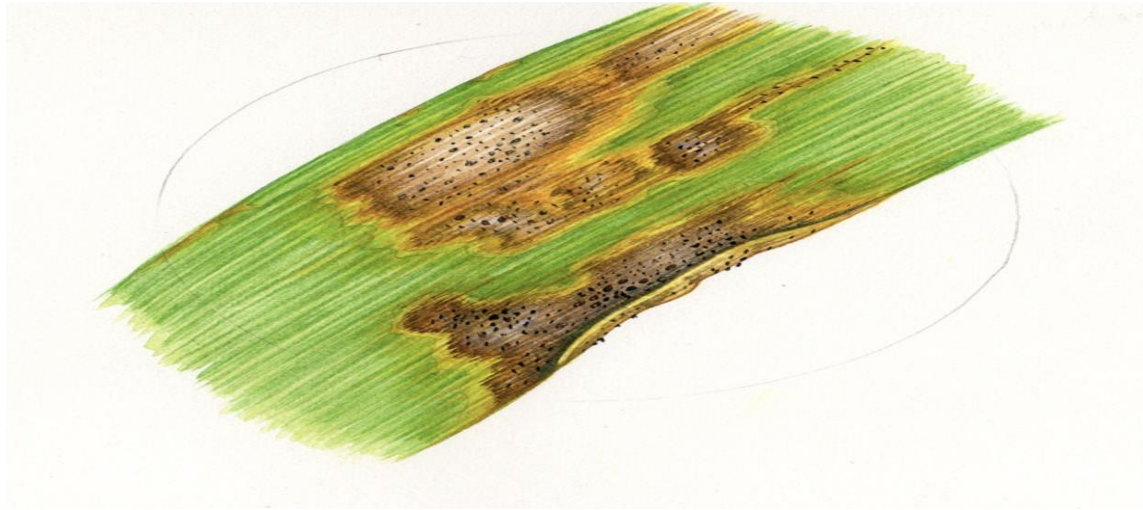


Figure 21 : septoriose sur feuille de blé (Steinberg, 2015)

11.1.3 La Fusariose des épis (*Fusarium graminearum*) : Cette maladie provoque un échaudage précoce des épillets ou de la totalité de l'épi qui blanchit, souvent accompagné d'un feutrage rose/orange (McMullen *et al.*, 2012) . Le risque majeur réside dans la production de mycotoxines (comme le déoxynivalénol), rendant le grain toxique pour la consommation humaine et animale (Pestka, 2007) .

12. Les principaux maladies et ravageurs du blé

Tableau 4 : Synthèse des impacts des principaux bioagresseurs et maladies du blé.

Bioagresseur	Organe cible	Condition favorable	Impact principal
Septoriose / Rouilles	Feuilles	Humidité résiduelle / Pluie	Chute de l'activité photosynthétique
Fusariose	Épis	Pluie pendant la floraison	Perte de rendement et contamination par les mycotoxines
Pucerons	Feuilles et Épis	Automne doux / Printemps sec	Spoliation de sève et transmission de viroses (JNO)
Punaises	Grains (Épis)	Climat chaud et sec en fin de cycle	Destruction du gluten (impropre à la panification)

Chapitre 02 :
Laurier rose
(Nerium oleander)

1. Généralités sur le laurier rose :

Nerium oleander est le nom scientifique du laurier-rose et constitue l'unique espèce du genre *Nerium* (Pagen, 1987). Certaines classifications continuent cependant à distinguer la sous-espèce *oleander* de la sous-espèce *indicum* qui se démarque par ses fleurs très parfumées et son aire de distribution allant de l'Iran à la Chine. *Neriumoleandersubsp.oleander* quant-à-lui pousse spontanément sur le pourtour méditerranéen comme en Crête ou sur le Mont Atlas au Maroc (Farooqi *et al.*, 2018). On le rencontre de façon plus éparse au nord de la Grande Bleue. Les variétés horticoles sont souvent issues du croisement de ces deux sous-espèces.

1. Fiche d'identité de *Neriumoleander*: (Pagen, 1987).

• Nom latin	<i>Nerium oleander</i>
• Famille	Apocynaceae
• Nom commun	Laurier rose
• Floraison	entre mai et octobre
• Hauteur	entre 1 et 5 m
• Exposition	soleil ou mi-ombre
• Type de sol	tout sol frais en profondeur, même médiocre
• Rusticité	Variable (-7 à -16°C)

2. Origine et répartition géographique

Neriumoleander L. se développe notamment aux pays du pourtour du bassin méditerranéen. Il serait originaire du Proche-Orient (Paris *et al.*, 1971). L'espèce croît spontanément sur les berges rocailleuses des rivières, parfois même dans les zones littorales, habituellement dévolues aux espèces halophiles. Adaptée à la sécheresse, le *Neriumoleander* L. est très décoratif pour la beauté de ses fleurs (Paris *et al.*, 1971; Bruneton, 2001). En Afrique du Nord, l'est assez *Nerium oleander* L. commun dans la zone steppique. Algérie sa présence est assez commune, surtout sur les alluvions et les terrains rocailloux. Il avance le long des oueds dans le Sahara du Nord et se retrouve dans les montagnes du Tassili et du Hoggar (Chopra *et al.*, 1971 ; Ratiba, 2003). Le *Neriumoleander* L. se répartit maintenant dans de nombreuses régions du globe au climat méditerranéen ou subtropical (Californie, Australie...) (Ridings, 1976 ; Siddiquiet *al.*, 1987; Siddiquiet *al.*, 1989 ; Begum *et al.*, 1997 ; Begum *et al.*, 1999 ;

Banon *et al.*, 2006). Elle est fréquemment cultivée comme ornemental (Ridings, 1976; Barbosa *et al.*, 2008; Delille, 2007).

3. Classification botanique :

Le Laurier-rose fait partie de la famille des Apocynacées, aux côtés d'autres genres notables tels que les pervenches (*Vinca*), le faux-jasmin (*Trachelospermum*), le frangipanier (*Plumeria*), la rose du désert (*Adenium*) et l'Allamanda. Ces végétaux partagent des caractéristiques morphologiques distinctes, notamment un feuillage persistant et des fleurs dotées de 5 pétales soudés en forme de trompette, exhalant fréquemment un parfum intense. De plus, la présence d'un latex blanc, particulièrement riche en alcaloïdes et s'écoulant de la moindre lésion des tiges ou des feuilles, corrobore cette classification, bien qu'elle ne soit pas un critère d'identification exclusif. Il est d'ailleurs fréquemment cultivé à des fins ornementales (Ridings, 1976 ; Barbosa *et al.*, 2008 ; Delille, 2007).

Historiquement, le latex d'*Adenium* était employé par les populations du Sahel pour empoisonner les flèches destinées à la chasse des prédateurs comme le chacal ou l'hyène. Par ailleurs, des récits historiques rapportent que des soldats napoléoniens auraient subi de graves intoxications après avoir utilisé le bois de laurier-rose pour la cuisson de viande d'agneau. En effet, il est établi que toutes les parties de cette plante renferment un hétéroside cardiotonique extrêmement puissant : l'oléandrine.

4. Selon Ozenda (2004), la classification de *Nerium oleander* est comme suivie :

Règne : Plantae
S/Règne : Tracheobionta
Division : Magnoliophyta
Classe : Magnoliopsida
S/Classe : Asteridae
Ordre : Gentianales
Famille : Apocynaceae
Genre : <i>Nerium</i>
Espèce : <i>Nerium oleander</i> L

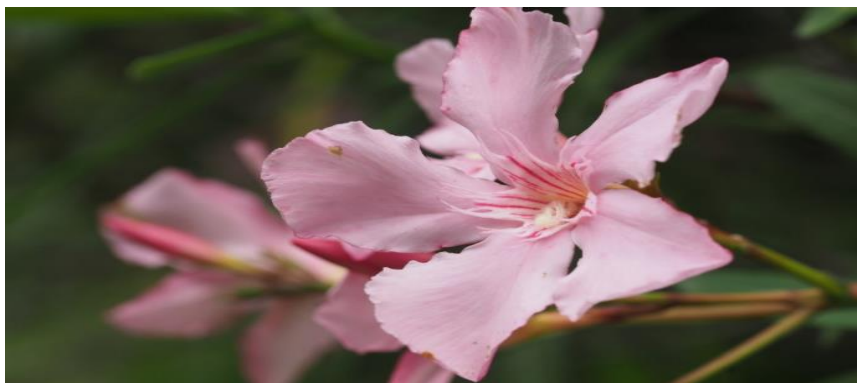


Figure 22 : fleur du laurier-rose (Eva, 2025)

5. Description botanique de *Nerium oleander* L.

Les Lauriers-roses (*Nerium oleander* L.) forment naturellement un arbuste au port touffu globalement arrondi et buissonnant près de la base, à tiges multiples qui se ramifient en hauteur (Pagen, 1987). Les dimensions de l'arbuste varient de 80 cm en tous sens chez les cultivars nains comme 'Little Red' jusqu'à 3 à 5 m chez les variétés vigoureuses telles que 'Géant des Batailles' (Eggli, 2001). La croissance est rapide, surtout lorsque la plante bénéficie de conditions optimales de chaleur et d'humidité. Les jeunes rameaux souples sont lisses et verdâtres avant de se couvrir, avec l'âge, d'une écorce grisâtre peu épaisse (Bonnier, 1990).

5.1. Feuillage

Le feuillage du laurier-rose est assez uniforme chez toutes les variétés, mis à part quelques cultivars à feuillage panaché de jaune comme 'Variegata' (Krüssmann, 1986). La feuille lancéolée possède un court pétiole et un limbe épais, coriace, d'un vert un peu bleuté parfois clair, à revers plus pâle. Elles mesurent 10 à 15 cm de longueur pour 2 à 3 cm de largeur. L'arbuste conserve ses feuilles toute l'année (caractère sempervirent), mais elles sont parfois grillées par le gel, devenant alors grisâtres (Quézel et Santa, 1963). Si les tiges ont résisté, le feuillage se renouvelle au printemps ; dans le cas contraire, un rabattage des tiges mortes est généralement suivi d'une repousse vigoureuse depuis la souche. Une sécheresse intense contribue à faire chuter les feuilles les plus âgées de la base des tiges, un mécanisme classique d'adaptation au stress hydrique (Rhizopoulou et Mitrakos, 1986).

5.2. Floraison et fructification

La période de floraison varie selon le climat ; elle peut s'étendre sur 4 à 5 mois en sol frais et si la chaleur est suffisante. Dans le cas contraire, elle débute au printemps et s'interrompt avant de reprendre en fin d'été (Pagen, 1987). Les dommages dus au gel retardent aussi parfois la floraison. La corolle forme un tube évasé de 3 à 5 cm de diamètre, terminé par 5 lobes. Elle peut être double ou triple et libère quelquefois un parfum intense.

Les fleurs sont réunies en corymbes très denses, principalement en partie terminale des rameaux âgés de 1 ou 2 ans. Cette floraison nectarifère et mellifère offre toute une palette de coloris, du blanc au rouge en passant par le rose, le jaune et même le mauve. Elle est suivie par la formation de longs fruits folliculaires (souvent appelés gousses) rougeâtres. Celles-ci éclatent à maturité, libérant une multitude de petites graines pourvues d'une aigrette de soies blanches, optimisées pour une dissémination anémochore (Herrera, 1991).

5.3. Toxicité

Le laurier-rose est également connu pour la haute toxicité de toutes ses parties due à la présence d'hétérosides cardiotoniques, principalement l'oléandrine (Frohne et Pfänder, 2005). La sève possède une saveur violente, tellement amère et âcre qu'elle rebute rapidement la faune et les consommateurs potentiels. Même si le simple contact cutané n'est pas intrinsèquement dangereux, il ne doit en aucun cas être confondu avec le laurier rose (*Nerium oleander*), dont le bois peut être brûlé pour le barbecue et les feuilles employées pour aromatiser les préparations culinaires (Bruneton, 2009).

5.4. Étymologie, habitat et écologie

Le nom de genre, *Nerium*, proviendrait de *neros*, qui signifie "humide" en grec, ou de *Nerion*, dérivé de Nérée, dieu marin de la mythologie grecque (Chittenden, 1956). L'élément liquide qui apparaît dans ces deux interprétations s'explique par le fait que le laurier-rose sauvage se développe préférentiellement dans les milieux ripisylves et les oueds. Ses longues racines s'ancrent profondément dans le sol pour y puiser la fraîcheur, même sur les flancs des gorges ou dans le lit des rivières asséchées (Zohary, 1973).

Comme en témoignent les populations de lauriers-roses qui se développent de manière spontanée dans les régions arides du Néguev en Israël ou du sud de l'Anti-Atlas marocain, ces arbustes offrent une incroyable tolérance à la sécheresse prolongée (Danin, 1983 ; Fennane *et al.*, 2007). Ils figurent parmi les rares végétaux ligneux profondément ancrés dans les parois des ravins aux côtés d'espèces des genres *Acacia* et *Retama*, parvenant ainsi à affronter les conditions désertiques rigoureuses (Quézel et Santa, 1963).



Figure 23 : Evolution de la floraison d'un laurier-rose : fleurs et feuilles, gousses et graines (Eva,2025)



Figure 24 : Feuilles et tiges de *Nerium Oleander* (Original, 2026)

6. Les différentes variétés de l'espèce *Nerium oleander* L. :

Laurier rose se caractérise de nombreuses variétés ornementales par ses fleurs colorées et se trouve rose, rouge, blanc et jaune, Peut être simple ou complexe Comme indiqué dans le tableau (Huxley, 1992). Les fleurs dégagent une odeur douceâtre à l'état frais et sont peu odorantes une fois séchées (Jouve, 2009).(Tableau05)

Tableau05:Les différentes variétés de l'espèce *Nerium oleander* L.

<i>Nerium oleander</i> 'Mont blanc' (5 à 6 m)	
<i>Nerium oleander</i> 'Splendens' (5 à 6m)	
<i>Nerium oleander</i> 'Petite Salmon' (3 à 4 m)	
<i>Nerium oleander</i> 'Tamour' (5 à 6 m)	
<i>Nerium oleander</i> 'Cavalaire' syn. 'Mme Allen' syn. 'Mme Planchon' (4 à 6 m)	

7.Utilisations traditionnelles dans le monde :

Le *Nerium oleander*L. est employé en médecine traditionnelle pour le traitement de nombreuses maladies et fait d'ailleurs partie de plusieurs pharmacopées locales (Adom *et al.*,2003;Almahyet *al.*, 2006). Elle est utilisée comme un anti caries dentaires (Maftah *et al.*,2003), antichute des cheveux, pour nettoyage et pour la peau, contre les morsures de serpent, lutte les insectes (Oukal,2008). Les usages traditionnels des différents organes de *Neriumoleander*L. Selon les pays sont décrits dans le tableau(**Tableau 06**).

Tableau06: Principales utilisations de *Nerium oleander*L. en médecine traditionnelle selon les pays.

Parties Utilisées	Pays	Indications / (références)
Feuilles ou séchées	Afrique du sud	abortif (Adom. R. O. et col., 2003)
	Algérie	nettoyage et assouplissement des pieds (peau), contre es caries dentaires (Maftah.al., 2003)
	Iran	cardiotonique et diurétique (Adom.l.,2003).
	Maroc	antidiabétique, abortif, démangeaison, mal de tête (Bnouham. al., 2002), antigale, contre la chute des cheveux et l'eczéma(Oukal. Z., 2008).
	Tanzanie et Turquie	antibactérien (Erdemoglu. N. et col., 2003; Adom. Al .,2003).
Différents organes	Cuba	Cuba médecine de folklore (Adom. R. O. et col., 2003).
	Inde et Bangladesh	Antibactérien (Adom. R. O. et col., 2003)

8. Conditions de culture et techniques de plantation

8.1. Exigences écologiques et choix du site :

Incontournable des paysages méditerranéens et des zones littorales douces, le laurier-rose s'est largement acclimaté plus au nord où il est cultivé en grands bacs ou potées sur les terrasses ensoleillées et abritées durant la période estivale (Brickell, 2019).

Sur le plan édaphique, l'espèce est particulièrement tolérante : elle s'accommode de sols pauvres, calcaires, voire de substrats soumis à des remontées d'eau saumâtre ou aux embruns marins (Filippi, 2007). Bien qu'il présente une excellente résistance à la sécheresse prolongée grâce à ses adaptations physiologiques, le laurier-rose ne développe sa pleine vigueur et une floraison optimale que s'il dispose d'un sol profonds et d'une fraîcheur hydrique résiduelle en profondeur (Pagen, 1987 ; Lanza *et al.*, 2011). Une exposition en plein soleil est indispensable pour maximiser l'induction florale.

Note sur la rusticité : La résistance au gel de *N. oleander* reste limitée, surtout durant ses premières années (rusticité générale entre -7°C et -12°C selon les cultivars). Un jeune plant exposé à un gel sévère subit des dommages structuraux importants au niveau aérien. En zone limite, l'application d'un double voile d'hivernage et d'un paillage organique épais au pied est indispensable pour protéger la souche (Brickell, 2019).

8.2. Période de plantation

En raison de la variabilité morphologique des cultivars, l'achat s'effectue idéalement en période de floraison pour valider l'identité de la variété. Sur le terrain, le calendrier de plantation s'ajuste selon les contraintes climatiques régionales (Filippi, 2007) :

- **En régions septentrionales ou fraîches :** Une plantation printanière (mars-avril) est recommandée dès que les risques de gelées tardives sont écartés, permettant au système racinaire de s'installer avant l'hiver (Filippi, 2007).

- **En régions méditerranéennes ou arides :** Une plantation au début de l'automne (septembre-octobre) est préférable afin de profiter des pluies automnales et d'éviter le stress thermique estival (Filippi, 2007).

8.3. Protocole technique de plantation

En pleine terre :

1. **Humidification :** Immersion de la motte dans un récipient d'eau jusqu'à saturation pour assurer une bonne reprise.
2. **Excavation :** Ouverture d'une fosse de plantation de 40 à 50 cm en tous sens (ou d'une tranchée continue dans le cas de haies denses).
3. **Aménagement du substrat :**
 - En sol argileux et compact, apport d'une couche drainante de 10 cm (graviers, sable grossier) pour éviter l'asphyxie racinaire.
 - En sol excessivement sableux ou filtrant, incorporation de fumier composté ou de matière organique décomposée pour améliorer la capacité de rétention d'eau.
4. **Mise en place et tassement :** Positionnement du collet au niveau du sol, remblayage avec la terre d'origine et léger tassement périphérique.
5. **Irrigation et paillage :** Arrosage initial copieux suivi de la mise en place d'un paillis organique ou minéral afin de limiter l'évapotranspiration et la compétition des adventices (Lanza *et al.*, 2011).

En pot :

Pour une culture hors-sol, l'utilisation d'un contenant large et poreux est préconisée. Le substrat doit être constitué d'un mélange équilibré de terre de jardin fertile et de terreau drainant (type terreau pour agrumes ou plantes d'intérieur). L'hivernage s'effectue dans une structure hors-gel lumineuse (serre froide ou véranda non chauffée) maintenue à des températures positives (Brickell, 2019)



Figure 25 : Laurier-rose cultivé en pot (Brickell, 2019)

10. Les maladies du laurier-rose et leurs traitements :

10.1 Laurier-rose avec des feuilles sèches :(Figure 26)



Figure 26 : sèchement des feuilles de laurier rose (Jardin & plantes, 7 mars 2026)

Le jaunissement des feuilles du laurier-rose peut être causé par plusieurs facteurs :

- **Manque d'eau (stress hydrique)** : par temps chaud, la plante perd beaucoup d'eau, donc le sol doit rester frais et humide.
- **Excès d'eau** : trop d'arrosage ou de pluie peut provoquer l'asphyxie et la pourriture des racines, surtout si le sol ne draine pas bien ou si le pot n'a pas de trou.
- **Manque ou excès d'engrais** : le laurier-rose a besoin d'engrais réguliers, mais il faut éviter le surdosage.
- **Froid et gel** : les courants d'air froids et le gel peuvent abîmer la plante.

10.2. Laurier-rose avec des taches brunes :(Figure 27)



Figure 27 : Des taches brunes de laurier rose (Jardin & plantes, 7 mars 2026)

10. 3. Le chancre bactérien du laurier-rose :

L'apparition de macules brun foncé à noirâtres, se multipliant activement sur le limbe foliaire de *Nerium oleander*, constitue le symptôme pathognomonique du chancre bactérien (Smith, 1998). Les organes foliaires affectés subissent une chlorose progressive suivie d'une abscission précoce, tandis que les rameaux colonisés dépérissent et se nécrosent (Jones et Gupta, 2015). Cette affection induit un

ralentissement drastique du développement végétatif et peut, en l'absence de mesures prophylactiques ou curatives, sceller l'issue létale de l'arbuste (Davis, 2020).

Pour circonscrire la dissémination de cet agent pathogène, il est impératif de procéder à l'excision et à la destruction par le feu des tissus infectés, suivies d'une application d'un fongicide cuprique (Martin, 2012). De surcroît, une pulvérisation cuprique post-taille est fortement préconisée afin de prémunir les plaies de toute contamination ultérieure (Harris, 2018).

10.3. La gale bactérienne du laurier-rose :

Cette pathologie est induite par la bactérie phytopathogène *Pseudomonas syringae* (Walker, 2003). Elle se manifeste par la formation d'excroissances et de galles brunâtres au niveau du système racinaire, des tiges et des ramifications, perturbant ainsi les flux de sève et inhibant la croissance globale de la plante (Thomas et Clark, 2011). La transmission du vecteur bactérien est principalement assurée par l'action d'insectes vecteurs ou par l'usage d'outils de taille préalablement contaminés et non désinfectés (White, 2017).

À ce jour, aucun traitement curatif pleinement efficace n'est répertorié (Brown, 2014). La stratégie de lutte repose sur l'élagage rigoureux et le brûlage des parties symptomatiques, complétés par une application mensuelle de bouillie bordelaise durant un trimestre (Taylor, 2019). En cas d'infection systémique sévère, l'éradication totale et la destruction du végétal s'avèrent inévitables (Roberts, 2022).

10.4. L'oïdium ou la poudre blanche du laurier-rose :

L'oïdium est une affection fongique causée par des champignons ectoparasites, dont le développement est catalysé par d'importantes amplitudes thermiques entre les nuits fraîches et les journées chaudes (Lopez, 2009). Le tableau clinique se caractérise par un feutrage blanc poudreux recouvrant la surface des feuilles, ce qui altère significativement l'activité photosynthétique, provoquant un jaunissement suivi d'une chute prématurée du feuillage (Adams et Baker, 2016).

Traitement : La démarche curative consiste à amputer les fractions végétales atteintes, suivie d'une pulvérisation d'une solution alternative à base de bicarbonate de soude additionnée de quelques gouttes de savon noir comme agent tensioactif (Miller, 2021).

6. Les ravageurs du laurier-rose :

Les principaux ravageurs de cet arbuste sont les cochenilles (cochenille farineuse et cochenille à carapace) (**Figure 28**) et le puceron du laurier-rose (appelé *Aphis nerii*). Ces deux parasites ont deux points communs :

- Le fait d'affaiblir l'arbuste en le vidant de sa sève.
- Le fait d'attirer des fourmis et des champignons en sécrétant sur les feuilles une substance sucrée appelée miellat.



Figure 28 :Cochenilles (Adams et Baker, 2016).

Chapitre02 :
L'Arganier
(Argania spinosa)

1. Généralité sur l'arganier

Le nom *Arganiaspinosa* est associé au nom du village d'Argana dans les collines entre Marrakech et Agadir, Alors pour «*spinosa*» ou «épineux» montre que l'extrémité de certains rameaux se durcit en épines (Lewalle, 1991). L'arganier est un arbre qui peut atteindre 8 à 10m de hauteur. Sa couronne est largement déployée quand il n'est pas altéré, lorsque l'arbre est élagué elle est dense et arrondie. Le port variable peut être dressé ou pleureur. Le tronc est tronçonné (2 à 3m), il est tortueux et souvent formé par plusieurs tiges entrelacées (Saint-Laurent, 1932). L'âge de l'arganier ne peut être estimé qu'approximativement en raison de la croissance irrégulière du bois, les cernes d'ailleurs peut visibles, correspondent à des périodes de végétation et non à des années.

En Algérie, Après 16 ans de transplantation, nous signalons le bon comportement de l'Arganier dans les différents sites ex situ. Les mesures dendrométriques des sujets ont donné un accroissement moyen annuel en diamètre de 0.55 centimètre pour une hauteur de 0.23 mètre (Kechairi et Benmahioul, 2019). Body. (1931) donne un accroissement moyen en circonférence de 1,35 à 1,80 cm/an selon les stations. L'accroissement moyen en hauteur varie de 20 à 30 cm/an durant les 20 premières années. Un arbre avec un tronc de 35 à 40 cm de diamètre aurait 125 à 150 ans, la longévité étant de l'ordre de 250 ans (Nouaim *et al.*, 1991). L'arganier possède une grande capacité de rejeter de souche (Kechairi, 2018). Un arbre coupé rejette abondamment, formant un buisson très épineux, impénétrable, qui croît ainsi pendant plusieurs années jusqu'à ce que les pousses centrales soient hors de portée des chèvres (Challot, 1948).



Figure29 : l'arbre de *Argania Spinosa* (Original, 2026)

2 .Historique

Selon Nouaim et al. (1991), l'arganier (*Arganiaspinosa L.*) est considéré comme une espèce relictuelle de la flore tertiaire ayant une aire de distribution passée plus large qu'actuellement. Les études antérieures ont indiqué que les glaciations ont conduit à un déplacement de l'arganier vers le Sud de l'Afrique du Nord, où il s'est maintenu et s'étendait sur plus de 1.500.000 ha au début de notre ère (Monnier, 1965). La distribution de l'arganier en Algérie n'a été établie que récemment, à travers des observations successives dans le Sahara nord-occidental algérien entre avril 1999 et avril 2007, dans le but de cartographier son aire de répartition (Kaabèche *et al.*, 2010).

3. Distribution géographique

3.1 En Algérie

En Algérie, l'Arganier *Argania spinosa* se trouve à l'état sauvage au nord-ouest de la wilaya de Tindouf, sur une superficie d'environ 56.000 ha à Tindouf (Kechairi, 2018). Plus précisément elle se situe entre le djebel Ouarkziz et la Hamada de Draa. Les peuplements d'arganier sont localisés essentiellement sur les lits de certains oueds, notamment à Oued El-Ma, Oued El Gahouene, Oued Bouyadhine, Oued El khebi, Oued Merkala et Oued Targant.(Kechairi, 2009). **(Figure 30)**

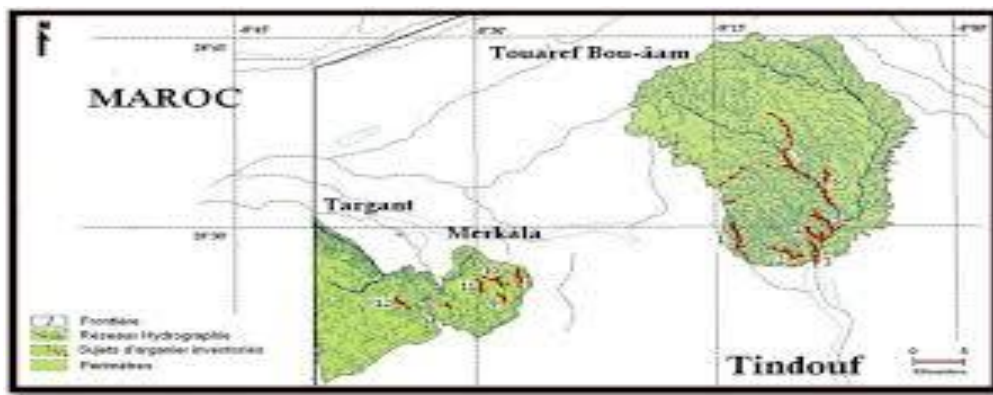


Figure30 :*Argania Spinosa* en Algérie (Kechairi, 2009)

3.2 Au Maroc

L'arganier au Maroc situe au sud-ouest du pays. Il s'étend sur superficie de 871210 ha, soit 18% du domaine forestier marocain. Il se localise sur le long du littoral océanique, depuis l'embouchure de l'oued Tensif au Nord jusqu'à l'embouchure de l'oued Drâa au sud entre les parallèles de la latitude 29° et 32° N (Msanda et *al.*, 2005 ; TarrieretBenzzyane, 1995). Cette essence occupe aussi des lots isolé au nord du Maroc ,à la haute vallée de l'oued Grou,au Sud **(Figure 31)**.



Figure31 : *Argania Spinosa* au Mroc (Msanda et *al.*, 2005 ; TarrieretBenzyane, 1995)

3.3 Au Mostaganem :

Selon les données officielles fournies par la Conservation des forêts de la wilaya de Mostaganem, une quantité supérieure à trois quintaux de semences d'arganier (*Argania spinosa*) a été collectée au cours de la présente saison (APS, 2024). Le bilan de cette campagne de récolte fait état de 3 quintaux et 7 kg de graines. Ces ressources génétiques sont stratégiquement destinées à être introduites au sein de stations expérimentales, ainsi qu'à être distribuées aux exploitants agricoles, aux citoyens et aux enseignants-chercheurs de diverses institutions universitaires (APS, 2024).

Cette production, issue de quatre stations pilotes localisées dans les communes de Stidia, Hassi Mamèche et Aïn Nouïssy, est calibrée pour générer environ 7 000 arbustes (APS, 2024). Parmi ce cheptel végétal, un quota de 800 plants est réservé exclusivement au secteur forestier, tandis que le reliquat sera alloué aux différents demandeurs et acteurs de la filière (APS, 2024). En outre, les services forestiers projettent l'établissement d'une réserve d'arganiers s'étendant sur 4 hectares au sein de la forêt « Les dunes » (commune de Stidia), un site qui abrite actuellement 460 spécimens. Ce projet, intégré au programme de développement de cette culture, vise la préservation de l'écotype local, sa valorisation socio-économique et son homologation en tant qu'espèce d'origine (APS, 2024).

Sur le plan national, la Conservation des forêts de Mostaganem a procédé, au cours des deux derniers exercices, à la distribution de 167 arganiers et de près de 25 kg de semences au profit de pépinières

étatiques et privées, de professionnels du secteur et d'universités réparties à travers plusieurs wilayas, notamment Constantine, Tipaza, M'Sila, Relizane, Tizi Ouzou, Tlemcen, Sétif et Tindouf (APS, 2024). Parallèlement, des initiatives d'extension de cette culture ont été menées à travers sept zones forestières clés de la wilaya, incluant les forêts de Stidia, Aïn Nouïssy, Hassi Mamèche, Safsaf, Khadra, Benabdelmalek Ramdane, ainsi que le parc « Mosta Land » (APS, 2024).

4. Importance économique :

L'*Argania spinosa* présente une importance économique notable en raison de la diversité de ses usages et de la valeur ajoutée de ses produits dérivés. L'huile d'argan, extraite des amandons, est particulièrement prisée pour ses propriétés nutritionnelles et thérapeutiques, riches en acides gras insaturés et en composés antioxydants, ce qui lui confère un intérêt croissant sur les marchés internationaux (Charrouf & Guillaume, 2008). Par ailleurs, l'arganier constitue une ressource essentielle pour les populations rurales, fournissant du bois de chauffage, du fourrage pour le bétail et des fruits valorisables (Boudy, 1950). En Algérie, notamment dans la région de Tindouf, son exploitation reste encore limitée et traditionnelle, en raison du manque de structuration de la filière et de l'insuffisance des investissements dans sa valorisation (Kechairi, 2009). À l'inverse, l'expérience marocaine montre que l'organisation en coopératives et la promotion de produits dérivés peuvent générer des revenus significatifs et contribuer au développement local durable (FAO, 2010 ; Charrouf & Guillaume, 1999). Ainsi, la mise en place de stratégies de valorisation adaptées pourrait renforcer le rôle socio-économique de l'arganier en Algérie, tout en assurant une gestion durable de cette ressource naturelle.

5 . Classification botanique de *Argania spinosa* :

Tableau7. Classification botanique de l'arganier (Ehrig, 1974).

Nom	<i>Argania spinosa</i> L. (skeels)
Embranchement	Phanérogames
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Sous-classe	Gamopétales
Ordre	Ebenales
Famille	Sapotacées
Genre	<i>Argania</i>
Espèce	<i>Spinosa</i>

6. Les caractéristiques morphologiques :

6.1 Feuilles :

Les feuilles de l'arbre d'Arganier sont alternes, en forme de spatule ou lancéolées, longue de 2 à 3cm, couleur vert sombre à la face supérieure, plus claire en dessous (Nouaim *et al.*, 1991). Elles sont persistantes à sub-persistantes et, en cas d'une sécheresse prolongée, l'arbre peut perdre son feuillage entièrement ou en partie (Khallouki *et al.*, 2005). Elles sont de deux types simples portées par les rameaux jeunes et groupées, portées par les rameaux âgés. L'ensemble des feuilles ne portent pas de stomates sur la face inférieure, ce qui caractérise l'arganier comme une espèce hypo-stomatique (Beni-Aameur et Zahidi, 2005). **(Figure 32).**



Figure 32 : les feuilles d'*Argania Spinosa* (Original ;2026)

6.2 Fleurs

L'Arganier est monoïque, les fleurs sont hermaphrodites (Beni-Aameur, 1997). Pentamères sont des glomérules axillaires avec sépales pubescents, arrondis, blancs, succédant à deux bractées. La corolle, jaune est en forme de coupe, elle possède 5 étamines et 5 staminodes à filet court insérés à la base de la corolle (Nouaim *et al.*, 1991). L'ovaire supère est surmonté d'un style court et conique dépasse les étamines (M'hirit *et al.*, 1998). Le transport du pollen par le vent est restreint à de courte distance, ce qui ne laisse comprendre l'intervention des mouches (Calliphoridae) est très utile dans la pollinisation de cette espèce (Khallouki *et al.*, 2005).

6.3 Fruit

Le fruit est une baie à 2 ou 3 graines soudées en un "faux noyau" (fausse drupe), à tégument lignifié très épais contenant l'albumen et la plantule. A maturité, le fruit de grosseur d'une noix est jaune parfois veiné de rouge. Il est de forme variable, ovale, arrondi ou en fuseau. Il est formé d'un péricarpe charnu ou en fuseau. Il est formé d'un péricarpe charnu ou pulpe qui représente 55 à 75% du poids frais du fruit et contient de nombreux canaux laticifères. Ces derniers renferment un latex guttoïde collant, dont la teneur est cependant trop faible pour envisager une utilisation industrielle (Jaccard, 1926). **(Figure 33)**

D'après les analyses de Sandret (1957), la pulpe est très riche en glucide solide ou facilement

hydrolysable (75% de la matière sèche), elle contient également de 6 à 12% de cellulose, 6 à 8% de protides et 5 à 10% de composées extractibles au benzène. La pulpe recouvre un noyau très dur (noix d'Argane) représentant environ un quart du poids du fruit frais. La noix contient une à trois amandes albuminées et huileuses, représentant environ 3% du poids du fruit et renfermant 50 à 60% d'huile.

L'enracinement de l'arbre se prolonge très profondément dans le sol et il peut être traçant lorsque les roches dures s'opposent à son extension, ce qui lui permet de profiter même des faibles quantités des pluies (Neggaz, 2007). Boussalman *et al.* (2003) rapport que les racines de l'Arganier portent des endomycorhizes, champignons symbiotiques à vésicule et arbuscule permettent à la plante d'acquérir les éléments minéraux



Figure33 :Fruit de *Argania Spinosa* (Original ; 2026)

7 .Composition chimique de l'Arganier :

7.1 Feuille

D'après (El kabouss *et al.*, 1995) ; La feuille d'Arganier est très riche en composés poly phénoliques principalement les flavonoïdes.

L'extrait lipidique représente 4.4% des feuilles avec un taux d'insaponifiable de 27%. Ce dernier renferme des stérols (5%), des méthylstérols (1%), des triterpènes monohydroxylés (32%) et dihydroxylés (22%) ainsi que des hydrocarbures et des tocophérols (16%). Les principaux composés isolés sont T- amyrine, N-amyrine, lupéol, i- taraxastérol, érythrodiol, spinastérol et schotténol.

7.2 Bois

Le bois de l'Arganier est particulièrement riche en saponines, celles-ci étant retrouvées à une concentration d'environ 6% .L'étude phytochimique du bois de ce dernier a permis d'identifier trois nouvelles saponines triterpéniques nommées ArganineG, HetJ. Récemment, on a pu isoler cinq nouvelles saponines à partir du bois de l'arganier, qui sont les arganines L, O, P, Q et R.

7.3 Tourteau

C'est les résidus d'extraction de l'huile, de couleur blanchâtre très amer. Il est riche en glucides et en protéines, il renferme un important groupe pharmacodynamique à large spectre d'activité biologique constitué de poly phénols et saponoside

8. Les conditions climatiques :

8.1. Température

L'arganier se développe dans des zones à températures élevées, pouvant atteindre 40 à 50 °C en été, et supporte des hivers doux. Cependant, il reste sensible aux gelées sévères en dessous de -3 à -5 °C (M'Hirit *et al.*, 1998 ; Msanda *et al.*, 2005).

8.2. Pluviométrie

Cette espèce est adaptée aux faibles précipitations, avec une pluviométrie annuelle comprise entre 100 et 300 mm. Elle possède une grande capacité de résistance à la sécheresse (Boudy, 1950 ; Peltier, 1983).

8.3. Ensoleillement

L'arganier est une plante héliophile exigeant un ensoleillement intense et continu, condition essentielle à sa croissance et à sa fructification (Msanda *et al.*, 2005).

8.4. Humidité atmosphérique

Il préfère les climats secs et supporte mal l'humidité excessive, qui peut favoriser certaines maladies cryptogamiques (M'Hirit *et al.*, 1998).

8.5. Vent

L'espèce est bien adaptée aux vents chauds et secs, notamment le sirocco, ce qui renforce son adaptation aux zones arides (Peltier, 1983).

8.6. Altitude

L'arganier se rencontre généralement entre 0 et 1500 m d'altitude, où les conditions climatiques restent favorables à son développement (Msanda *et al.*, 2005).

9. Ravageurs et maladies de *Arganiaspinosa*

9.1 Principaux insectes ravageurs

Les insectes ravageurs constituent une contrainte majeure pour la survie et la productivité de *Arganiaspinosa*, notamment dans les écosystèmes arides fragilisés.

9.1.1. Termites

Les termites attaquent principalement le bois et les racines, provoquant une dégradation progressive des tissus ligneux. Ces attaques sont souvent associées à des conditions de stress hydrique et favorisent l'installation de champignons lignivores, entraînant un dépérissement général de l'arbre (Peltier, 1983 ; M'Hirit *et al.*, 1998).

9.1.2. Cochenilles (insectes piqueurs-suceurs)

Les cochenilles se nourrissent de la sève des feuilles et des jeunes rameaux, ce qui entraîne un jaunissement (chlorose), un affaiblissement de la plante et parfois une chute prématurée des feuilles. Elles peuvent également favoriser le développement de la fumagine (Msanda *et al.*, 2005).

9.1.3. Rongeurs

Certains rongeurs, comme l'écureuil de Barbarie (*Atlantoxerusgetulus*) et le rat de l'arganier, consomment les fruits et les amandes, réduisant ainsi le rendement en graines et la régénération naturelle (M'Hirit *et al.*, 1998).

9.2 Principaux champignons pathogènes :

Les maladies fongiques affectent principalement les organes végétatifs et les jeunes plants.

9.2.1. Pestalotiopsisclavispora

Ce champignon est responsable de nécroses des pétioles et des feuilles, provoquant un jaunissement progressif et la mortalité des boutures, pouvant atteindre 90 à 100 dans certains cas. Il constitue une contrainte importante en pépinière (El Hadrami *et al.*, 1995 ; Msanda *et al.*, 2005).

9.2.2. Champignons lignivores

Les champignons lignivores colonisent les tissus ligneux affaiblis, notamment après des attaques d'insectes ou des blessures. Ils provoquent la décomposition du bois et participent au dépérissement des arbres adultes (Peltier, 1983).

Chapitre 03 :
***Partie 01 : Les stress abiotiques et
de la qualité de l'eau sur la
germination***

Introduction :

La germination des semences et le développement précoce des plantules constituent les phases les plus critiques et les plus vulnérables du cycle de vie des angiospermes (Bewley *et al.*, 2013). En tant qu'organismes sessiles, les plantes sont continuellement soumises à des contraintes environnementales fluctuantes, qualifiées de stress abiotiques (Suzuki *et al.*, 2014). Parmi ces contraintes, la qualité physico-chimique de l'eau, la salinité des sols et la pollution anthropique par les métaux lourds représentent des facteurs limitants majeurs pour la productivité agricole mondiale (Parihar *et al.*, 2015). L'évaluation de la tolérance ou de la sensibilité de cultures d'intérêt socio-économique, telles que la tomate et le blé, face à ces stress combinés, s'avère indispensable pour optimiser les rendements dans les zones arides et semi-arides (Fahad *et al.*, 2017). Ce chapitre dresse une synthèse approfondie des mécanismes physiologiques, biochimiques et moléculaires régissant les réponses cellulaires de ces deux espèces face aux agressions environnementales.

1. Influence de la Qualité et de la Source de l'Eau sur la Cinétique d'Imbibition :

L'eau est le facteur déclenchant indispensable à la transition de la graine de l'état de vie ralentie (quiescence) à l'état de vie active. Cependant, les propriétés physico-chimiques et l'origine de la source hydrique influencent directement la cinétique d'imbibition et le potentiel de germination (Bradford, 2019).

1.1. L'Eau Distillée comme Milieu Témoin Optimal :

L'eau distillée, exempte de solutés, de xénobiotiques et de charges minérales, présente un potentiel hydrique maximal (Taiz *et al.*, 2015). En conditions de laboratoire, elle sert de référence absolue (Témoin). Elle permet un gradient de potentiel hydrique optimal entre le milieu extérieur et les tissus déshydratés de la graine, garantissant une hydratation cellulaire rapide. Cette phase d'imbibition passive permet la réactivation immédiate des processus métaboliques, la réparation des macromolécules et des membranes, ainsi que la synthèse de novo des enzymes hydrolytiques nécessaires à la digestion des réserves séminales (Bewley *et al.*, 2013).

1.2. L'Eau de Pluie : Caractéristiques et Impacts Physiologiques

L'eau de pluie est naturellement faiblement minéralisée, ce qui lui confère initialement des propriétés favorables à l'irrigation végétale. Néanmoins, lors de sa condensation et de sa chute à travers l'atmosphère, elle interagit avec les gaz atmosphériques (tels que le CO₂, les oxydes d'azote, et de soufre), acquérant une légère acidité naturelle (Al-Khashman, 2007). Bien que cette acidité modérée puisse parfois faciliter la scarification chimique des téguments séminaux durs, la présence potentielle de micro-polluants ou de particules en suspension issus de la pollution industrielle peut provoquer des perturbations mineures du pH cellulaire lors de l'imbibition, modifiant ainsi subtilement l'activité de certaines enzymes de surface.

1.3. L'Eau de Source : Équilibre Minéral et Effets Stimulateurs

L'eau de source naturelle se distingue par une composition chimique stable, enrichie en macro-éléments et micro-éléments essentiels (tels que le Calcium Ca²⁺, le Magnésium Mg²⁺, et les sulfates) acquis par lixiviation des couches géologiques traversées. Lorsque sa conductivité électrique demeure équilibrée, cette charge minérale naturelle joue un rôle bénéfique. Les ions dissous agissent comme des cofacteurs enzymatiques et participent au maintien de la stabilité osmotique et structurale des membranes cellulaires de l'embryon (Ayers et Westcot, 1985). Elle soutient efficacement la vigueur germinative initiale, à condition que les concentrations ne franchissent pas les seuils de phytotoxicité propres à l'espèce.

2. Le Stress Salin (NaCl) : Mécanismes d'Action Osmotique et Ionique

La salinité des sols, principalement causée par l'accumulation de chlorure de sodium (NaCl), affecte de vastes étendues agricoles. L'exposition des semences à des concentrations salines élevées déclenche un stress d'une double complexité, agissant de manière séquentielle sur la physiologie végétale (Munns et Tester, 2008).

2.1. La Composante Osmotique et la Sécheresse Physiologique

L'introduction massive d'ions Na^+ et Cl^- dans le milieu de culture abaisse drastiquement le potentiel hydrique externe. Ce phénomène réduit, voire inverse, le gradient osmotique nécessaire à l'entrée d'eau dans la graine. Bien que l'eau soit physiquement présente, elle devient thermodynamiquement inaccessible pour la semence, simulant un état de sécheresse physiologique (Shannon et Grieve, 1998). Le blocage ou le retard de la phase d'imbibition empêche la turgescence cellulaire, inhibe l'élongation de la radicule et retarde la rupture des téguments, ce qui se traduit macroscopiquement par une chute sévère du taux de germination (TG%) et un étalement de la cinétique de levée.

2.2. La Composante Ionique, la Toxicité Cellulaire et le Stress Oxydatif

Une fois la barrière tégumentaire franchie, l'influx massif et incontrôlé des ions Na^+ et Cl^- dans le cytoplasme cellulaire engendre une toxicité ionique directe. L'excès de sodium perturbe l'homéostasie intracellulaire en entrant en compétition avec le potassium (K^+), un ion vital pour l'activation de plus de cinquante systèmes enzymatiques et pour la régulation de la synthèse protéique. Parallèlement, ce déséquilibre ionique induit une surproduction de Dérivés Réactifs de l'Oxygène (ROS), tels que le peroxyde d'hydrogène et les radicaux superoxydes. Ces radicaux libres attaquent les lipides membranaires par peroxydation, altérant l'intégrité des membranes mitochondriales et cellulaires au niveau des méristèmes racinaires, ce qui stoppe net l'élongation des jeunes plantules (Munns, 2002).

3. Physiopathologie et Toxicité Comparée des Métaux Lourds le cuivre CuSO_4 et le mercure Hg)

La contamination des écosystèmes par les métaux lourds constitue une menace environnementale sévère. Contrairement aux stress hydriques, les xénobiotiques métalliques pénètrent les barrières cellulaires et agissent comme des poisons métaboliques. **(Figure 34)**



Figure 34 : effet des métaux lourds sur la tomate (Munns, 2002).

3.1. Le Sulfate de Cuivre (CuSO₄) :

Le cuivre est un oligo-élément indispensable à la physiologie végétale, intervenant à des doses infinitésimales comme cofacteur structural dans les chaînes de transport d'électrons photosynthétiques et respiratoires. Toutefois, lorsqu'il est appliqué sous forme de sulfate de cuivre à de fortes concentrations, sa bioaccumulation devient hautement phytotoxique (Nagajyoti *et al.*, 2010). L'excès de cuivre libre induit des réactions de Fenton, générant un stress oxydatif de forte intensité. Au niveau de la graine en germination, le cuivre altère l'activité des alpha-amylases et des protéases, bloquant l'hydrolyse de l'albumen ou des cotylédons. De plus, il inhibe directement l'extension de la paroi cellulaire, limitant drastiquement le développement de la racicule et l'émergence de la tigelle.

3.2. Le Mercure (Hg) :

Le mercure se positionne parmi les métaux lourds les plus dangereux en raison de l'absence totale de fonction biologique connue et de sa persistance cellulaire élevée, le mercure exerce une toxicité multiforme et immédiate. D'une part, il s'attaque aux structures protéiques en se liant de façon irréversible aux groupements sulfhydryles (-SH) des acides aminés (comme la cystéine), provoquant la dénaturation structurale et l'inactivation des enzymes clés de la respiration cellulaire et du cycle de Krebs (Garg et Singla, 2011). D'autre part, le mercure bloque physiquement et fonctionnellement les

aquaporines (les canaux protéiques membranaires responsables du flux d'eau à travers les cellules). Ce blocage paralyse l'imbibition de la graine, altère la perméabilité membranaire et conduit à une inhibition totale de la division cellulaire dans le méristème apical racinaire, empêchant toute possibilité de survie de la plantule.

4. Impact de l'Irrigation par les Eaux Usées sur la Germination de la Tomate et du Blé

L'utilisation d'eaux usées (brutes ou traitées) en agriculture représente une stratégie de gestion de la pénurie hydrique, mais expose les agrosystèmes à des interactions chimiques complexes, oscillant entre valorisation nutritionnelle et risques écotoxicologiques (Morugán-Coronado *et al.*, 2011).

4.1. L'Effet Stimulant :

Les eaux usées, en particulier lorsqu'elles subissent une dilution ou un traitement d'épuration adéquat, contiennent des concentrations notables de matière organique soluble et d'éléments minéraux majeurs. La présence d'azote (N), de phosphore (P) et de potassium (K) constitue un apport fertilisant direct pour le milieu de culture. Aux stades initiaux, ces nutriments stimulent le métabolisme plastique, favorisent la synthèse d'acides aminés et de protéines de structure, augmentant ainsi l'indice de vigueur des graines et accélérant le taux de croissance de la tigelle et du système racinaire (Al-Jaboobi *et al.*, 2014).

4.2. L'Effet Inhibiteur : Charge Saline, Tensioactifs et Micropolluants

À l'inverse, l'application d'eaux usées brutes ou concentrées génère des effets répressifs sévères. Ces eaux se caractérisent par une demande chimique en oxygène (DCO) élevée, provoquant une asphyxie racinaire par anoxie dans le milieu de culture. De plus, la présence de détergents, de tensioactifs et de micropolluants organiques altère la tension superficielle de l'eau d'imbibition, dégradant la cuticule et la membrane plasmique des cellules racinaires. L'accumulation concomitante de sels et de métaux dissous accentue le stress osmotique et la phytotoxicité, bloquant l'activation des enzymes de réserve et réduisant drastiquement le pourcentage final de germination (Choukr-Allah *et al.*, 2002).

4.3. Sensibilité Différentielle : Étude Comparative de la tomate et du blé

L'impact des eaux usées varie considérablement en fonction de l'organisation anatomique et de la stratégie d'allocation des réserves propres à chaque espèce (Bewley & Black, 1994 ; Westoby *et al.*, 1996) :

Le Blé (*Triticum aestivum*) : En tant que plante monocotylédone, le blé possède une graine volumineuse dotée d'un albumen riche en amidon et en protéines de réserve. Cette importante ressource énergétique endogène lui confère une autonomie métabolique prolongée et une robustesse mécanique (Bewley & Black, 1994). De plus, son système racinaire fasciculé initial offre une surface de compensation face aux agressions chimiques (Waisel *et al.*, 2002). Le blé affiche ainsi une tolérance supérieure, maintenant des taux de germination acceptables sous stress modéré (Maas & Hoffman, 1977 ; Munns & Tester, 2008).

La Tomate (*Solanum lycopersicum*) : À l'inverse, la tomate est une dicotylédone aux graines de petite taille, disposant de réserves cotylédonnaires limitées (Westoby *et al.*, 1996). L'embryon se trouve rapidement en contact direct avec la solution externe contaminée, sans zone tampon protectrice. Son système racinaire initial, de type pivotant mais très superficiel et fragile, subit de plein fouet les effets des tensioactifs et de la salinité des eaux usées (Waisel *et al.*, 2002 ; Munns & Tester, 2008). La tomate manifeste donc une sensibilité aiguë, marquée par un blocage rapide de l'émergence de la radicule et des anomalies morphologiques sévères (Munns & Tester, 2008).

Partie 2: Le puceron

Generalité sur le puceron :

1.1. Description :

Aphis gossypii (Sternorrhyncha, Aphididae) est un puceron cosmopolite, très polyphage (il se nourrit sur 912 espèces de plantes appartenant à 116 familles, Il s'attaque à de très nombreuses plantes spontanées ou ornementales mais il a une préférence pour les Cucurbitacées (melon, concombre, courgette), les Malvacées (cotonnier, Hibiscus) et les Rutacées (Citrus), *Aphis gossypii* est une des espèces de pucerons les plus répandues à travers le monde. On la trouve sur tous les continents, avec une préférence pour les climats chauds (zones tropicales, subtropicales et tempérées). Le développement de cette espèce dans les régions plus froides, comme l'Europe du nord, se limite essentiellement aux serres (Blackman et Eastop, 1985). Dans ces régions, on ne sait pas comment ce puceron passe l'hiver (Vincent, 1992). On suppose qu'il survit aux mauvaises conditions hivernales sur une plante relais grâce à une quiescence qui ralentit sa reproduction. **(Figure 35).**



Figure 35 : les individus de puceron (Original, 2026)

1.2. Classification :

- **Règne** :Animalia
- **Embranchement** : Arthropode
- **Classe** : Insectes
- **Ordre** :Homoptera
- **Super famille** :Aphididae
- **Famille** :Aphididae
- **Genre** : Aphis
- **Espèce** : *Aphis gossypii* (Glover, 1877)

1.3. Biologie des puceron

Aphis gossypii a été considérée d'une part comme une espèce holocyclique présentant strictement un cycle anholocyclique à reproduction exclusivement parthogéno-génétique, comment cela semble être le cas dans les régions littorales de l'ouest Algérien. Le développement et la reproduction d'*Aphisgossypii* dépendent des températures allant de 20 à 30°C (Rondon *et al.*,2005).

1.4. Caractéristiques morphologiques

Aphisgossypii mesure entre 1,5 à 1,8 mm de longueur. Son corps est de forme ovoïde, sa coloration varie du jaune claire et foncé en prenant intermédiaires ; les cornicules sont courtes et noir avec une petite cauda toujours plus pale que les cornicules (Sekkat, 2007).**(Figure 36)**

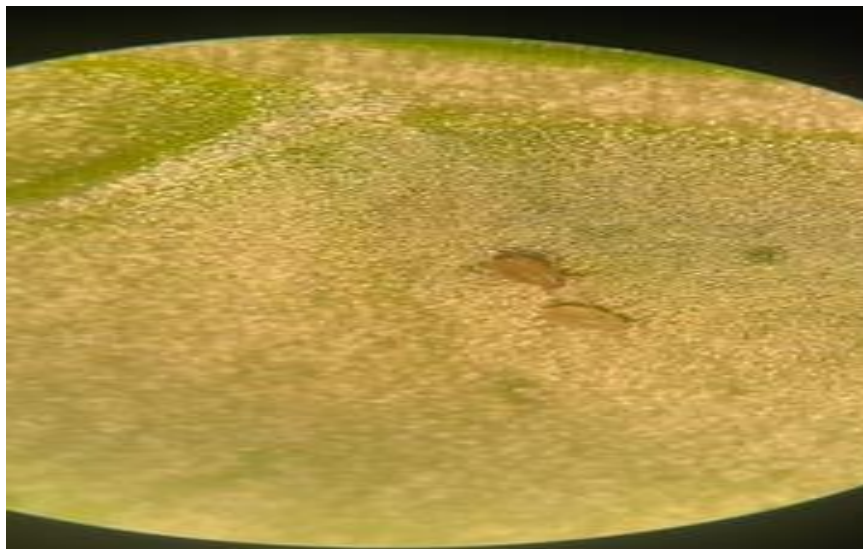


Figure36 : Colonies de puceron (Original , 2026)

1.5. Cycle de vie de puceron :

Les pucerons possèdent un cycle de vie rapide comprenant les stades œuf, nymphe et adulte. Après l'éclosion, les jeunes pucerons passent par plusieurs mues avant de devenir adultes. Les adultes peuvent être ailés ou non ailés selon les conditions du milieu. La reproduction est souvent parthénogénétique, où les femelles produisent directement des descendants sans fécondation, ce qui permet une multiplication très rapide. En conditions favorables, plusieurs générations se succèdent en une seule saison, causant ainsi d'importants dégâts aux cultures. (Blackman *et al.*, 2000). **(Figure 37)**

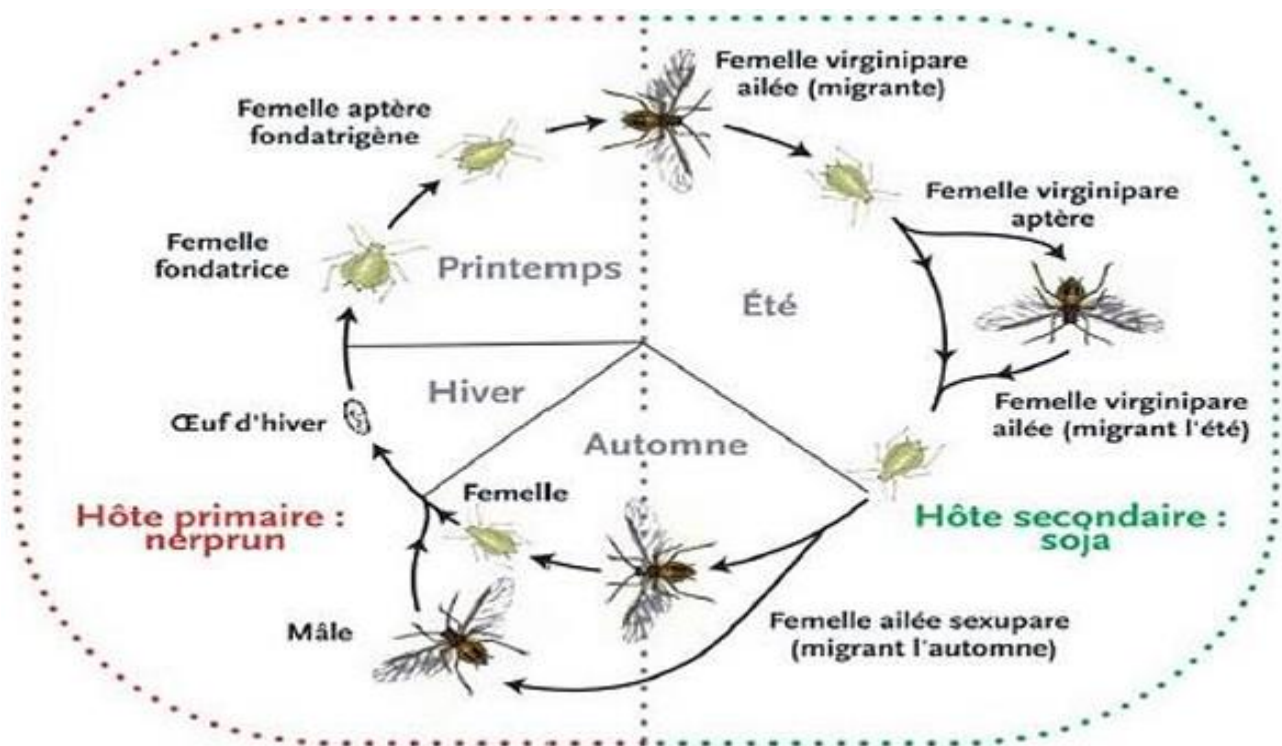


Figure37 : Cycle de vie d'un puceron (Celini, 2001).

1.6. Dégâts causés par *Aphisgossypii*

Puceron *Aphis gossypii* est un insecte piqueur-suceur très dangereux pour plusieurs cultures comme le coton, le melon, le concombre, la pastèque, les agrumes et plusieurs plantes maraîchère : (Rondon *et al.*,2005).

1.6.1. Dégâts directs

Le puceron pique les tissus végétaux et aspire la sève. (Figure 38)

Cela provoque :

- Jaunissement des feuilles
- Enroulement et déformation des feuilles ;
- Ralentissement de la croissance ;
- Affaiblissement général de la plante



Figure 38 : jaunissement et enroulement des feuilles : (Rondon *et al.*,2005).

1.6.2. Réduction du rendement

- Une forte infestation peut entraîner : **(Figure 39)**
 - Diminution de la production
 - Baisse de la qualité des fruits
 - Réduction du poids des récoltes.(Blackman *et al.*, 2000).



Figure39 : Réduction du rendement .(Blackman *et al.*, 2000).

1.6.3. Production du miellat

- Aphisgossypii sécrète une substance sucrée appelée **miellat**. **(Figure 40)**
- Le miellat favorise le développement de la fumagine (champignon noir).
- Cette couche noire réduit la photosynthèse et salit les fruits et les feuilles (Blackman *et al.*, 2000).



Figure 40 : Miellat et fumagine noire (Blackman *et al.*, 2000).

1.6.4. Transmission des virus

C'est l'un des dégâts les plus graves.

Le puceron transmet plusieurs phytovirus comme :

- Le virus de la mosaïque du concombre
- Le virus de la mosaïque de la pastèque
- Certains virus du coton et des cucurbitacées.

La transmission virale peut causer :

- Nanisme des plantes
- Mosaïques foliaires
- Malformations
- Pertes économiques importantes

1.6.5 Puceron du blé et de la tomate

Les pucerons sont des ravageurs majeurs du blé. Au printemps, le puceron des épis (*Sitobion avenae*) suce la sève des grains. À l'automne, le puceron du merisier à grappes (*Rhopalosiphum padi*) menace les plantules en transmettant le virus de la JNO (Jaunisse Nanisante de l'Orge).

➤ **Le puceron du feuillage des céréales:** Parmi les 3 espèces de pucerons inféodées aux céréales, *M. dirhodum* est sans doute le moins préjudiciable. Seules les fortes infestations peuvent provoquer des dégâts significatifs sur céréales, par prélèvement de sève et injection de salive toxique

(blocage de croissance). Ce puceron est également capable de transmettre le virus de la jaunisse nanisante lorsqu'il est présent précocement sur les stades sensibles des céréales d'hiver (avant stade épi 1 cm).(www.agro.basf.fr).



Figure41: puceron *Sitobion avenae* sur triticales (wiki.tripleperformance.fr).

Le puceron des épis, *S. avenae*, est le principal ravageur des cultures de céréales au printemps et les dégâts qu'il peut occasionner ne sont pas négligeables. ses dégâts peuvent atteindre 30 q/ha en cas de forte infestation. (www.agro.basf.fr)

Aphis gossypii (puceron du cotonnier ou du melon) est une espèce très polyphage qui peut être présente sur le blé. Bien que le blé ne soit pas son hôte de prédilection, le puceron prélève la sève et peut surtout transmettre des maladies virales graves, telles que la JNO (Jaunisse Nanisante de l'Orge), qui affectent lourdement les rendements au printemps (gro.bayer.fr).

- **Puceron sur la tomate**

Plusieurs espèces de pucerons* (*aphids*) peuvent former des colonies sur les jeunes folioles de tomate , ceci dès la pépinière : *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas 1878) , *Myzus persicae* (Sulzer 1776) *Aphis gossypii* (Glover 1877) , *Aulacorthumsolani* (Kaltenbach 1843) (ephytia.inrae.fr).



Figure 42: *Aphis gossypii* sur la tomate (ephytia.inrae.fr).

CHAPITRE 04 :

Matériel et méthode

Objectif

La présente étude a pour objectif de valoriser l'utilisation des extraits hydrométhanoliques des feuilles fraîches des deux espèces végétales: *Nerium oleander* L. et *Argania spinosa* L., dans le domaine de la protection des végétaux. De nombreux travaux scientifiques ont mis en évidence les propriétés de ces extraits, notamment leurs effets bioinsecticides, biostimulants, bioprotecteurs ainsi que leur capacité à atténuer la toxicité induite par l'irrigation à l'aide d'eaux polluées. Cet effet bioatténuateur et bioinsecticide constitue l'intérêt principal de la présente étude.

Dans ce contexte, plusieurs essais expérimentaux ont été réalisés afin de :

- Caractériser la composition phytochimique des extraits hydrométhanoliques des deux espèces végétales étudiées.
- Évaluer l'efficacité bioinsecticide des extraits hydrométhanoliques des feuilles fraîches de *Neriumoleander* L. et *Argania spinosa* L. contre les individus de puceron.
- Étudier les effets biostimulants et bioprotecteurs des extraits, ainsi que leur capacité à atténuer les effets toxiques liés à l'irrigation par des eaux polluées sur la germination des graines et la croissance des jeunes plantules de blé et de la tomate. Pour atteindre cet objectif, les travaux

ont été organisés en deux étapes :

Étape 1 : Évaluer les effets des différents traitements toxiques, notamment l'irrigation par des eaux polluées, sur la germination des graines et la croissance des jeunes plantules de blé et de la tomate.

Étape 2 : Étudier l'effet des extraits hydrométhanoliques des feuilles fraîches de *Nerium oleander* L. et *Arganiaspinosa* L. sur la germination des graines et la croissance des jeunes plantules de blé et de la tomate.

Étape 3 : Évaluer l' effet biostimulant et bioprotecteur des extrait sur la germination des graines soumises à une irrigation par des eaux polluées, afin d'apprécier leur potentiel à réduire les effets néfastes de cette contrainte environnementale.

Matériel et methode

L'étude expérimentale a été réalisée au niveau de laboratoire de Biochimie 01et 02 de la faculté de Science de la Nature et de la Vie, Université de Mostaganem (université Abdelhamid Ibn Badis Mostaganem).

1.Matériel végétal

Les feuilles fraîches d' *Argania spinosa* et *Nerium oleander* ont été récoltés durant le mois de Février 2026 à la région de Stidia, wilaya de Mostaganem, (Nord-ouest de l'Algérie) (figure 41).



Figure43: Zone de récolte des echantillons de feuilles des especes de plantes de *Nerium oleander* et l' *Argania spinosa* (Google earth, 2026).

1.1 Prélèvement et récolte :

En collaboration avec l'équipe de la Conservation des Forêts de Mostaganem, Maison forestière de Stidia, wilaya de Mostaganem, une sortie sur le terrain a été effectuée afin de collecter les differents echantillons de la partie aerienne des especes de plantes étudiées *Argania spinosa*L. et *Nerium oleander* L.

Les prélèvements ont été réalisés avec soin afin de ne pas abîmer les plantes. Ensuite, les échantillons ont été placés dans des sacs propres, identifiés par le nom de l'espèce, le lieu et la date (23 Fevrier

2026) de prélèvement, puis transportés au laboratoire pour être utilisés dans les différentes analyses. (figure 44).



Figure 44 : Matériel utilisé pour la recolte des echantillions de plantes 'A'; Feuilles de l' *Arganiaspinosa* 'B' et *NeriumOleander* 'C' (Original ;2026)

2 Maison forestière de stidia Mostaganem :

La Maison Forestière de Stidia est un site situé dans la commune côtière de Stidia, wilaya de Mostaganem, en Algérie. Elle se trouve dans une zone forestière proche des dunes et de la mer, ce qui en fait un espace naturel important. **(Figure 44).**

2.1 Rôle de la maison forestiere Stidia comme centre de développement de l'arganier

Ce site est devenu célèbre ces dernières années grâce au développement de la culture de l'arganier à Mostaganem. La Maison Forestière de Stidia a été choisie pour accueillir un centre régional de développement de l'arganier. Une réserve de 4 hectares a été créée autour du site. Plus de 460 arganiers y étaient déjà présents, puis de nouveaux plants ont été ajoutés (Site de Maison forestière de stidia Mostaganem). Des études universitaires indiquent que des plantations d'arganiers existaient déjà près de la Maison Forestière de Stidia depuis l'époque coloniale (vers les années 1950-1960). Certains arbres anciens y produisaient encore des graines de bonne qualité.



Figure 45 : Maison forestier stidia Mostaganem (Original ;2026)

3..Détermination du Taux d'humidité

Selon Satran *et al.* (2007), la teneur en humidité des feuilles fraîches des espèces étudiées a été déterminée par le procédé de séchage à l'étuve. En pratique une quantité de 5g de feuilles fraîches de chaque espèce de *Nerium oleander* et d' *Argania Spinosa* à été porté dans une étuve à température de 35°C durant 72h. A la sortie de cette dernière, le matériel végétal est pesé. Cela permet d'exprimer la teneur en eau dans les feuilles utilisées. Le pourcentage du taux d'humidité est exprimé par la formule suivante:

$$TH(\%)= (Mo-Mi / Mo) \times 100 \text{ (Satran et al.,2007)}$$

TH(%):Taux d'humidité exprimé en pourcentage

Mo : Masse de l'échantillon avant l'étuvage« masse desfeuilles fraîches en gramme»

Mi : Masse de l'échantillon après l'étuvage« masse des feuilles sèches en gramme»

4 .Méthode d'extraction hydromethanoique par le Soxhlet

Il existe plusieurs techniques d'extraction des produits présents dans les plantes, ces techniques peuvent être conventionnelles ou nouvelles, pour la présente étude nous avons adopté la méthode d'extraction par le dispositif Soxhlet, par une extraction hydromethanoique des feuilles fraîches des espèces de plantes étudiées.

L'extraction Soxhlet est une méthode classique largement utilisée pour extraire des composés spécifiques à partir d'échantillons solides par un processus continu de lavage au solvant. Son principe repose sur des cycles répétés de condensation et de percolation du solvant à travers l'échantillon, permettant une extraction efficace des analytes présents (AOAC International, Official Methods of

Analysis ; Schweitzer, 2008). Cependant, cette technique nécessite généralement une durée d'extraction prolongée allant de plusieurs heures jusqu'à 48 heures selon la nature de l'échantillon, ce qui la rend chronophage et énergivore. De plus, l'exposition continue à la chaleur peut provoquer la dégradation thermique de certains composés sensibles (Luque de Castro & Garcia-Ayuso, 1998). Afin de surmonter ces limites, l'extraction assistée par ultrasons constitue une alternative moderne plus rapide et plus efficace. Cette méthode utilise des ondes ultrasoniques à haute fréquence qui génèrent un phénomène de cavitation facilitant la rupture des parois cellulaires et la diffusion des composés vers le solvant, réduisant ainsi considérablement le temps d'extraction, la consommation de solvants et améliorant souvent le rendement global (Chemat *et al.*, 2011 ; Wang & Weller, 2006). En outre, l'extraction à froid par ultrasons permet de mieux préserver les substances thermosensibles, ce qui représente un avantage majeur pour de nombreuses applications analytiques et industrielles (Vilkhu *et al.*, 2008).

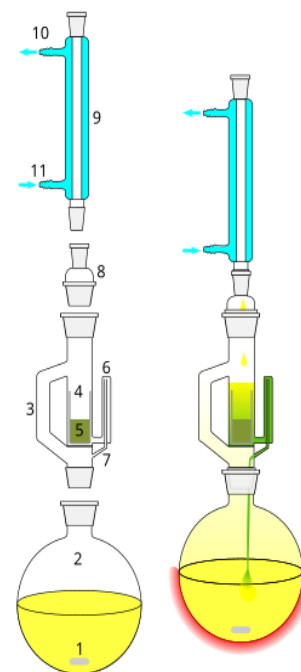


Figure46 :Extraction par le dispositif de Soxhlet (Original , 2026).

le Soxhletse compose d'un corps en verre (4) dans lequel est placée une cartouche en papier-filtre épais en forme d'un bâtonnet (5), d'un tube siphon (6-7) et d'un tube d'adduction (3). Dans le montage, l'extracteur est placé sur un ballon (2) contenant le solvant d'extraction (1). Dans l'extracteur est insérée une cartouche dans laquelle est placée la poudre contenant l'espèce à extraire ; puis un réfrigérant (9-10-11) est adapté au-dessus de l'extracteur (il est également souhaitable d'utiliser un chauffe-ballon avec agitation magnétique intégrée, afin d'éviter des à-coups d'ébullition qui provoquent une remontée du liquide contenu dans le ballon et non de vapeurs de solvant pures. À défaut on peut placer des billes de verres dans le ballon).

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 solvant continue alors de s'évaporer, alors que les substances extraites restent dans le ballon (leur température d'ébullition doit être nettement supérieure à celle du solvant extracteur). **(Figure 34).**

5. Extraction hydromethanoique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et *Argania spinosa* par le Soxhlet

Les échantillons des feuilles fraîches des deux espèces végétales récoltés ont été, séparés des rameaux et les fruits sélectionnés que les feuilles seules, après ont été rincées à l'eau distillée pour nettoyer les impuretés, ensuite sécher avec un papier absorbant.

Une quantité de 20g de feuilles fraîches a été coupée en petit morceau, et introduite dans une cartouche d'extraction qui sera placée par la suite dans le dispositif du Soxhlet. Le solvant hydrométhanoïque préparé préalablement à raison de (v/v) pour un mélange de méthanol et l'eau distillée respectivement est placé dans le ballon de l'extracteur. L'arrêt de l'opération de l'extraction se fait après 9 cycles dont le solvant apparaît transparent ce qui indique un épuisement total des molécules dans les feuilles.

L'extraithydrométhanoïque est débarrassé du solvant méthanoïque par un appareil de rotavapeur afin d'obtenir un extrait bien concentré utilisé pour déterminer le rendement d'extraction.

6 .Rotavapeur

L'évaporateur rotatif, ou rotavapeur, est un appareil de laboratoire couramment utilisé en chimie pour l'élimination rapide des solvants afin de concentrer ou de sécher des solutions. Son principe repose sur la distillation sous pression réduite, permettant d'abaisser la température d'ébullition du solvant et d'accélérer son évaporation. L'échantillon est placé dans un ballon mis en rotation continue, ce qui augmente la surface d'échange, améliore l'homogénéisation et limite les risques de projections grâce à la force centrifuge. Le système fonctionne sous vide partiel généré par une pompe ou une trompe à eau, tandis que le chauffage est assuré par un bain-marie dont la température est adaptée au solvant utilisé. Les vapeurs sont ensuite condensées dans un réfrigérant et récupérées dans un ballon collecteur. Ce dispositif est essentiel en chimie organique pour la

concentration des extraits et la récupération des solvants (Vogel, 2000 ; Furniss *et al.*, 1989 ; Pavia *et al.*, 2015). (Figure 47).

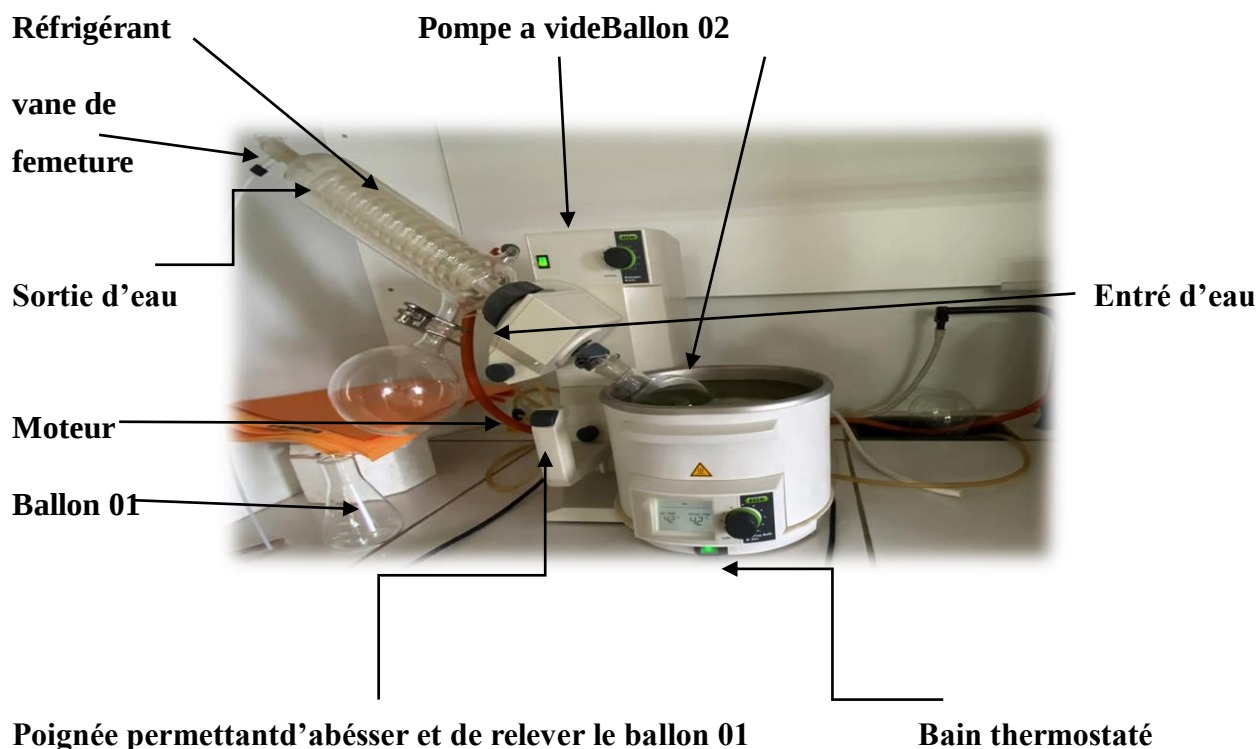


Figure 47 : Evaporateur rotatif (Original , 2026)

7. Rendement d'extraction

Le rendement d' extraction de l'extrait hydromethanoique obtenu apres l evaporation rotative est determiné selon Clémence et Dongmo (2009), où il a précisé que le rendement est exprimé en pourcentage par rapport au poids du matériel de départ, est claclué par la relation suivante :

$$R(\%) = (M_{\text{ext}}) \times 100 / M_{\text{éch}}$$

R : Rendement (en%)

M_{ext} :est la masse de l'extrait en g.

M_{éch} : est la masse de l'échantillon végétal en g.

L' extrait hydromethanoique évaporé et concentré est utilisé pour l'ensemble des applications et les tests dans ce travail.

8. Les tests phytochimiques (Screenings)

La révélation de la présence et l'absence de certains principes actifs dans l'extrait hydromethanoique est déterminée par les tests phytochimiques. Parmi les composés actifs à tester sont : les alcaloïdes, tanins, flavonoïdes, polyphénols, quinones libres, saponines, terpénoïdes, composés réducteurs.

8.1. Les alcaloïdes :

Dans deux tubes à hémolyse, introduire 0,5 ml de l'extrait à analyser et ajouter 0,5 ml de l'acide chlorhydrique (HCl) à 1% pour acidifier l'extrait. Trois gouttes de réactif de Mayer sont ajoutées dans le premier tube et trois gouttes de réactif de Wagner sont ajoutées dans le deuxième tube. La présence des alcaloïdes est confirmée par l'apparition d'un précipité blanc ou brun, respectivement (Paaris *et al.*, 1969). **(Figure 48).**



Figure 48 : Test des alcaloïdes pour l'extrait hydromethanoique des feuilles fraîches de *Nerium oleander*"a" et l'*Argania spinosa*"b"

8.2. Les tanins

Dans un tube à hémolyse, mettre un volume de 1 ml des extraits bruts à analyser et ajouter 0,5 ml d'une solution aqueuse de chlorure de fer (FeCl_3) à 1%. Incuber le mélange pendant 15 minutes à la température ambiante. La présence des tanins est confirmée par l'apparition d'une couleur verdâtre ou bleu noirâtre dans les tubes (Trease et Evans, 1987).

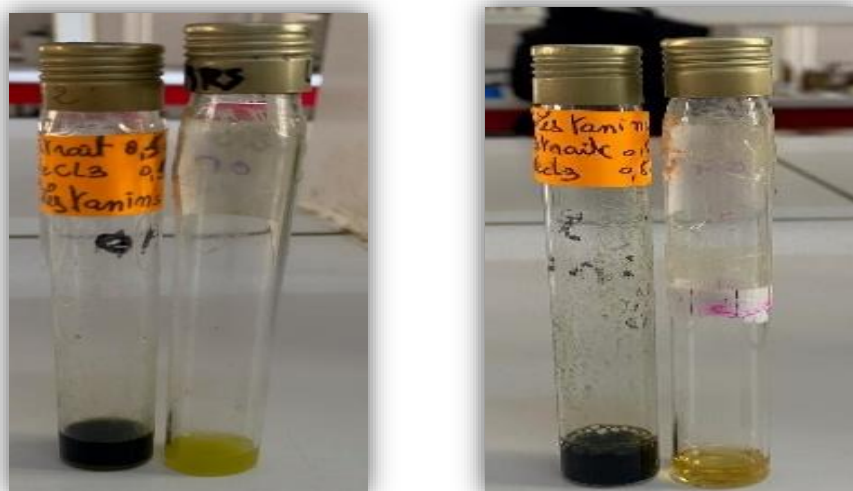


Figure 49 : Test des Tanins pour l'extrait hydrométhanoïque des feuilles fraîches de *Nerium oleander*"a" et l'*Argania spinosa*"b"

8.3. Les flavonoïdes :

Dans un tube à hémolyse, un volume de 1 ml des extraits à analyser est additionné par un volume de 1 ml de l'acide chlorhydrique concentré et quelques copeaux de magnésium. La présence des flavonoïdes est indiquée par l'apparition d'une coloration rose ou rouge ou jaune (Cavé, 1993).



Figure 50 : Test des flavonoides pour l'extrait hydrométhanoïque des feuilles fraîches de *Nerium oleander*"a" et l'*Argania spinosa*"b"

8.4. Les quinones libres :

Dans un tube à hémolyse, un volume de 1 ml des extraits bruts à analyser est additionné par un volume de 0,1 ml d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 1%. La présence des quinones libres est indiquée par l'apparition d'une couleur jaune, rouge ou violette (Najja *et al.*, 2011).

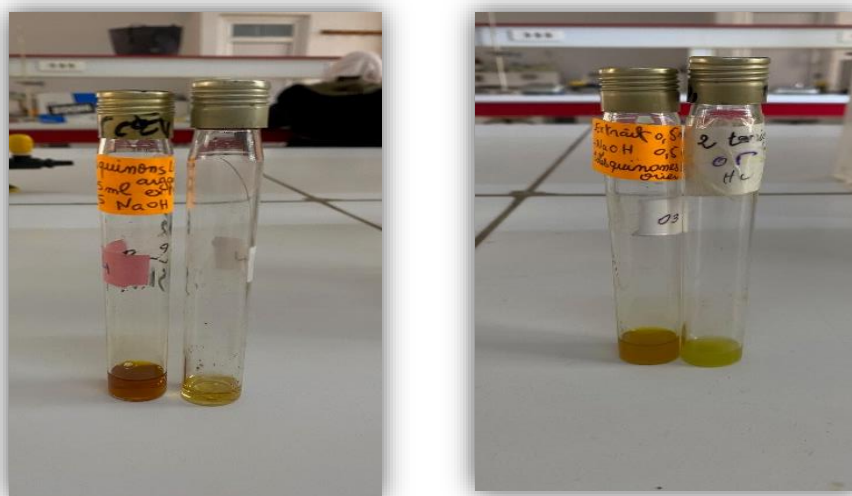


Figure 51 : Test des quinones libres pour l'extrait hydro méthanoïque des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et l'*Argania spinosa*

8.5. Les saponines :

Un volume de 5 ml des extraits bruts à analyser est introduit dans un tube à essai. Après une agitation vigoureuse pendant 15 secondes, le mélange est laissé au repos pendant 15 minutes. La présence de saponines est indiquée par la présence d'une mousse avec une hauteur supérieure à 1 cm (Dohou *et al.*, 2003)..

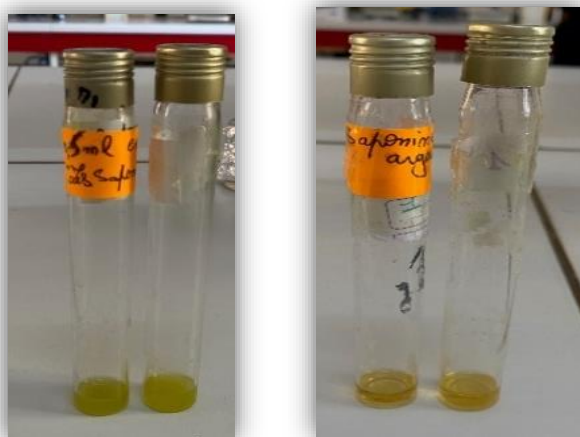


Figure 52 : Test des saponines pour l'extrait hydrométhanoïque des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et l'*Argania spinosa*

8.4. Les quinones libres :

Dans un tube à hémolyse, un volume de 1 ml des extraits bruts à analyser est additionné par un volume de 0,1 ml d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 1%. La présence des quinones libres est indiquée par l'apparition d'une couleur jaune, rouge ou violette.

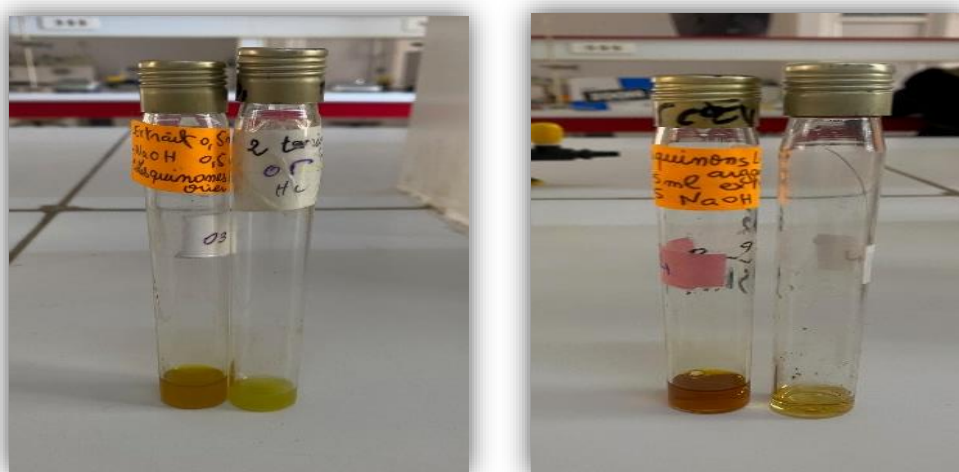


Figure 53 : Test des quinones libres pour l'extrait hydrométhanoïque des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et l'*Argania spinosa*

8.5. Les saponines :

Un volume de 5 ml des extraits bruts à analyser est introduit dans un tube à essai. Après une agitation vigoureuse pendant 15 secondes, le mélange est laissé au repos pendant 15 minutes. La présence de saponines est indiquée par la présence d'une mousse avec une hauteur supérieure à 1 cm (Dohou *et al.*, 2003)..

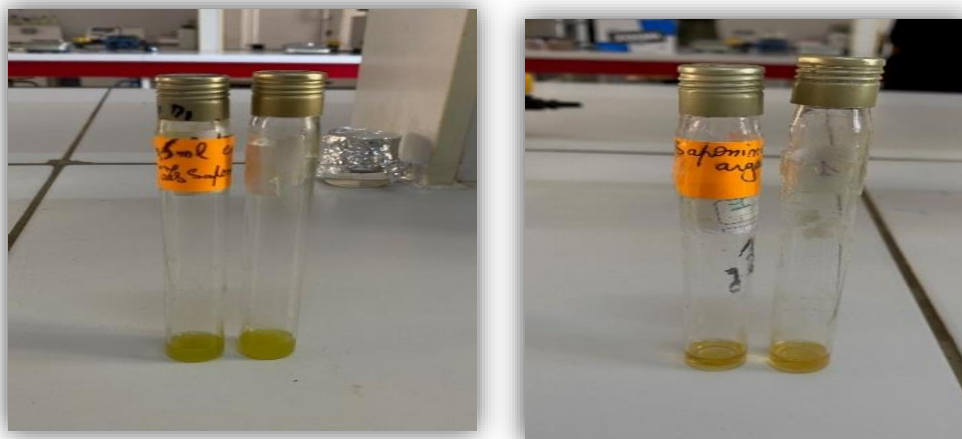


Figure 54 : Test des saponines pour l'extraithydromethanoiques des feuilles fraîches de *NeriumOleander* et l'*Arganiaspinosa*

8.6. Les terpénoïdes (test de slakowski) :

- Dans un tube à hémolyse, un volume de 1 ml des extraits à analyser est additionné par un volume de 0,4 ml de chloroforme et un volume de 0,6 ml d'acide sulfurique concentré.
- L'apparition de deux phases et une interphase de couleur marron confirme la présence des terpénoïdes (Harbone, 1998 ; Bruneton, 1999).



Figure 55 : Test des des terpénoides pour l'extrait hydromethanoiques des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et l'*Argania spinosa*

8.7. Les composés réducteurs :

- Dans un tube à hémolyse, additionner un volume de 1 ml de liqueur de Fehling (0,5 ml de liqueur de Fehling A et 0,5 ml de liqueur de Fehling B) à 1 ml des extraits bruts à analyser.
- Les deux solutions sont incubées pendant 08 minutes dans un bain marie bouillant. La présence des composés réducteurs est indiquée par l'apparition d'un précipité rouge brique (Trease et Evans, 1987).



Figure 56 : Test des saponines pour l' extrait hydromethanoiques des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et l'*Argania spinosa*

10. Dosage des polyphénols totaux (Méthode de Folin-Ciocalteu) :

10.1 Principe :

La teneur en polyphénols totaux présents dans les extraits végétaux est déterminée par la méthode colorimétrique en utilisant le reactif de Folin-Ciocalteu. Cette analyse s'est déroulée en deux étapes principales : la construction de la courbe d'étalonnage et le dosage des extraits par la spectrophotométrie UV-Visible (Singleton et Rossi, 1965).

La concentration des polyphénols totaux dans les extraits a été estimée à partir d'une courbe d'étalonnage établie avec une gamme de l'acide gallique 0 ; 0.1 ; 0.2; 0.3; 0.4 et 0.5 mg/ml.

La lecture de l'absorbance des extraits a été effectuée à 765 nm. La teneur en polyphénols est exprimée en milligrammes d'équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait sec (mg EAG/g ES), en se référant à l'équation de la droite de régression linéaire obtenue à partir de la courbe d'étalonnage.

11. Dosage de la chlorophylle :

Le dosage des pigments chlorophylliens (chlorophyl a, b, total et les carotenoides) de l'extrait hydrométhanoïques a été réalisé par la méthode de spectrophotométrie UV-Visible décrite Lichtenthaler(1987) .

Pour la préparation des extraits phytochimiques, une quantité de 20 g de feuilles fraîches d'*Argania spinosa* et de *Nerium oleander* a été soumise à une extraction par l'appareil Soxhlet en utilisant un mélange hydro-méthanolique composé de 200 ml de méthanol et 50 ml d'eau distillée. L'extrait obtenu a ensuite été concentré à l'aide d'un évaporateur rotatif (Rotavapeur) afin d'éliminer le solvant et d'obtenir l'extrait brut. Par la suite, pour le dosage des pigments photosynthétiques, un volume de 0,5 ml de l'extrait brut a été dilué avec du méthanol pur. La quantification de la chlorophylle a, de la chlorophylle b et de la chlorophylle totale a été réalisée par spectrophotométrie UV-Visible. Le méthanol pur a été utilisé comme témoin (Blanc) pour la calibration de l'appareil. Les lectures de la densité optique ont été effectuées aux longueurs d'onde de 663 nm et 645 nm, correspondant respectivement aux pics d'absorption maximaux des chlorophylles a et b. Enfin, les concentrations finales ont été calculées et exprimées selon les formules mathématiques de Lichtenthaler

$$\text{Chlorophylle a (Chl a)} : \text{Chl a} = 12,25 * A_{633} - 2,79 * A_{646}$$

$$\text{Chlorophylle b (Chl b)} : \text{Chl b} = 21,50 * A_{646} - 5,10 * A_{663}$$

$$\text{Chlorophylle Totale (Chl total)} : \text{Chl total} = \text{Chl a} + \text{Chl b}$$

$$\text{Caroténoïdes totaux (Carot)} : \text{Carot} = \frac{1000 * A_{470} - 1,82 * \text{Chla} - 85,02 * \text{Chl b}}{198}$$

$$198$$

Calcul des teneurs :

Les teneurs finales des pigments chlorophyllien est exprimée en mg/g MF, ont été calculées à partir des concentrations obtenues par le spectrophotomètre (C, en g/mL) selon la formule suivante

$$T = \frac{C * V}{M * 1000}$$

C = La concentration obtenue avec les équations de Lichtenthaler (en **µg/mL**).

V = Le volume total de l'extrait.

M = La masse de vos feuilles fraîches =

F: facteur de dilution

12. Activité bioinsecticide des extraits hydrométhanoiques de *Nerium oleander* et *Argania spinosa* sur les individus de puceron :

12.1 Matériel animal

Dans le cadre d'évaluer l'effet bioinsecticide des extraits hydrométhanoiques des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et *Argania spinosa* sur un ravageur qui peut coloniser la culture de la tomate et du blé, dans ce cas le puceron a été choisi comme un modèle pour cette étude. L'expérimentation a été réalisée au laboratoire. L'espèce de puceron utilisée est *Aphis gossypii*, juste afin de présenter le groupe des pucerons.

Les individus de pucerons utilisés dans cette étude ont été collectés le mois de Mai 2026 à partir des feuilles d'une culture maraîchère de la famille des solanaceae: le poivron, cultivée dans la serre de Mazargan, rattachée à l'Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem (**figure 57**). Après la collecte, des individus d'insectes, ont été immédiatement transférés au laboratoire de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (SNV), pour l'identification et afin d'y être soumis aux différents traitements expérimentaux.



Figure 57: Zone de collecte des insectes de pucerons (Google earth, 2026)

12.2 Evaluation de l'activité bioinsecticide par un test de contact

L'activité bioinsecticide des extraits hydromethanologiques des feuilles fraîches de l' *Argania spinosa* et de *Nerium oleander* a été évaluée sur les individus de puceron.

L'expérimentation a été réalisée dans un dispositif de boîtes de Pétri avec un couvercle perforé par de petits trous, chaque boîte est tapissée par un papier absorbant. Le dispositif expérimental est constitué de quatre lots avec différentes concentrations de l'extrait hydrométhanolique utilisé: lot témoins (0%), trois lots (20, 40, et 100%) avec trois répétitions pour chacun. Trois individus de l'insecte vivant ont été introduits dans chaque boîte avec une petite feuille de poivron sous des conditions de température ambiante de la salle $25^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$.

Le traitement témoin a consisté en l'application d'eau distillée uniquement sur les pucerons, tandis que les autres répétitions ont reçu les différentes concentrations des extraits végétaux. Chaque extrait de chaque espèce végétale est appliqué séparément de l'autre.

L'application des traitements a été réalisée par pulvérisation directe à l'aide d'un pulvérisateur manuel (Test de contact). Après traitement, les boîtes de Pétri ont été conservées dans les conditions du laboratoire afin de suivre l'évolution et la mortalité des pucerons après l'exposition aux extraits végétaux.



Figure 58 : Les différentes concentrations des extraits hydrométhanoliques de l'*Arganiaspinosa* et *Neriumoleander*.



Figure 59 : Dispositif de l'application des différentes concentrations de l'extraits hydrométhanoliques de l'*Arganiaspinosa* et *Neriumoleander* sur le puceron

Les observations de la mortalité ont été effectuées après 24h, 48h, et 72h, pour déterminer l'effet des extraits des feuilles d'*Arganiaspinosa* et *NeriumOleander* sur la mortalité des individus de pucerons. Selon Benazzeddine (2010), l'efficacité d'un produit insecticide est évaluée par la mortalité. Le nombre d'individus dénombré morts dans une population traitée par un toxique n'est pas le nombre réel d'individus tués par ce toxique. Il existe, en fait dans toute population traitée, une mortalité naturelle qui vient s'ajouter à la mortalité provoquée par ce toxique, les pourcentages de mortalité doivent être corrigés par la formule d'Abbott :

$$MC\% = (M - Mt) / (100 - Mt) * 100$$

MC :la mortalité corrigée

M: pourcentage de mortalité dans les lots traités

Mt : pourcentage de mortalité dans les lots témoin.

➤ **Détermination des doses létales la DL50 et la DL90 :**

Pour estimer la DL50 et la DL90 (temps au bout duquel il y a mortalité de 50% ou 90% d'une population, est déterminée à partir de la courbe droites de régression (Cavelier, 1976).

13. Germination des graines de la tomate :

Les graines utilisées pour la germination dans cette étude appartiennent à deux espèces végétales économiques : la tomate et le blé avec les variétés de : Saint pierre GNS de la tomate.

Le test de germination est basé sur les étapes suivantes:

- **Préparation le support de culture** : Tapisser le fond de la boîte de Pétri avec 1 à 2 couches de papier filtre absorbant.
- **Humidification** : Imbiber le papier avec de l'eau distillée. Le substrat doit être très humide, mais il ne doit pas y avoir d'eau stagnante (l'excès d'eau asphyxie la graine).
- **Désinfection des graines (optionnel, conseillé)** : Tremper les graines pendant 5 min dans une solution d'hypochlorite de sodium (eau de Javel diluée à raison de) pour éviter les moisissures, puis rincer abondamment à l'eau distillée (5 fois). Pour le blé: avant cette étape faire tremper les graines dans l'eau distillé pendant 1 à 2 heures pour stimuler la graine et accélérer le processus.

Semis : Sélectionner des graines saines et uniformes et les disposer régulièrement les graines sur le papier absorbant (20 graines par boîte) à l'aide d'une pince dans trois boîtes petri

- **Incubation** : Fermer la boîte de Pétri pour limiter l'évaporation et placés à l'obscurité, à une température de 25°C +/- 2 °C.
- **Suivi** : Assurer quotidiennement que le milieu de germination soit humide. dans la nécessité ajouter le bolumed eaunecessaire.
- Graine est considérée comme germé lorsque la radicule perce le tegument de la graine.
- Taux de germination est calculé quotidiennement pendant 8 jours. En respectant la formule suivante:

$$\text{Taux de germination (\%)} = \frac{\text{Nombre de graines germées}}{\text{Nombre total de graines}} \times 100$$

Longeur de la croissance de la plantule: mesurer la longueur de la racine et de la tige à l'aide d'une règle graduée pour évaluer la croissance.



Figure 60 : germination de la tomate



Figure 61 : les grains de blé avant la germination



Figure 62 : les graines de blé après 7 jours de germination

14. Application des différents traitements d'irrigation sur la germination des graines de blé et de la tomate

Les différentes applications de traitements d'irrigation effectuées sur les graines de blé et de la tomate sont :

1. Application du stress à travers l'irrigation des graines par les eaux polluées, naturelles et traité;
- 2.Évaluation de l'effet (inhibiteur ou biostimulant) des extraits végétaux sur la germination des graines de blé et de la tomate.
- 3.Évaluation de l'effet d'atténuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induits par l'irrigation des eaux polluées (Test de bioamorçage germinatif).

Cette évaluation est déterminée par le suivi pendant 8 jours : le taux de germination et la croissance des jeunes plantules (longueur de tige et racine).

14.1 Application du stress par l'irrigation des graines par les eaux polluées et naturelles

Dans cette étude, des graines de blé et de la tomate ont été utilisées afin d'évaluer l'effet de l'irrigation par différentes eaux polluées par plusieurs traitements sur la germination des graines et la croissance des jeunes plantules (longueur de la tigelle et de la radicule). Les essais ont été réalisés dans des boîtes de Pétri stériles contenant du papier filtre humidifié. Différents traitements ont été appliqués séparément sur les graines avec des doses différentes (Tableau 01).

- Dans le premier traitement, les graines ont été irriguées par plusieurs types d'eau : l'eau distillée, l'eau de source, l'eau de pluie, l'eau de robinet et l'eau de mer afin de comparer leur influence sur le taux de germination et la croissance des plantules, chaque traitement est utilisé séparément de l'autre.
- Dans un autre traitement, une irrigation par des eaux polluées de différents traitements à base de : Métaux lourds : cuivre (sulfate de cuivre); fongicide (à base de sulfate de cuivre); mercure Hg, et à base de sel : Chlorure de sodium NaCl. Des solutions à différentes concentrations ont été préparées. Le témoin est représenté par l'eau distillée.

Le tableau ci-dessous présente les différentes doses des traitements utilisés:

Tableau 08: Les différentes doses des traitements utilisés.

Traitements Doses	NaCl g/l	Cu g/l	Fongicide g/l	Mercure g/l	Extrait d' Arganier (%)	Extrait de Nerium (%)	Eau Robinet	Eau distillé	Eau de source	Eau de pluie	Eau de Mer
Témoin	00	00	00	00	00	00	00	00			
Dose 01	03	0.3	0.3	0.3	40%	40%		100% (pure)			
Dose 02	06	0.6	0.6	0.6	20%	20%					
Dose 03	09	0.9	0.9	0.9	100%	100%					
Dose 04	12	1.2	1.2	1.2	—						
Dose 05	15	1.5	1.5	1.5							
Dose 06	-	-	3	-							
Dose 07	-	-	6	-							
Dose 08	-	-	-	-							

-Sources des échantillons des eaux utilisées et préparations des solutions:

L'eau de robinet a été obtenue de la région de Stidia Mostaganem, alors l'eau de Mer est de la plage de Stidia, Mostaganem, et l'eau de source est obtenue de la source minière en face au port de Mostaganem.

La préparation des solutions a été réalisée en pesant la quantité nécessaire de chaque produit à l'aide d'une balance de précision, puis en dissolvant la masse obtenue dans un litre d'eau distillée jusqu'à dissolution complète.

Pour chaque traitement et chaque concentration, trois boîtes de Pétri ont été préparées, chaque boîte contenant cinq graines. Les papiers filtres ont été humidifiés avec les solutions correspondantes à l'aide d'une pipette sans excès de liquide. Les boîtes ont ensuite été placées à température ambiante à 25°C et observées après 24h afin de suivre la germination et calculer le taux de germination, ainsi que la croissance des jeunes plantules du tomate et blé par la détermination de la longueur de la racine et la tige.



Figure 63 : Application des solutions sur la germination du blé

14.2. Évaluation de l'effet (inhibiteur ou biostimulant) des extraits végétaux sur la germination des graines de blé et de la tomate

Cette expérimentation vise à évaluer l'activité allélopathique directe des extraits hydrométhanoliques des feuilles fraîches d'*Arganiaspinosa* et de *Neriumoleander* sur la germination des graines et la croissance des jeunes plantules du blé et de la tomate.

Les graines des deux espèces cibles ont été préalablement désinfectées, puis réparties dans des boîtes de Pétri tapissées de papier filtre en respectant un dispositif de quatre lots, chacun représente une dose donnée, avec trois répétitions, à raison de cinq graines par boîte de Pétri. Le protocole utilise les modalités suivantes :

Concentrations testées : Pour chaque extrait végétal, quatre doses ont été appliquées à raison de : 0, 20, 40, et 100 %. Temoin : un lot traité uniquement par l'eau distillée. chaque extrait a été appliqué séparément de l'autre.

L'irrigation de ces graines de ces boîtes a été assurée de façon régulière et exclusive par les solutions correspondantes tout au long de l'expérience afin de suivre la cinétique de germination.



Figure 64: l'application des extraits de *Argania spinosa* et de *Nerium oleander* avec les dilutions de 20% et 40% et 100% Sur le blé

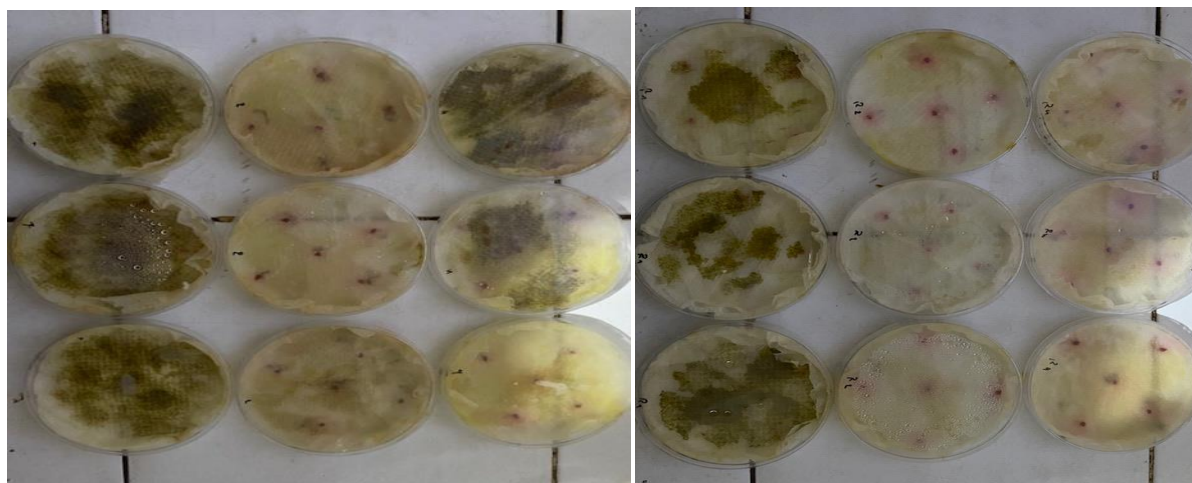


Figure 65 : Application des extraits de *Argania spinosa* et de *Nerium oleander* avec les dilutions de 20% et 40% Sur la tomate

14.3 Évaluation d'atténuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induits par l'irrigation des eaux pollués (Test de bioamorçage germinatif) :

L'objectif de cette seconde phase expérimentale est de vérifier si un pré-traitement des graines par les extraits purs d'*Argania spinosa* et de *Nerium oleander* permet de lever ou d'atténuer la toxicité aiguë induite par de fortes concentrations de sels, de métaux lourds et de fongicides.

Lors d'essais préliminaires axés sur la germination, les doses maximales tolérées ayant entraîné une inhibition totale de la germination et un blocage complet de la croissance chez le blé et la tomate ont été rigoureusement sélectionnées. Les solutions de stress ont été préparées selon les concentrations phytotoxiques suivantes Tableau 01:

- Stress salin (NaCl) : 15 g/L
- Stress métallique au Cuivre (CuSO₄) : 1,5 g/L
- Stress métallique au Mercure (Hg) : 1,5 g/L
- Stress chimique par un Fongicide : 6g/L
- La salinité naturelle par l'eau de mer

1.Imbibition (pré-traitement): Les graines saines de blé et de tomate ont été immergées exclusivement dans les extraits végétaux purs (concentrés à 100%) d'arganier ou de laurier-rose pendant une durée fixe de 6 heures.

2.Mise en germination : Après cette période d'imbibition, les graines ont été transférées dans des boîtes de Pétri tapissées de papier filtre. Le dispositif adopte un bloc aléatoire avec 3 répétitions par traitement, à raison de 5 graines par boîte.

3. Application du stress : L'irrigation continue de ces boîtes de Pétri a été assurée exclusivement par les solutions hautement toxiques préparées précédemment (NaCl à 15g/L, CuSO₄ à 1,5 g/L, Hg à 1,5 g/L, fongicide à 6 g/L, et l'eau de mer).

Le suivi quotidien a porté sur l'évaluation de la reprise de la germination ainsi que sur les différents paramètres de croissance précoce (mesure de la longueur de la radicule et de la tigelle). Cela permettra de quantifier et de comparer l'efficacité de l'effet protecteur ou biostimulant de chaque extrait pur face à ces différents agents phytotoxiques.



Figure 66 :application les solutions hautement toxiques préparées précédemment (NaCl à 15g/L, CuSo4 à 1,5 g/L, Hg à 1,5 g/L, fongicide à 6 g/L et l'eau de mer) sur la tomate et le blé.

Analyses statistiques

Les analyses statistiques de la variance ANOVA ont été réalisées par le logiciel de STAT BOX VERSION 6.4. la comparaison des moyennes est réalisée par le test de NeWMAN-KEULS à 5%.

CHAPITRE 05:

Résultats

et

discussions

1. Humidité :

Figure 67: représentent le taux d'humidité des feuilles fraîches de deux espèces végétales *Argania spinosa* et *Nerium oleander*

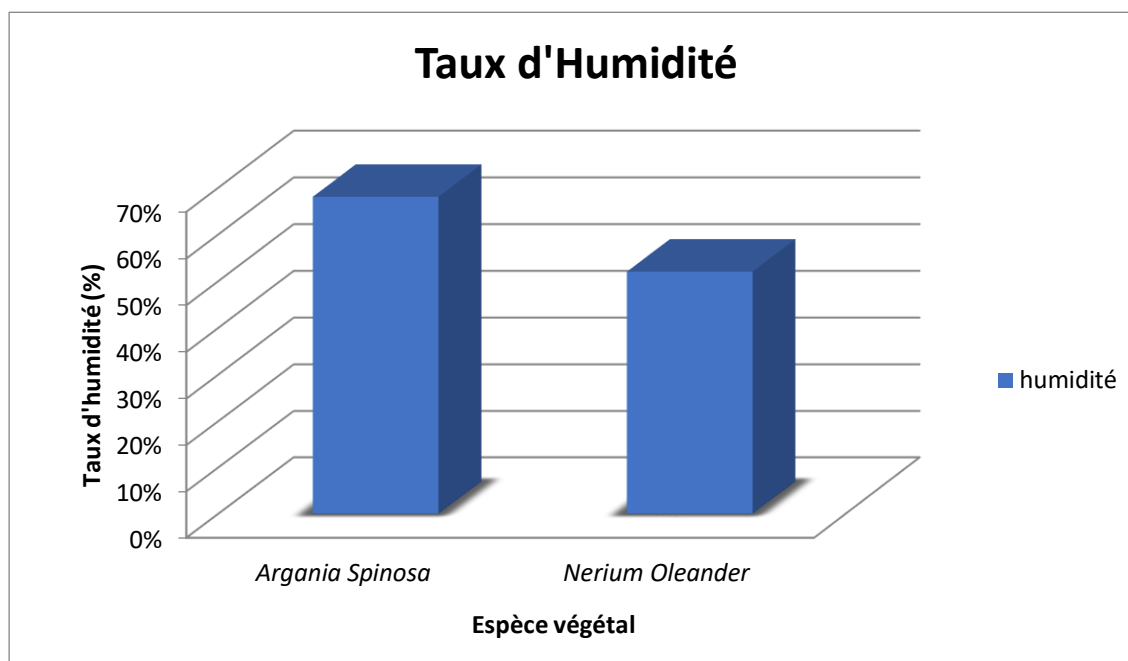


Figure 67 : le taux d'humidité des feuilles fraîches de deux espèces végétales *Argania spinosa* et *Nerium oleander*

L'analyse de l'histogramme montre une différence de la teneur en humidité entre les deux espèces étudiées. Les feuilles d'*Argania spinosa* présentent une humidité de 68 %, alors que celles de *Nerium oleander* affichent une humidité de 52 %.

Ces résultats indiquent que les feuilles d'*Argania spinosa* sont plus riches en eau que celles de *Neriumoleander*, avec une différence de 16 points de pourcentage. Cette forte teneur en eau traduit une plus grande proportion d'eau dans les tissus foliaires, tandis que *Nerium oleander* possède une teneur en matière sèche plus élevée.

Cette différence peut être expliquée par les caractéristiques anatomiques et physiologiques propres à chaque espèce. *Arganiaspinosa* possède des tissus capables de retenir davantage d'eau, ce

qui peut contribuer au maintien de l'activité métabolique des feuilles fraîches. À l'inverse, *Nerium oleander*, espèce méditerranéenne xérophile, présente des adaptations morphologiques (cuticule épaisse, feuilles coriaces et stomates enfoncés) qui limitent les pertes d'eau et se traduisent par une humidité foliaire plus faible.

La teneur en humidité influence également le rendement de séchage et l'extraction des composés bioactifs. Des feuilles plus humides nécessitent un temps de séchage plus long afin d'éviter la dégradation des métabolites secondaires, tandis que des feuilles moins humides sèchent plus rapidement et permettent une meilleure conservation de certains composés.

2. Rendement d'extraction des extraits hydrométhanoliques de *Argania Spinosa* et *Nerium oleander* :

Figure 68. montre le rendement d'extraction Hydro méthanoliques des feuilles fraîches de *Argania spinosa* et *Nerium oleander*

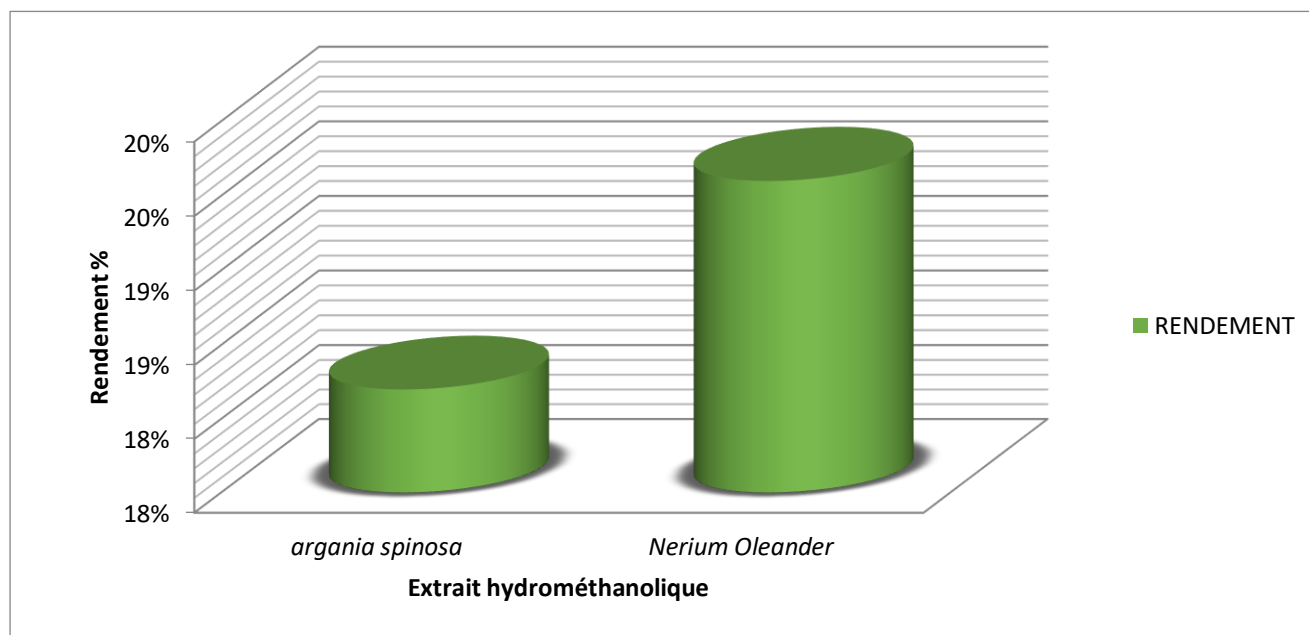


Figure 68: rendement (%) des extraits hydro-méthanoliques des feuilles fraîches d'*Argania spinosa* et *Nerium oleander*

L'histogramme présente le rendement d'extraction des extraits hydro-méthanoliques obtenus à partir des feuilles d'*Arganiaspinosa* et de *Nerium oleander*. Les résultats montrent que *Neriumoleander* possède un rendement d'extraction légèrement supérieur à celui d'*Arganiaspinosa*.

Le rendement d'extraction est d'environ 20 % pour *Neriumoleander*, contre 18,2 % pour *Argania spinosa*. Cette différence indique que les feuilles de *Neriumoleander* renferment une plus grande quantité de composés solubles dans le mélange hydro-méthanolique utilisé pour l'extraction. Cette richesse peut être attribuée à une teneur plus importante en métabolites secondaires, tels que les composés phénoliques, les flavonoïdes, les tanins et certains glycosides, qui sont facilement extraits par un solvant hydro-alcoolique.

En revanche, le rendement légèrement plus faible observé chez *Argania spinosa* peut être lié à la composition chimique de ses feuilles, notamment à une proportion plus élevée de composés structuraux (cellulose, lignine) ou de substances moins solubles dans le mélange hydro-méthanolique. Toutefois, un rendement d'extraction plus faible ne signifie pas nécessairement une activité biologique moindre, car celle-ci dépend principalement de la nature et de la concentration des molécules bioactives présentes dans l'extrait.

Les différences de rendement peuvent également être influencées par plusieurs facteurs, notamment la teneur en humidité des feuilles, leur stade de développement, les conditions de séchage, la granulométrie de la poudre végétale, la polarité du solvant, le temps d'extraction et les conditions expérimentales. Selon Azmir *et al.* (2013), ces paramètres jouent un rôle déterminant dans l'efficacité de l'extraction des composés naturels. De même, Dai et Mumper (2010) soulignent que les solvants hydro-alcooliques permettent généralement d'obtenir de meilleurs rendements d'extraction des composés phénoliques grâce à leur polarité intermédiaire.

Globalement, les deux espèces présentent des rendements d'extraction relativement élevés (supérieurs à 18 %), indiquant que les feuilles constituent une source intéressante de composés bioactifs susceptibles d'être valorisés dans les études phytochimiques et biologiques.

3. Les test phytochimiques :

Les resultats des tests phytochimiques est présenté dans le tableau 09:

Tableau 09 : Les résultats des tests phytochimiques

Les tests / Les extraits	Extrait de Neriumoleander	Extrait d'Arganiaspinosa
Les alcaloïdes	++	+
Les tanins	+++	++
Les flavonoïdes	++	++
Les quinones libres	+	+
Les saponines	+	++
Les terpénoïdes	++	+
Les composés réducteurs	++	+

Interprétation des signes :

- (+++) : fortement positif
- (++) : positif modéré
- (+) : faiblement positif
- (+-) : trace ou très faible réaction
- (-) : absence

Les tests phytochimiques réalisés sur les extraits de *Neriumoleander* et de l' *Arganiaspinosa* ont révélé la présence de plusieurs composés bioactifs, notamment les alcaloïdes, tanins, flavonoïdes, quinones libres, saponines, terpénoïdes et composés réducteurs.

L'extrait de *Nerium oleander* montre une forte présence des tanins ainsi qu'une teneur importante en alcaloïdes, terpénoïdes et composés réducteurs. L'extrait d'arganier présente quant à lui une richesse plus marquée en saponines et flavonoïdes.

Ces métabolites secondaires sont connus pour leurs propriétés biologiques variées telles que les activités antioxydantes, antimicrobiennes et bioinsecticides, biostimulantes. Les résultats obtenus confirment ainsi l'intérêt phytochimique des deux plantes étudiées

Discussion :

L'examen phytochimique des extraits hydrométhanoliques des feuilles met en évidence un contraste biochimique remarquable entre *Nerium oleander* et *Argania spinosa*, révélant des teneurs variables en métabolites secondaires d'une espèce à l'autre. En effet, l'extrait de *Nerium oleander* se caractérise par une accumulation majeure de tanins, associée à une présence de composés alcaloïdes, de terpénoïdes et de sucres réducteurs. Ces résultats rejoignent les observations antérieures de Derwich *et al.* (2010), qui rapportent la dominance de ces familles chimiques et des polyphénols chez le laurier-rose. D'un autre côté, l'extrait d'*Argania spinosa* affiche une richesse nettement supérieure et plus marquée en saponines et en flavonoïdes. Ce résultat est en parfait accord avec les données de Charrouf et Guillaume (2007), démontrant que la fraction extractible des feuilles de l'arganier est intrinsèquement dotée d'une haute teneur en saponines triterpéniques et en flavonoïdes. Selon Rattan (2010), la présence simultanée de ces différentes classes de métabolites secondaires (alcaloïdes, tanins, flavonoïdes, saponines et terpénoïdes) confère à ces deux matrices végétales un potentiel biologique et antioxydant, bioinsecticide et biostimulant très important. En somme, la mise en évidence de ces constituants chimiques spécifiques confirme la valeur de notre travail et valide scientifiquement l'intérêt de la caractérisation de ces deux plantes.

4. Dosage du polyphénol totaux

La figure 69 présente la courbe d'étalonnage de l'acide gallique, utilisée comme standard pour le dosage des polyphénols totaux par la méthode de Folin-Ciocalteu.

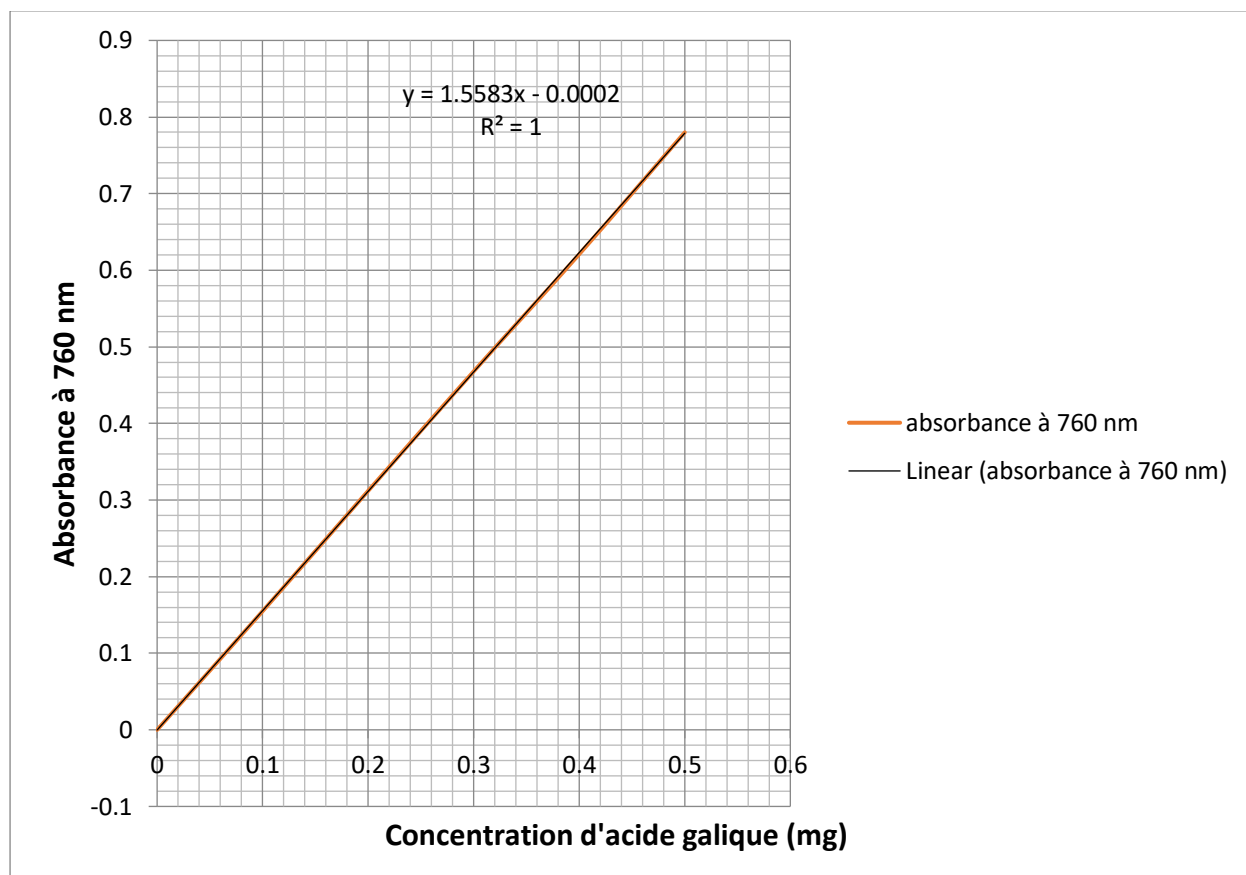


Figure 69 : courbe d'étalonnage

D'après la figure 69 qui montre la relation entre la concentration d'acide gallique (mg) et l'absorbance mesurée à 760 nm.

Les résultats révèlent une augmentation linéaire de l'absorbance avec l'augmentation de la concentration en acide gallique. L'absorbance passe de 0 pour une concentration nulle à 0,155, 0,312, 0,468, 0,621 et 0,780 pour des concentrations respectives de 0,1 ; 0,2 ; 0,3 ; 0,4 et 0,5 mg.

Cette relation linéaire traduit une excellente proportionnalité entre la concentration en composés phénoliques et l'absorbance enregistrée, ce qui confirme la fiabilité de la courbe d'étalonnage. Cette

droite permet ainsi de déterminer avec précision la teneur en polyphénols des extraits végétaux en convertissant leurs valeurs d'absorbance en équivalents d'acide gallique (mg EAG/g d'extrait).

La bonne linéarité de la courbe indique également que les mesures spectrophotométriques ont été réalisées dans le domaine de validité de la méthode analytique. Cette étape est indispensable pour garantir la précision et la reproductibilité du dosage des polyphénols.

5. Résultats des teneurs phénoliques

Figure 70. représente un histogramme comparatif de la teneur finale en composés phénoliques des deux extraits végétaux *Argania spinosa* et *Nerium oleander*

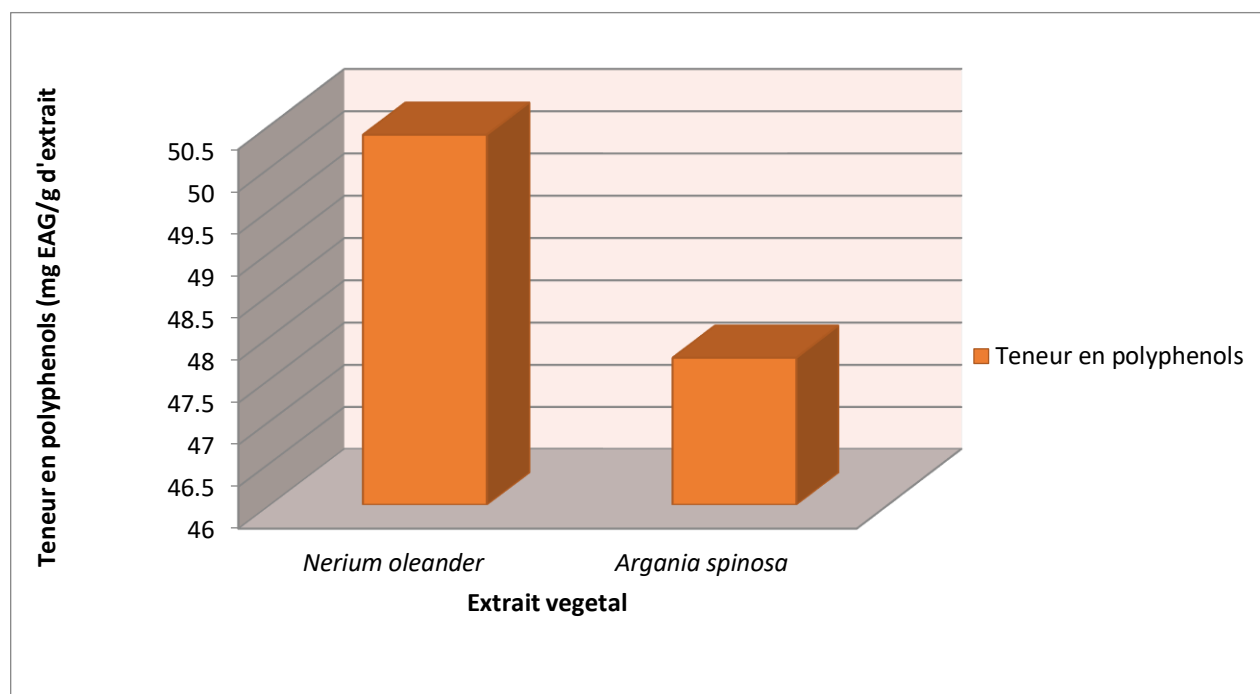


Figure 70 : Histogramme représentant la teneur finale en composés phénoliques des extraits d' *Argania spinosa* et de *Nerium oleander*

La comparaison de la teneur totale en polyphénols des extraits hydro-méthanoliques met en évidence une différence entre les deux espèces étudiées. L'extrait de *Nerium oleander* présente une teneur plus élevée (50,387 mg EAG/g d'extrait) que celui d'*Argania spinosa* (47,750 mg EAG/g d'extrait), soit une différence d'environ 2,637 mg EAG/g d'extrait.

Cette différence suggère que *Neriumoleander* est plus riche en composés phénoliques, connus pour leurs propriétés antioxydantes, antimicrobiennes et insecticides. Une teneur élevée en polyphénols est généralement associée à une meilleure capacité à neutraliser les radicaux libres et à protéger les cellules contre le stress oxydatif. Ces composés interviennent également dans les mécanismes de défense des plantes contre les agressions biotiques et abiotiques.

Toutefois, malgré une teneur légèrement inférieure, *Argania spinosa* présente également une concentration très élevée en polyphénols, ce qui confirme qu'elle constitue une source importante de métabolites secondaires bioactifs. D'ailleurs, dans les essais biologiques réalisés sur le puceron ans cette étude, l'extrait d'*Arganiaspinosa* montré une activité insecticide plus rapide que celui de *Neriumoleander*. Cette observation indique que l'efficacité biologique d'un extrait ne dépend pas uniquement de la quantité totale de polyphénols, mais aussi de leur nature, de leur diversité et des interactions avec d'autres métabolites secondaires, tels que les flavonoïdes, les tanins, les saponines ou les terpènes.

Ces résultats sont en accord avec la littérature, qui souligne que la composition qualitative des composés phénoliques influence davantage l'activité biologique que leur teneur totale. Ainsi, un extrait contenant une quantité légèrement inférieure de polyphénols peut présenter une activité biologique supérieure si ses composés sont plus actifs ou agissent de manière synergique.

Disscusion :

La quantification des composés phénoliques totaux par la méthode de Folin-Ciocalteu a révélé une grande richesse en métabolites secondaires chez les deux espèces étudiées, mettant en évidence une corrélation positive entre le rendement d'extraction et la teneur finale en polyphénols. En effet, l'extrait de *Neriumoleander* (Laurier-rose) se distingue par le rendement le plus élevé (19,6%) associé à la plus forte concentration en polyphénols totaux, atteignant 503,87 mg EAG/g d'extrait, tandis qu'*Arganiaspinosa* (Arganier) affiche également une teneur hautement significative de 477,50 mg EAG/g d'extrait pour un rendement de 18,2%. Cette accumulation importante de composés phénoliques, particulièrement marquée chez le Laurier-rose, s'explique par la nature de son métabolisme secondaire fortement orienté vers la synthèse de molécules de défense en réponse aux contraintes environnementales. En confrontant nos résultats avec la littérature, il s'avère que la teneur obtenue pour *Neriumoleander* concorde avec les travaux de Mohammedi et Atik (2011) ainsi que ceux de Koka *et al.* (2015), qui soulignent l'efficacité des solvants polaires pour maximiser l'extraction des composés phénoliques et flavonoïdes chez cette espèce. De même, la valeur particulièrement élevée enregistrée pour *Arganiaspinosa* s'aligne et confirme les conclusions de Tahrouch *et al.* (2000) et de Khallouki *et al.* (2003) concernant le fort potentiel antioxydant des extraits d'arganier. Cette performance quantitative remarquable témoigne non seulement de l'efficacité du protocole expérimental choisi, mais aussi de l'impact des facteurs écoclimatiques et du stress environnemental (hydrique et thermique) subis par les plantes dans leurs milieux d'origine, des conditions physiologiques connues pour stimuler la voie des phénylpropanoïdes et suractiver la biosynthèse de ces antioxydants naturels pour assurer leur photoprotection.

6.Dosage de chlorophylle :

Figure 71. présente une comparaison des teneurs en pigments photosynthétiques (chlorophylle a, chlorophylle b, chlorophylle totale et caroténoïdes) dans l'extrait de *Nerium oleander* et *Argania spinosa*.

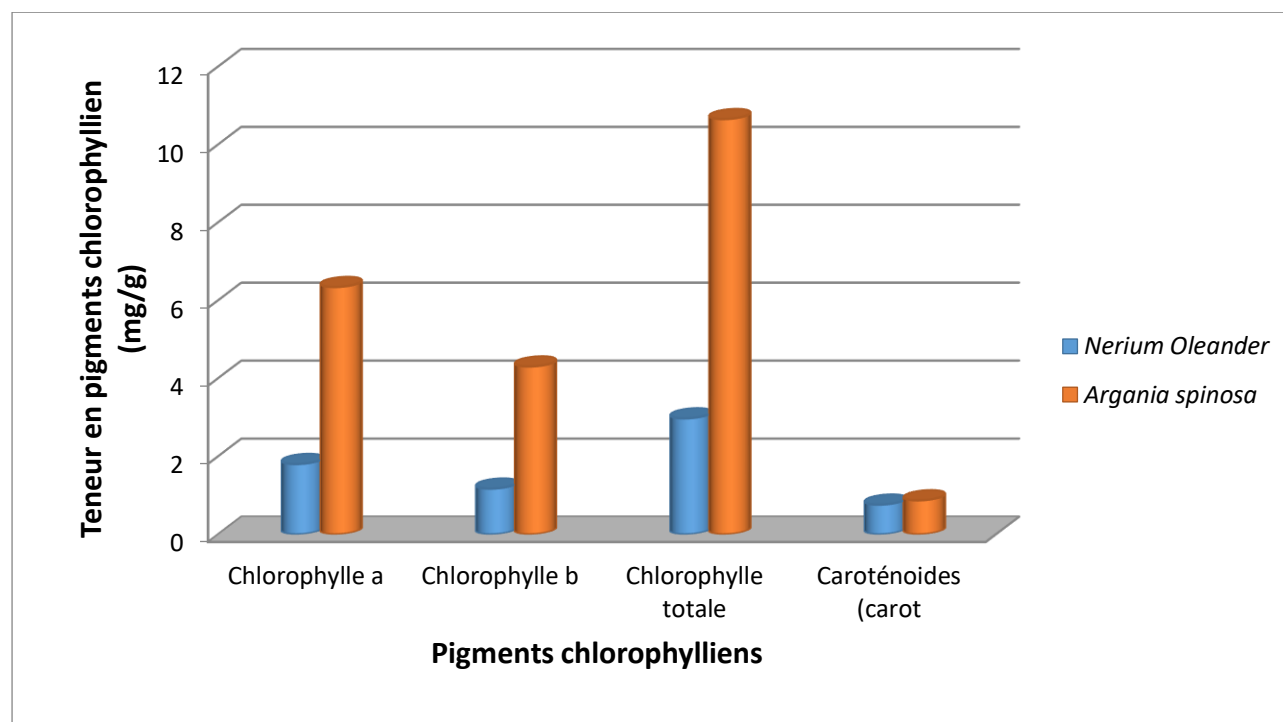


Figure 71: Comparaison entre Chlorophylle dans *Nerium oleander* et *Argania spinosa*.

La comparaison des teneurs en pigments photosynthétiques montre que l'extrait d'*Argania spinosa* est plus riche en chlorophylles que celui de *Nerium oleander*. En effet, la teneur en chlorophylle b est de 4,31 mg/g chez *Argania spinosa*, contre 1,17 mg/g chez *Nerium oleander*. De même, la chlorophylle a atteint 6,34 mg/g chez *Argania spinosa*, alors qu'elle n'est que de 1,80 mg/g chez *Nerium oleander*. La chlorophylle totale est également nettement plus élevée chez *Argania spinosa* (10,65 mg/g) que chez *Nerium oleander* (2,97 mg/g), soit une valeur environ 3,6 fois supérieure.

En revanche, les caroténoïdes présentent des teneurs relativement faibles et proches chez les deux espèces. *Argania spinosa* affiche une valeur de 0,0087 mg/g, légèrement supérieure à celle de *Nerium oleander* (0,0076 mg/g). Cette faible différence suggère que les deux plantes possèdent une capacité comparable à accumuler ces pigments accessoires impliqués dans la protection contre le stress oxydatif.

La forte teneur en chlorophylles observée chez *Argania spinosa* traduit une capacité photosynthétique potentiellement plus importante. Les chlorophylles jouent un rôle essentiel dans l'absorption de l'énergie lumineuse et la production de matière organique. Cette richesse en pigments peut également refléter un meilleur état physiologique des feuilles au moment de la récolte et une adaptation efficace aux conditions environnementales.

À l'inverse, les teneurs plus faibles enregistrées chez *Nerium oleander* peuvent être liées aux caractéristiques anatomiques et écophysiologiques de cette espèce xérophile. Les feuilles de laurier-rose sont épaisses, coriaces et présentent des adaptations permettant de limiter les pertes d'eau, ce qui peut influencer la concentration des pigments chlorophylliens.

Ces résultats sont cohérents avec les différences observées dans les autres paramètres étudiés. Bien que *Nerium oleander* présente une teneur plus élevée en polyphénols, *Argania spinosa* possède une plus forte teneur en pigments photosynthétiques, ce qui traduit des stratégies physiologiques différentes. Les chlorophylles sont principalement impliquées dans la photosynthèse et la production de biomasse, tandis que les polyphénols interviennent davantage dans les mécanismes de défense et l'activité antioxydante.

7. Evaluation de l'activité bio insecticide des extraits hydrométhanolique :

Effet de l'extrait de l' *Argania spinosa*

Figure 72. Illustre l'évolution du taux de mortalité corrigée moyenne (%) des individus de pucerons *Aphis gossypii* traité par différentes concentrations (0, 20, 40, 100%) de l'extrait hydrométhanolique des feuilles fraîches d'*Argania spinosa* après 24, 48 et 72 heures.

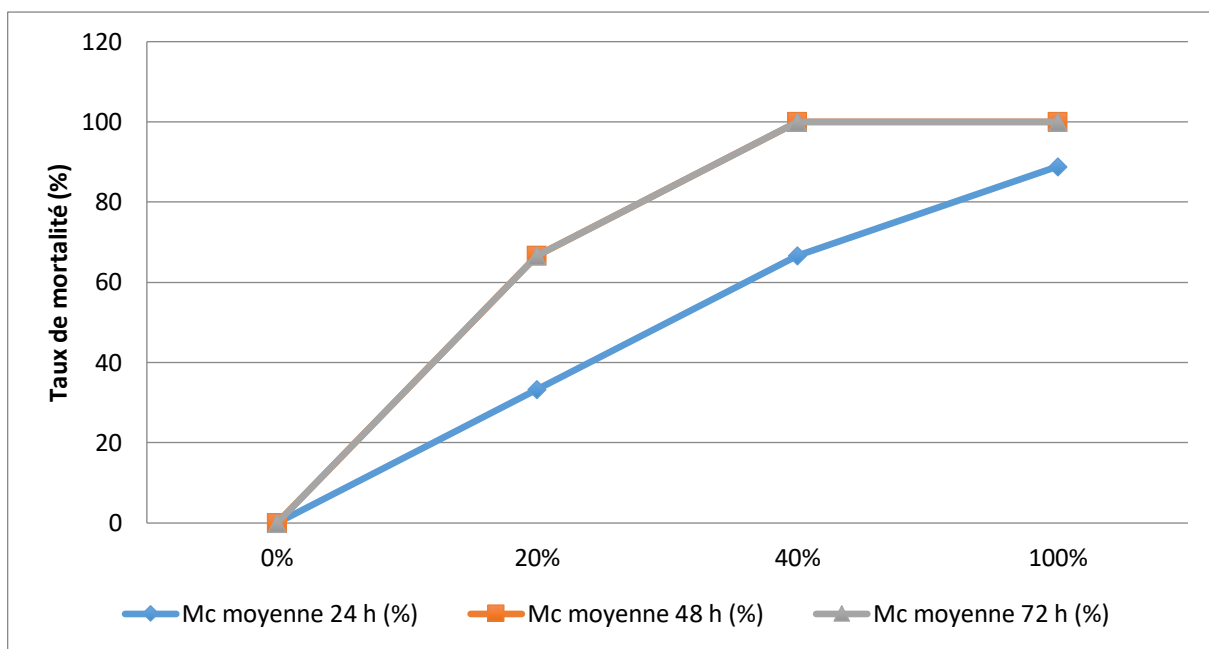


Figure 72.d'Évolution du taux de mortalité corrigée moyenne (%) d'*Aphis gossypii* traité par différentes doses de l'extrait hydro-méthanolique d'*Argania spinosa*

La figure 72 montre l'évolution du taux de mortalité corrigée moyenne (%) d'*Aphis gossypii* en fonction des concentrations (0, 20, 40 et 100 %) de l'extrait hydro-méthanolique des feuilles fraîches d'*Argania spinosa* après 24, 48 et 72 heures d'exposition. Les résultats mettent en évidence une augmentation significative de la mortalité avec l'augmentation de la concentration de l'extrait et du temps d'exposition, révélant un effet à la fois dose-dépendant et temps-dépendant.

Le traitement témoin (0 %) n'entraîne aucune mortalité pendant toute la durée de l'essai, confirmant que les mortalités observées sont exclusivement dues à l'action de l'extrait végétal.

Après 24 heures, la mortalité atteint 33,33 % à la concentration de 20 %, 66,67 % à 40 % et 88,89 % à 100 %. Cette évolution montre que l'augmentation de la concentration améliore rapidement l'efficacité insecticide de l'extrait.

Après 48 heures, l'activité insecticide est encore plus marquée. La mortalité atteint 66,67 % à 20 %, tandis que les concentrations de 40 % et 100 % provoquent une mortalité totale (100 %) des pucerons.

Après 72 heures, les résultats restent identiques à ceux observés après 48 heures. Les concentrations de 40 % et 100 % maintiennent une mortalité de 100 %, alors que la concentration de 20 % demeure à 66,67 %. Cette stabilité indique que l'effet maximal de l'extrait est atteint dès 48 heures pour les concentrations élevées.

Effet de l'extrait de *Nerium oleander*

Figure 73. illustre l'Évolution du taux de mortalité corrigée moyenne (%) d'*Aphis gossypii* traité par différentes concentrations (0, 20, 40, 100%) de l'extrait hydro-méthanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* après 24, 48 et 72 heures

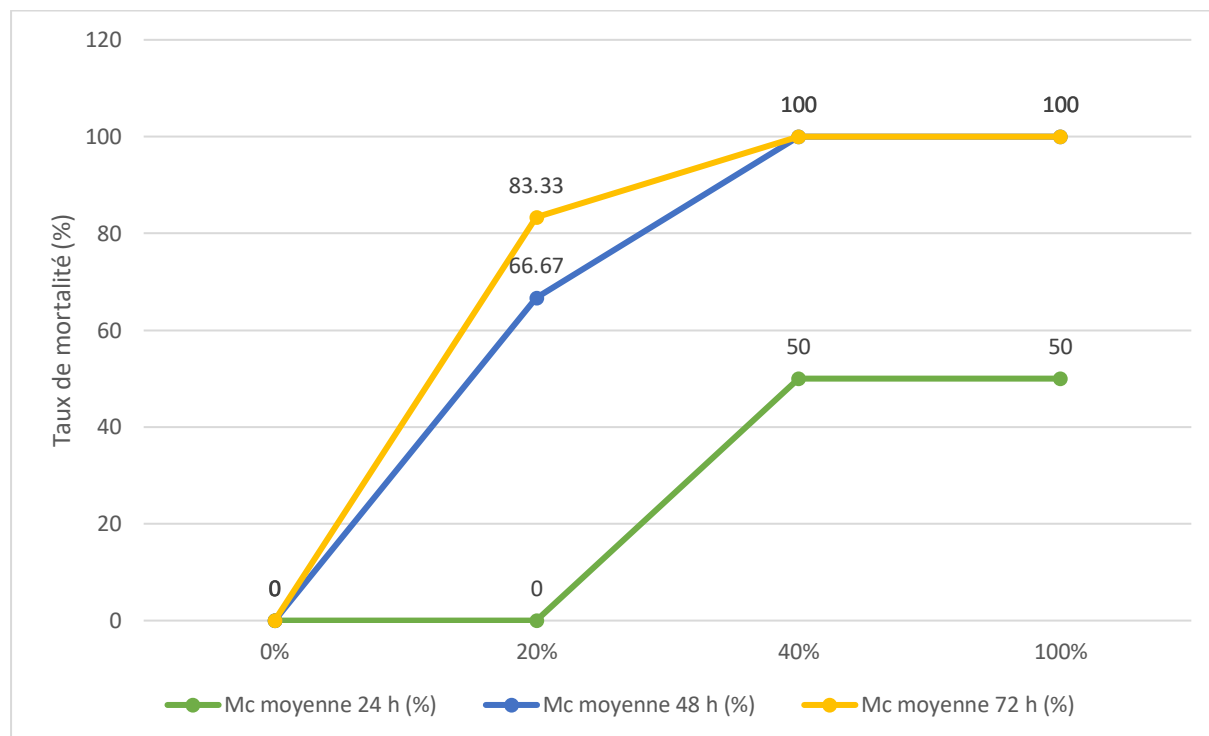


Figure 73.Évolution du taux de mortalité corrigée moyenne (%) d'*Aphis gossypii* traité par différentes doses de l'extrait hydro-méthanolique de *Nerium oleander*

La figure présente l'évolution du taux de mortalité corrigée moyenne (%) d'*Aphis gossypii* après traitement par différentes concentrations (0, 20, 40 et 100 %) de l'extrait hydro-méthanolique des feuilles fraîches de *Neriumoleander* pendant 24, 48 et 72 heures. Les résultats montrent que la mortalité des pucerons augmente progressivement avec la concentration de l'extrait et la durée d'exposition, mettant en évidence un effet dose-dépendant et temps-dépendant.

Le traitement témoin (0 %) n'a provoqué aucune mortalité durant toute la période expérimentale, ce qui confirme que les décès observés sont exclusivement dus à l'action de l'extrait végétal.

Après 24 heures, aucune mortalité n'est enregistrée à la concentration de 20 %, tandis qu'une mortalité de 50 % est observée aux concentrations de 40 % et 100 %. Ces résultats indiquent qu'une concentration élevée est nécessaire pour produire un effet insecticide rapide.

Après 48 heures, l'efficacité de l'extrait augmente nettement. La mortalité atteint 66,67 % à 20 %, puis 100 % aux concentrations de 40 % et 100 %. L'augmentation du temps d'exposition améliore donc considérablement l'activité insecticide de l'extrait.

Après 72 heures, la mortalité atteint 83,33 % à 20 %, tandis qu'elle reste de 100 % aux concentrations de 40 % et 100 %. Cette évolution montre que l'effet insecticide se poursuit avec le temps, notamment à la plus faible concentration testée.

La comparaison avec *Argania spinosa* révèle que les deux extraits possèdent une forte activité insecticide contre *Aphis gossypii*. Toutefois, *Arganiaspinosa* agit plus rapidement, puisqu'il provoque déjà 33,33 % de mortalité à 20 % après 24 heures, alors qu'aucune mortalité n'est observée avec *Neriumoleander* à cette même concentration. En revanche, à partir de 48 heures, les deux extraits atteignent une mortalité de 100 % aux concentrations de 40 % et 100 %, ce qui traduit une efficacité comparable à long terme.

L'activité insecticide de *Nerium oleander* peut être attribuée à la présence de nombreux métabolites secondaires, notamment des polyphénols, flavonoïdes, tanins, saponines et des hétérosides cardiotoniques, connus pour leurs propriétés toxiques envers les insectes. Ces composés perturbent les fonctions physiologiques des pucerons en affectant leur système nerveux, leur métabolisme énergétique, leurs enzymes digestives et leur équilibre oxydatif, conduisant progressivement à leur mort.

Ces résultats sont en accord avec les travaux d'Isman (2006), qui a démontré que les extraits végétaux riches en métabolites secondaires constituent des alternatives prometteuses aux insecticides chimiques. Ils confirment également les observations de Pavela (2016), selon lesquelles les composés phénoliques et les terpènes des plantes exercent une activité insecticide importante grâce à leurs effets neurotoxiques et antialimentaires.

DL50 et 90 :

Les valeurs de la DL50 et vien illustré sur le tablaeauci dessous:

Tableau 10: résultats de DL50 et DL90 après 24h,48h ,72h de l'application des différentes Doses des deux extraits hydrométhanolique des feuilles fraîches de *Nerium oleander* et de *Argania spinosa*

Extrait	Temps	DL50 (%)	DL90 (%)
<i>Nerium oleander</i>	Après 24h	37,5	57,5
	Après 48h	19,99	31,99
	Après 72h	18,42	31,05
<i>Argania spinosa</i>	Après 24h	25,9	39,3
	Après 48h	20	32
	Après 72h	20	32

Discussion

L'analyse des doses létales DL50 et DL90 révèle que les extraits hydrométhanoliques de *Nerium oleander* et d'*Argania spinosa* possèdent un potentiel toxique remarquable, caractérisé par des cinétiques d'action distinctes. La toxicité précoce induite par l'extrait d'*Argani aspinosa* après seulement 24 heures d'exposition DL50 = 25,9% DL90 = 39,3% confirmer les conclusions de Aït El Mokhtar *et al.*, Ces chercheurs ont mis en évidence que les extraits de feuilles d'arganier provoquent un effet de choc immédiat chez les insectes cibles, principalement en raison de leur richesse en saponines, des molécules actives agissant par contact ou ingestion. Cependant, la stabilisation relative de son efficacité à 48h et 72 heures DL50 = 20,0% DL90 = 32,0% pourrait s'expliquer par une dégradation plus rapide de certains de ses principes actifs volatils en conditions de laboratoire. En revanche, l'activité biopesticide de l'extrait hydrométhanoique de *Nerium*

oleander se montre progressive et s'accroît de manière significative au fil du temps, atteignant sa performance maximale à 72 heures $DL_{50} = 18,42\%$

$DL_{90} = 31,05\%$. Cette toxicité intense et durable est en parfait accord avec les travaux de Bouguerra et al., qui associent l'efficacité biopesticide à long terme du laurier-rose à sa forte teneur en métabolites secondaires stables et puissants, notamment les hétérosides cardiotoniques et les alcaloïdes. De plus, nos résultats rejoignent les observations de Idrissi *et al.*, confirmant que l'action toxique de *Nerium oleander* est strictement dépendante du temps d'exposition (temps-dépendante). En somme, la confrontation de nos données avec la littérature scientifique valide le potentiel de ces deux ressources végétales locales en tant qu'alternatives écologiques prometteuses pour la protection intégrée des cultures.

8. Taux de germination

Figure 74 Représente la comparaison de taux de germination du blé et de la tomate pendant 8 jours de germination.

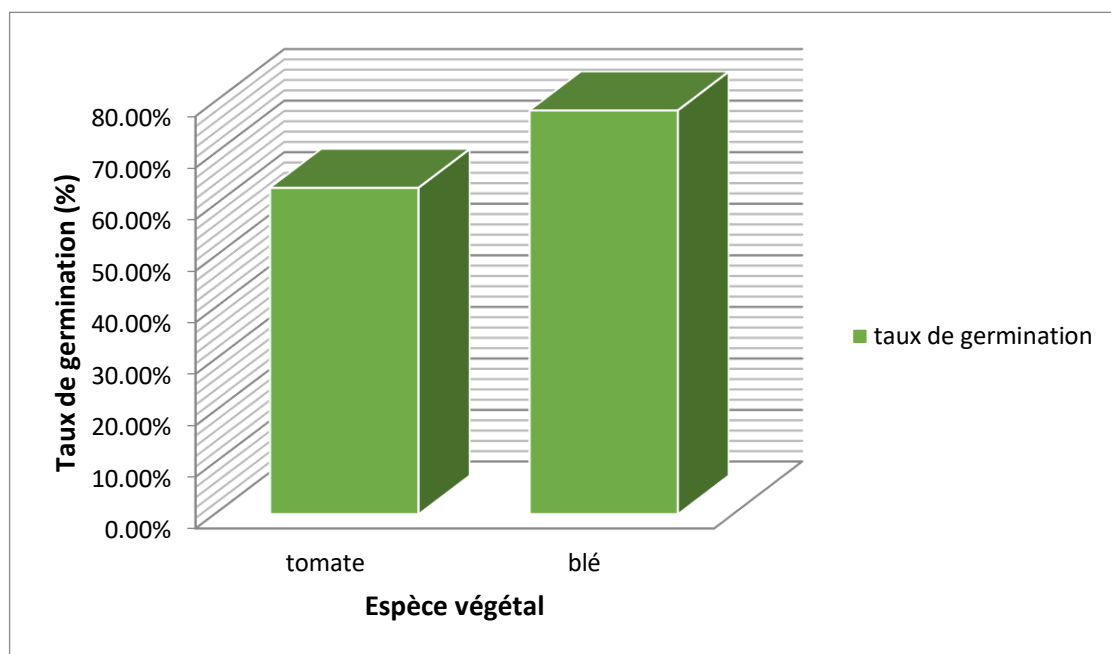


Figure 74 comparaison de taux de germination du blé et tomate pendant 8 jours de germination

Les résultats illustrés par la Figure 74 révèlent une variation de la capacité germinative entre les deux espèces étudiées après une période de 8 jours, où le taux de germination enregistré chez le blé est de 68 %, tandis que celui de la tomate affiche une valeur inférieure, atteignant 52 %. Pour le blé (*Triticum aestivum*), ce taux met en évidence la rapidité cinétique d'imbibition et de levée de dormance propre aux graminées, ce qui s'accorde avec les travaux de Al-Mudaris *et al.* (1998) ainsi que ceux de Bailly *et al.* (2004) qui démontrent que les semences de céréales possèdent un métabolisme enzymatique précoce (notamment l'alpha-amylase) permettant une mobilisation rapide des réserves amylacées. À l'inverse, le taux inférieur de 52 % enregistré pour la tomate (*Solanum lycopersicum*) traduit la sensibilité et la lenteur relative de cette solanacée par rapport au blé ; ce constat est en parfaite corrélation avec les conclusions de Taylor *et al.* (1998) et de Foolad *et al.* (2000) qui soulignent que la germination de la tomate est un processus hautement thermo-dépendant, nécessitant des conditions optimales strictes pour lever la contrainte mécanique imposée

par l'endosperme et les téguments rigides de la graine. Ainsi, au bout de ces 8 jours d'expérimentation, le blé a déjà franchi ses principales étapes métaboliques alors que la tomate se situe encore dans sa phase active de transition germinative, justifiant ainsi le décalage observé entre les deux cultures.

9. A) Effet des différents traitements d'irrigation sur la germination des graines de blé :

➤ NaCl

Figure 75 indique l'évolution du taux de germination (%) des graines de blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de NaCl (3g/l, 6g/l, 9g/l, 12g/l, 15g/l)

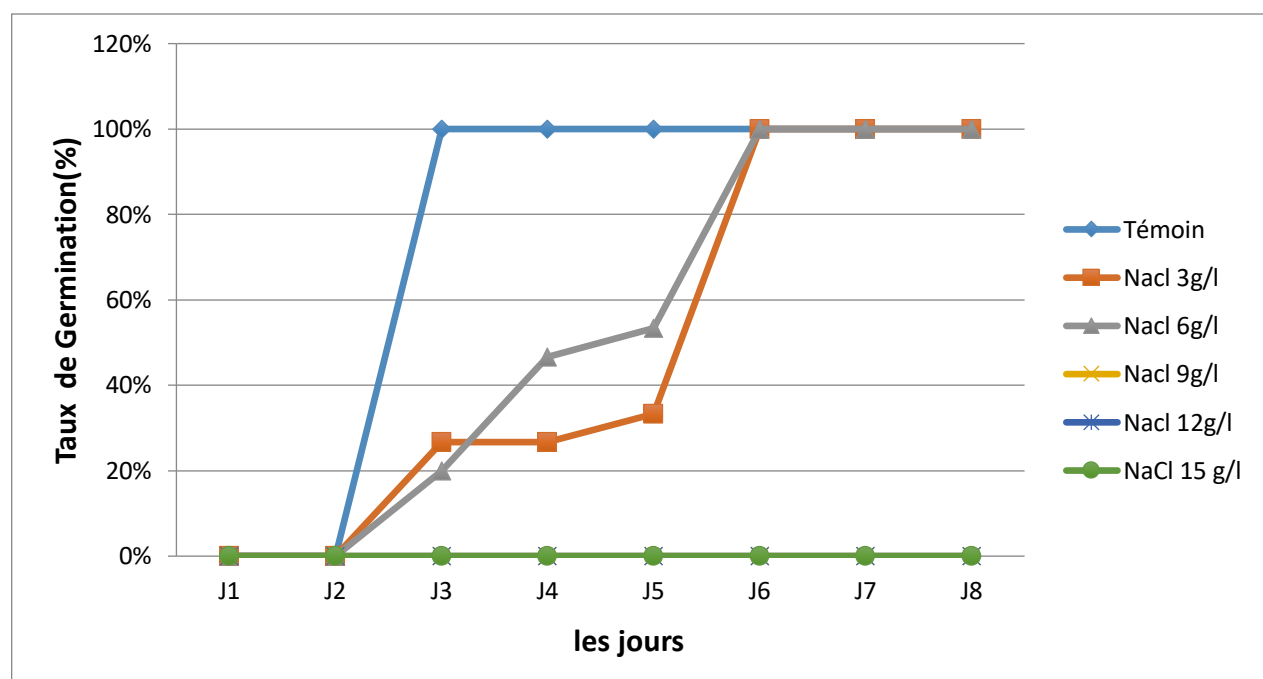


Figure 75: Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de blé sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus dans la figure 75 montrent que l'augmentation de la concentration en NaCl exerce un effet répressif significatif et dose-dépendant sur la germination du blé.

En effet, le lot témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une cinétique de germination optimale et précoce où le taux maximal de 100% est atteint dès le troisième jour (J3). Cette évolution rapide

traduit un développement normal des graines dans des conditions favorables, caractérisées par une bonne disponibilité en eau permettant l'imbibition et l'activation métabolique. Des résultats similaires ont été rapportés par Bewley et Black (2013), qui soulignent que l'absorption rapide de l'eau constitue l'étape essentielle déclenchant les processus enzymatiques de la germination.

À l'inverse, aux concentrations modérées de 3 g/L et 6 g/L, les résultats obtenus montrent que le NaCl n'inhibe pas le taux final de germination, mais provoque un effet retardateur très net entre J3 et J5 (où le taux stagne entre 20% et 50%). Ce retard cinétique est suivi d'une phase de récupération où les graines atteignent 100% de germination au sixième jour (J6). Cette réponse adaptative s'explique par une contrainte osmotique temporaire. Ces observations sont en parfaite concordance avec les travaux de Mrani-Alaoui *et al.*, qui expliquent que l'élévation de la pression osmotique du milieu extérieur ralentit l'entrée d'eau dans la graine, prolongeant ainsi le temps de latence nécessaire au démarrage de la croissance embryonnaire sans pour autant affecter la viabilité finale des semences.

Enfin, aux fortes concentrations de 9, 12 et 15 g/L, les résultats obtenus montrent une inhibition totale (0%) de la germination sur l'ensemble des 8 jours d'expérimentation. Ce blocage strict indique que le seuil de tolérance de l'espèce a été franchi. Selon Khan *et al.*, cette absence totale de germination est attribuée à la toxicité ionique directe des ions Na^+ et Cl^- accumulés, qui altère la structure des enzymes hydrolytiques nécessaires à la mobilisation des réserves. De plus, Gill *et al.* confirment que ces salinités élevées perturbent gravement l'équilibre hormonal, induisant un blocage métabolique complet qui empêche l'émergence de la racicule.

➤ Effet de cuivre

Figure 76 indique l'évolution du taux de germination (%) des graines du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de CuSO_4 (0,3g/l, 0,6g/l, 0,9g/l, 1,2g/l, 1,5g/l)

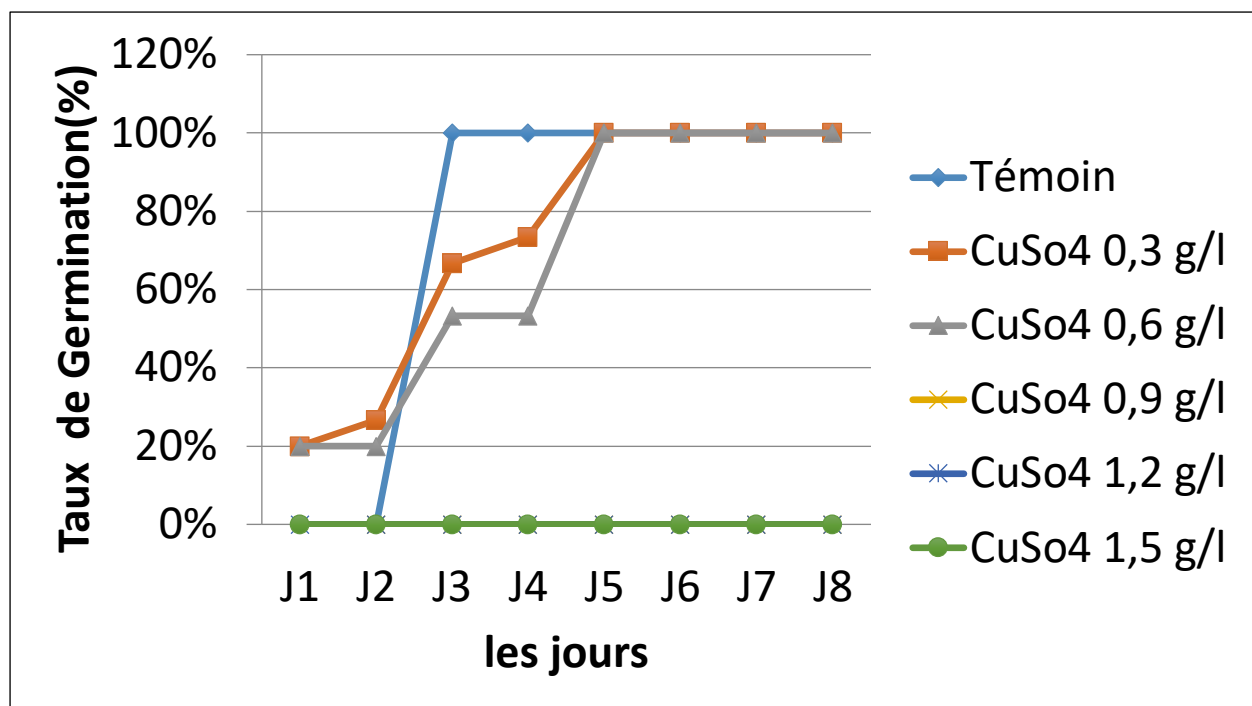


Figure 76 :Évolution du pourcentage de germination (%) des graines du blé sous différentes concentrations de CuSO4 comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus dans la figure 76 montrent que le sulfate de cuivre CuSO4 exerce un effet répressif rigoureux et dose-dépendant sur la germination des graines du blé

En effet, le lot témoin, exempt de toute toxicité métallique, présente une cinétique de germination optimale et rapide, atteignant son maximum de 100% dès le troisième jour (J3). Cela confirme une hydratation cellulaire normale et une activation immédiate des processus métaboliques de croissance en conditions favorables (Bewley et Black, 2013).

En revanche, aux faibles concentrations de 0,3 g/L et 0,6 g/L, les résultats obtenus montrent un démarrage précoce dès J1, mais suivi d'un ralentissement de la vitesse globale de germination entre J3 et J4. Néanmoins, ce stress métallique modéré n'altère pas la viabilité finale des semences, car les graines récupèrent progressivement pour atteindre 100% de germination au cinquième jour (J5). Selon Siddiqui *et al.*, ce retard cinétique s'explique par une perturbation transitoire de l'élongation

cellulaire et un ralentissement de l'activité des enzymes hydrolytiques induits par les faibles doses de cuivre.

Enfin, aux fortes concentrations de 0,9 g/L, 1,2 g/L et 1,5 g/L, les résultats obtenus montrent une inhibition totale (0%) de la germination sur l'ensemble des 8 jours de suivi. Ce blocage strict met en évidence la phytotoxicité sévère de ce métal lourd. D'après Munzuroglu et Geckil, l'accumulation excessive d'ions Cu^{2+} provoque un stress oxydatif aigu qui altère l'intégrité des membranes cellulaires de l'embryon et inactive de façon irréversible l'alpha-amylase, bloquant ainsi la mobilisation des réserves nutritives indispensables à l'émergence de la radicule

➤ Effet du fongicide

Figure 77 indique l'évolution du taux de germination (%) des graines du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de Fongicide (0,3g/l, 0,6g/l, 0,9g/l, 1,2g/l, 1,5g/l, 3g/l, 6g/l)

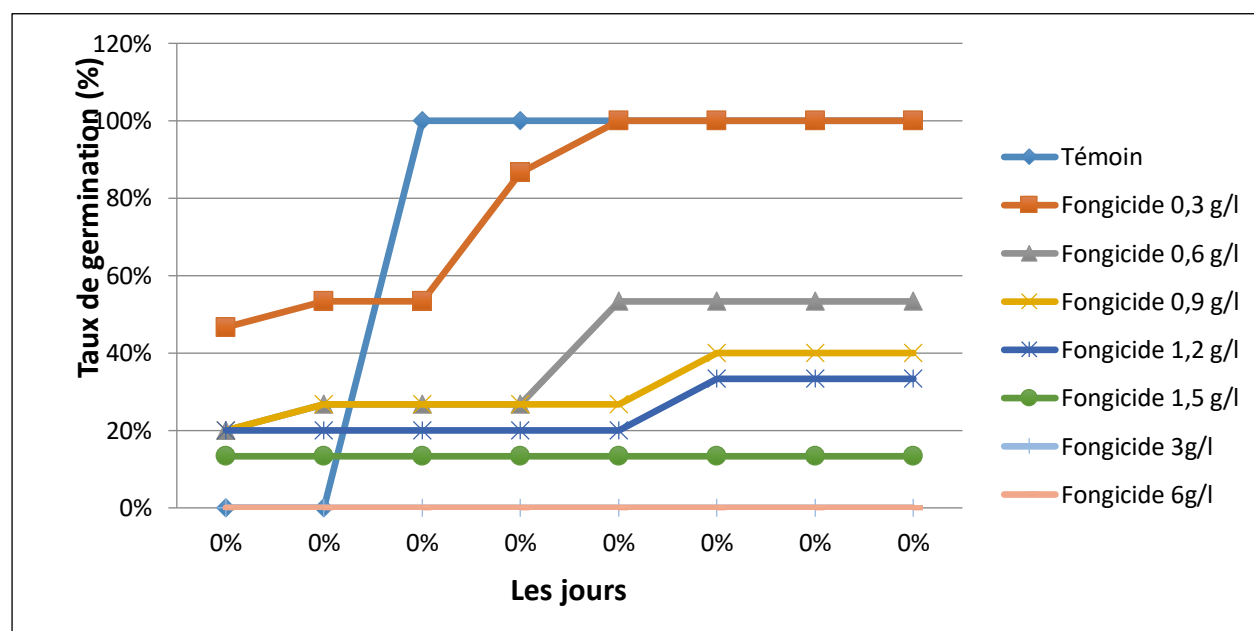


Figure 77 :Évolution du pourcentage de germination (%) des graines Du blé sous différentes concentrations de fongicides comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus dans la figure 77 montrent que le fongicide exerce un effet dépressif dose-dépendant sur la germination des graines. En effet, le lot témoin présente une cinétique optimale en

atteignant 100% de germination dès J3, ce qui confirme l'absence de toute phytotoxicité et permet un métabolisme embryonnaire normal (Bewley et Black, 2013). En revanche, la faible dose de 0,3 g/L montre un démarrage précoce à J1 (47%) suivi d'une stagnation, pour finalement récupérer tardivement et atteindre 100% à J5, un retard cinétique que Dimitrov et al. attribuent à un ralentissement temporaire de l'élongation cellulaire induit par les molécules chimiques. Quant aux doses intermédiaires (0,6 à 1,5 g/L), elles provoquent une chute sévère du taux final qui se stabilise dès J6 à des valeurs très réduites (allant de 53% à seulement 15%), ce qui s'explique par l'altération partielle des membranes cellulaires de la graine par les principes actifs (Chen *et al.*). Enfin, aux fortes doses de 3 g/L et 6 g/L, on observe une inhibition totale (0%) sur l'ensemble des 8 jours, ce qui met en évidence une toxicité aiguë capable de bloquer irréversiblement l'activité de l'alpha-amylase et d'arrêter la division cellulaire au niveau de la radicule (Radwan *et al.*, 2013)

➤ Effet de mercure

Figure 78 indique l'évolution du taux de germination (%) des graines du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de Mercure (0,3g/l, 0,6g/l, 0,9g/l, 1,2g/l, 1,5g/l)

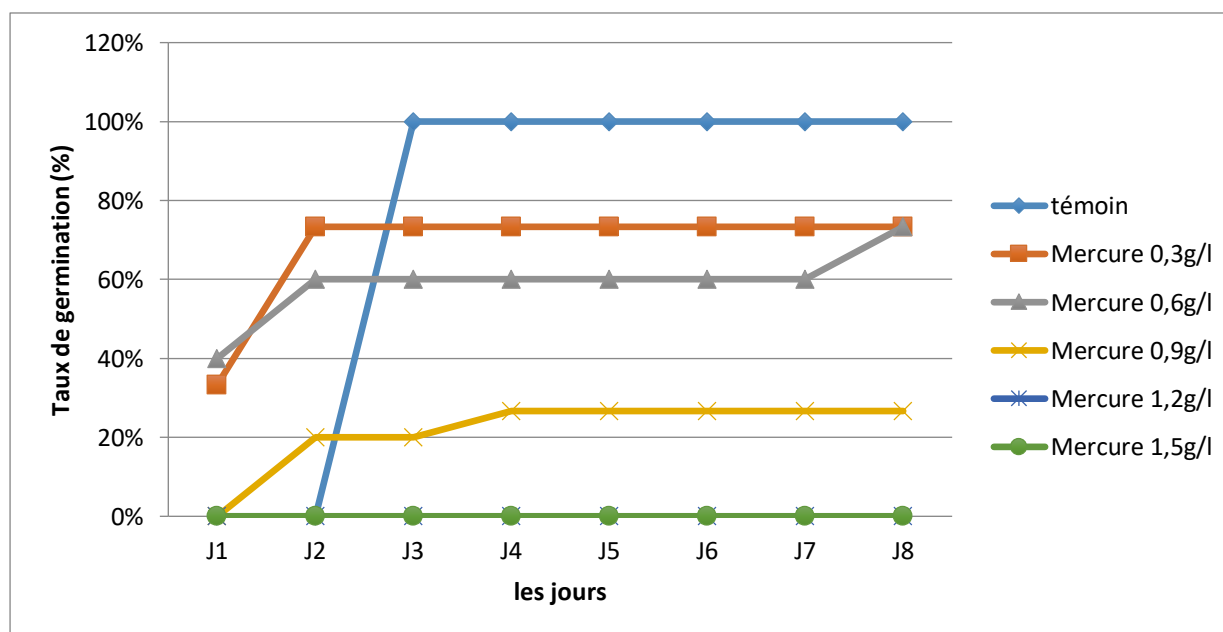


Figure 78 :Évolution du pourcentage de germination (%) des graines du blé sous différentes concentrations de mercure comparativement au témoin (eau distillée)

Les résultats obtenus dans la figure 78 montrent que le mercure (Hg) exerce un effet répressif sévère et dose-dépendant sur la germination du blé. Alors que le témoin atteint 100% de germination dès J3, les doses de 0,3 et 0,6 g/L plafonnent définitivement à 73% et 60% dès J2, tandis que la dose de 0,9 g/L chute drastique à seulement 26% à partir de J4. Aux fortes doses (1,2 et 1,5 g/L), l'inhibition devient totale (0%) sur les 8 jours. Sur le plan physiologique, le blocage précoce aux faibles doses s'explique par une altération immédiate de l'élongation cellulaire induite par le métal (Singh *et al.*). À 0,9 g/L, cette baisse sévère est due à un stress oxydatif aigu qui détruit l'intégrité des membranes de l'embryon (Patra et Sharma). Enfin, l'inhibition totale à 1,2 et 1,5 g/L montre que le seuil de létalité est atteint : le mercure inactive irréversiblement l'alpha-amylase en se liant à ses groupements sulfhydryles (-SH) (Zhou *et al.*) et stoppe définitivement la division cellulaire radriculaire (Muni *et al.*)

➤ Effet de différentes qualités d'eau

Figure 79 indique l'évolution du taux de germination (%) des graines du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer).

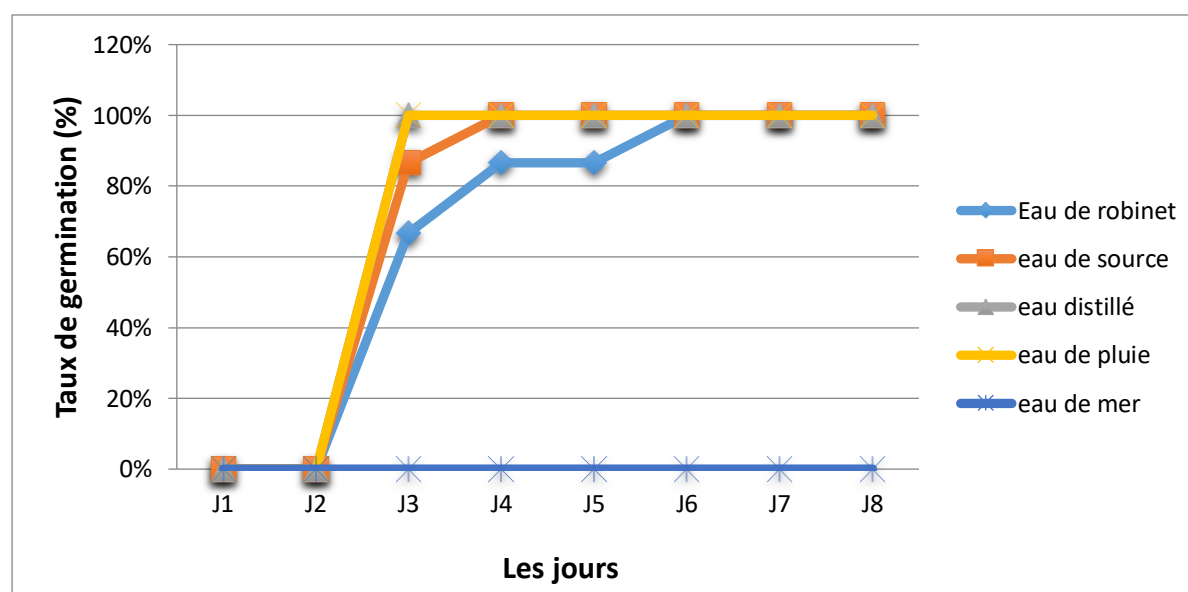


Figure 79:Évolution du pourcentage de germination (%) des graines Du blé irriguées par différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer).

Les résultats obtenus dans la figure 79 montrent que la qualité de l'eau d'irrigation influence significativement la cinétique et le taux final de germination du blé. En effet, l'eau distillée et l'eau de pluie présentent une cinétique optimale et identique, atteignant 100% de germination dès J3, ce qui confirme que l'absence totale de contrainte saline permet une hydratation embryonnaire maximale (Mayer et Poljakoff-Mayber). De même, l'eau de source et l'eau du robinet affichent une bonne évolution, atteignant leur taux maximal de 100% respectivement à J4 et J6 ; ce léger décalage dans la vitesse d'imbibition est classiquement attribué à la charge en ions et minéraux dissous qui réduit faiblement le potentiel hydrique du milieu (Bougoul *et al.*). En revanche, l'irrigation par l'eau de mer entraîne une inhibition totale (0%) de la germination sur l'ensemble des 8 jours. D'après Munns et Tester, ce blocage strict s'explique par la concentration extrême en sels de l'eau de mer qui génère d'abord un stress osmotique sévère empêchant toute entrée d'eau dans la graine, suivi d'une accumulation toxique de Na^+ et Cl^- qui dénature les protéines et bloque les divisions cellulaires nécessaires à la percée de la radicule (Teixeira *et al.*).

B) Effet d'atténuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induit par l'irrigation des eaux pollués sur le blé :

Tableau11: Évolution du taux de germination (%) des graines du blé , pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements: effet de l' eau distillé; effet séparé des extraits de plante (*Argania* et *Nerium*) ; effet des doses toxiques du stress: NaCl 15g/l, cuivre 1.5g/l, fongicide 6g/l, mercure 1.5g/l, et eau de mer ; effet combiné de chaque extrait (*Argania* et *Nerium*) avec les doses toxiques du stress

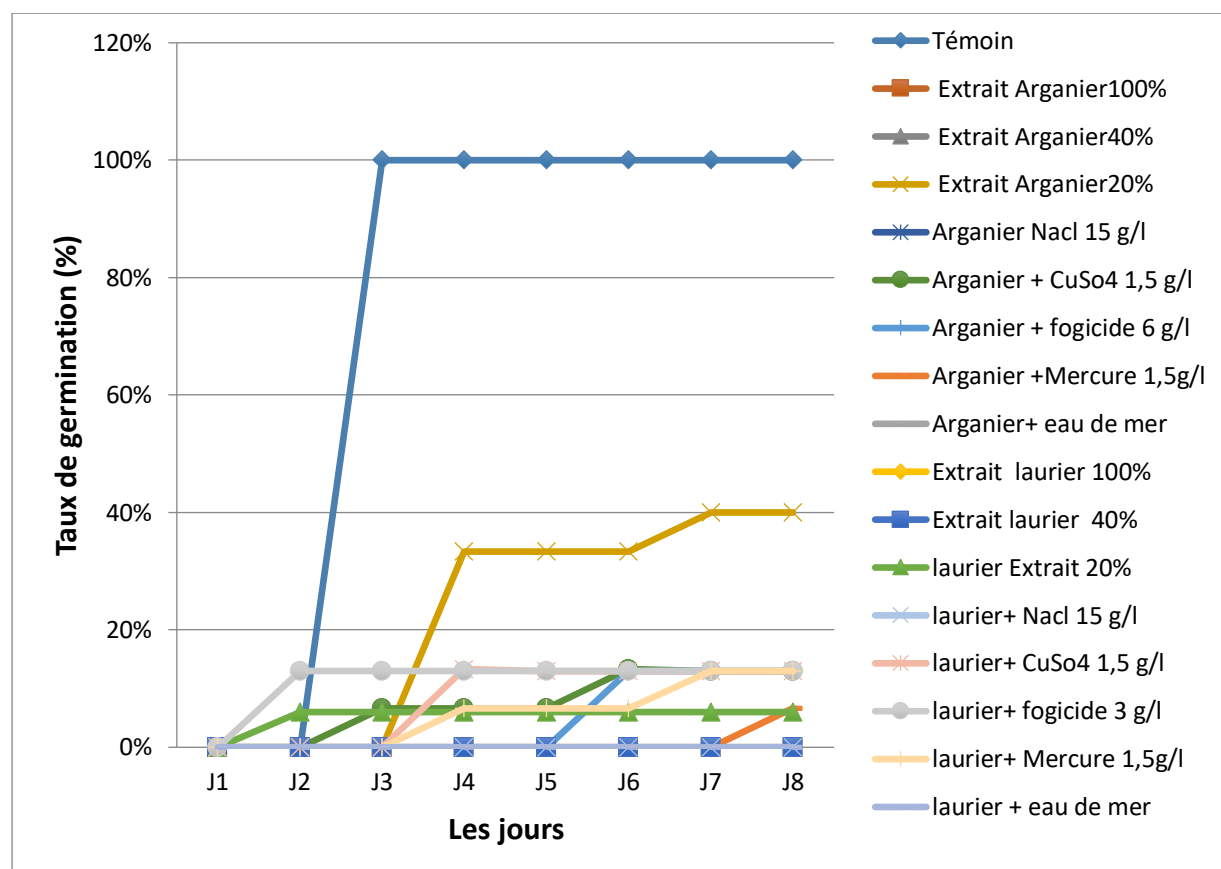
Traitements	Doses	Jours							
		J1	J2	J3	J4	J5	J6	J7	J8
		Taux de germination (%) des graines de la tomate pendant 8jours							
Témoin (eau distillé)	0 %	0%	0%	100%	100%	100%	100%	100%	100%
Extrait d'arganier	100%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Extrait d'arganier	40%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Extrait d'arganier	20%	0%	0%	0%	33, 33%	33,33%	33,33%	40%	40%
Dose toxique de NaCl	15 g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de l'arganier + NaCl15g/l	Extrait de l'arganier (100%) + NaCl (15 g/l)	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Dose toxique de Cuivre	1.5 g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de l'arganier + Cuivre1,5g/l	Extrait de l'arganier(100%) + Cuivre1,5 g/l	0%	0%	6,67 %	6,67 %	6,67%	13,33%	13,33%	13,33%

Dose toxique de fongicide	6g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de l'arganier + fongicide 6 g/l	Extrait de l'arganier (100%) + fongicide (6 g/l)	0%	0%	0%	0%	0%	13,33%	13,33%	13,33%
Dose toxique de mercure	1,5g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de l'arganier +Mercure 1,5g/l	Extrait de l'arganier (100%) + mercure (1,5 g/l)	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	6,67%
Dose toxique d'eau de mer	Mer	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de l'arganier +eau de mer	Extrait de l'arganier (100%) + eau de mer	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Extrait de laurier	100%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Extrait de laurier	40%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Extrait de laurier	20%	0%	0%	0%	6,67%	6,67%	20%	20%	20%
Dose toxique de NaCl	15g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de Laurier + NaCl	Extrait de laurier (100%) + NaCl (15 g/l)	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%

15g/l									
Dose toxique de Cuivre	1,5g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de Laurier + Cu 1,5 g/l	Extrait de laurier (100%) + Cuivre 1,5 g/l	0%	0%	0%	13 ,33%	13 ,33%%	13 ,33%	13 ,33%	13 ,33%
Dose toxique de fongicide	6g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de Laurier + fongicide 6 g/l	Extrait de laurier (100%) +fongicide (6 g/l)	0%	0%	0%	13 ,33%	13 ,33%	13 ,33%	13 ,33%	13 ,33%
Dose toxique de mercure	1,5g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de Laurier + Mercure 1,5g/l	Extrait de laurier (100%) + mercure (1,5 g/l)	0%	0%	0%	6,67%	6,67%	6,67%	13,33%	13,33%
Dose toxique d'eau de mer	mer	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de Laurier + eau de mer	Extrait de laurier (100%) + eau de mer	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%

Effet combiné dans ce cas: graine a été pré traité par l'extrait après irrigué pal eau polluée.

Figure 80: Évolution du taux de germination (%) des graines du blé , pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements: effet de l' eau distillé; effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium) ; effet des doses toxiques du stress: NaCl, cuivre, fongicide, mercure, et eau de mer ; effet combiné de chaque extrait(Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress.



Discussion :

L'analyse des interactions biochimiques étudiées révèle des perspectives cruciales pour la gestion de la santé des cultures et la recherche d'alternatives éco-compatibles en protection des plantes. Les résultats montrent que le lot témoin affiche une cinétique de germination extrêmement rapide, caractérisée par un taux de germination maximal de 100% atteint dès le troisième jour (J3), ce qui atteste de la parfaite viabilité du matériel séminal de blé (*Triticumaestivum*) utilisé. À l'inverse, l'application des extraits hydro-méthanoïques d'arganier (*Arganiaspinosa* L.) et de laurier (*Neriumoleander*.) à fortes doses (40% et 100%) modifie radicalement cette cinétique en bloquant le processus, maintenant le taux de germination à 0% durant les 8 jours d'observation. En phytoprotection, ce phénomène traduit un puissant pouvoir herbicide ou phytotoxique à large

spectre. Ces propriétés allélopathiques s'expliquent par la richesse de ces extraits en métabolites secondaires (composés phénoliques, tanins) capables d'altérer la perméabilité membranaire et de perturber l'activité de l'alpha-amylase, une enzyme clé pour la mobilisation des réserves de la graine, comme l'a démontré Rice (1984). De même, la toxicité aiguë des métaux lourds (Mercure, Cuivre) ou du fongicide appliqués seuls bloque net la germination (0%), illustrant un impact écotoxicologique sévère classique décrit par Li *et al.* (2019).

Le point culminant de cette étude réside dans l'évaluation des effets combinés, où l'interaction révèle un phénomène remarquable de biodétoxification ou de bioprotection induite par les extraits végétaux. Contre toute attente, l'association de l'extrait d'arganier (100%) avec le fongicide permet une reprise de la germination atteignant un taux de 13,33% en fin de cycle. De façon similaire, l'extrait de laurier (100%) combiné au cuivre ou au fongicide rétablit un taux stable de 13,33% dès le quatrième jour (J4), tandis que sa combinaison avec le mercure permet d'atteindre 13,33% à J7 et J8. Du point de vue de la défense des végétaux, ce sursaut s'explique par un mécanisme de complexation biochimique (ou chélation) : les polyphénols des extraits à forte concentration capturent les ions métalliques toxiques (Cu^{2+} , Hg^{2+}) et neutralisent les principes actifs du fongicide, réduisant ainsi leur biodisponibilité et leur phytotoxicité directe sur l'embryon. Une synergie protectrice similaire contre les polluants a été rapportée par Zoufan *et al.* (2020). Enfin, l'absence totale de germination (0%) observée face au stress salin (NaCl 15 g/l) ou à l'eau de mer prouve que cette action protectrice est hautement sélective : les extraits végétaux agissent efficacement comme détoxifiants chimiques ou métalliques, mais restent impuissants face au stress osmotique pur. Ces propriétés ouvrent des voies prometteuses pour la formulation de bio-intrants capables d'atténuer la phytotoxicité des xénobiotiques dans les systèmes de culture céréalières.

C. Effet des extrait de *Arganiaspinosa* et *Neriumoleander* sur la germination du blé

Figure 81. indique l'évolution du taux de germination (%) des graines du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet de différentes concentrations (0, 20, 40, et 100%) des extraits hydro méthanoïques des feuilles fraîches de plante (Arganier, Nerium)

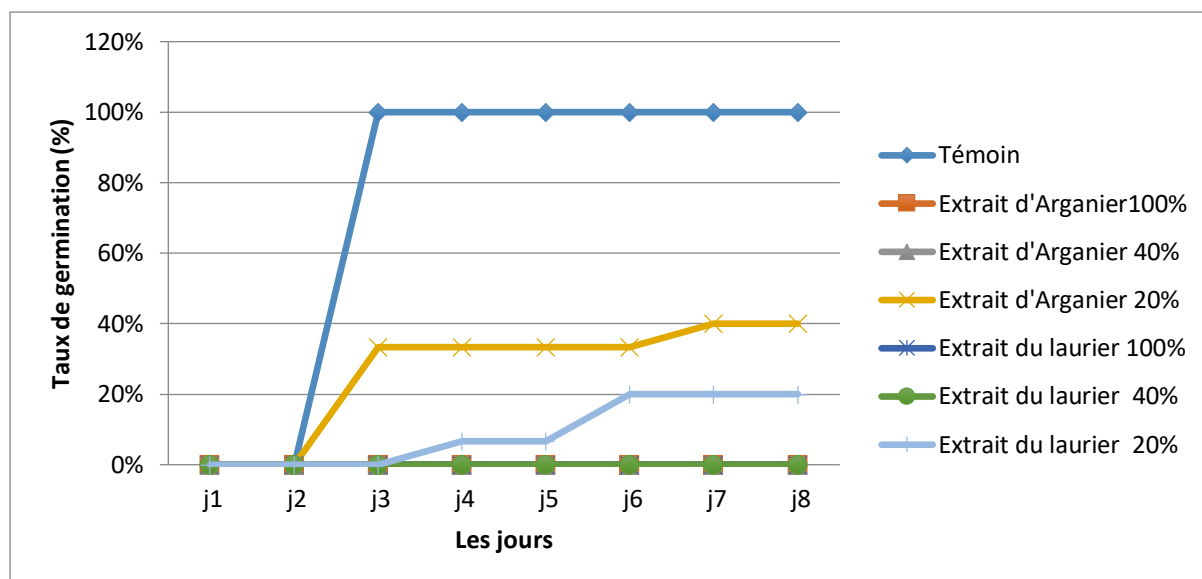


Figure 81: Evolution du taux de germination(%) des graines Du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium)

Les résultats obtenus dans la figure 81 montrent que les extraits hydro-méthanoliques d'arganier et de laurier (*Nerium oleander*) exercent un effet dépressif variable et dose-dépendant sur la germination des graines de blé. Le lot témoin se distingue par une progression continue pour atteindre son maximum de 100% à J8, confirmant la viabilité initiale des semences. En revanche, l'extrait d'arganier à 20% induit un démarrage précoce dès J3 (33%) pour se stabiliser à 40% à J8, tandis que l'extrait de laurier à 20% montre un retard de latence jusqu'à J3 avant de plafonner à un taux réduit de 20% à J8 ; ce décalage cinétique s'explique par la perturbation de la vitesse d'imbibition due aux modifications de la pression osmotique du milieu (Bougoul *et al.*). Enfin, aux concentrations intermédiaires et fortes (40% et 100%) pour les deux plantes, on observe une inhibition totale (0%) de la germination sur l'ensemble des 8 jours de suivi. Ce blocage strict met en évidence l'effet phytotoxique (allélopathique) aigu des principes actifs de ces plantes qui, à forte dose, bloquent l'activité des enzymes hydrolytiques comme l'alpha-amylase et altèrent l'intégrité cellulaire de l'embryon, stoppant ainsi définitivement l'émergence de la racicule (Mayer et Poljakoff-Mayber).

10. A) Effet des différents traitements d'irrigation sur la germination des graines de tomate :

➤ NaCl

Figure 82. indique l'évolution du taux de germination (%) des graines de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de NaCl (3g/l, 6g/l, 9g/l, 12g/l, 15g/l)

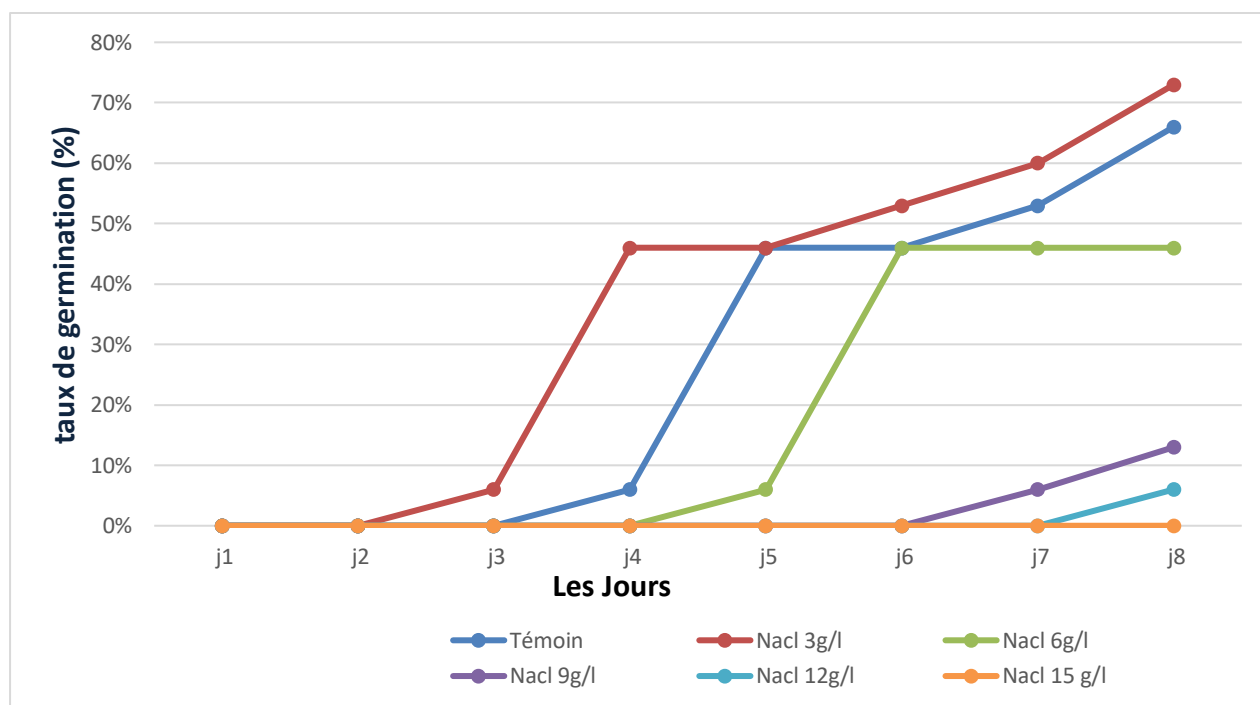


Figure 82. Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus dans la figure 82 montrent que l'augmentation de la concentration en NaCl exerce un effet significatif sur la germination des graines de tomate. Le pourcentage de germination diminue progressivement avec l'augmentation de la salinité, traduisant une sensibilité importante de cette espèce au stress salin. Cette diminution est particulièrement marquée aux concentrations de 9, 12 et 15 g/L, où la germination est fortement retardée, voire totalement inhibée à la concentration la plus élevée.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une germination progressive à partir du quatrième jour pour atteindre 66 % au huitième jour. Cette évolution traduit un développement normal des graines dans des conditions favorables, caractérisées par une bonne disponibilité en eau permettant

l'imbibition, l'activation des enzymes hydrolytiques et la mobilisation des réserves nutritives nécessaires à la croissance de l'embryon. Des résultats similaires ont été rapportés par Bewley et Black (2013), qui soulignent que l'absorption de l'eau constitue l'étape essentielle déclenchant les processus métaboliques de la germination.

À la concentration de 3 g/L, le NaCl n'inhibe pas la germination ; au contraire, le taux final atteint 73 %, soit une valeur légèrement supérieure à celle du témoin (66 %). Cette réponse suggère qu'une faible salinité peut être tolérée par les graines de tomate et, dans certains cas, stimuler légèrement la germination. Ce phénomène peut s'expliquer par un effet d'osmopriming, où un stress osmotique modéré favorise l'activation de certains mécanismes de défense et améliore la synchronisation de la germination. Des observations comparables ont été rapportées chez plusieurs espèces cultivées, pour lesquelles de faibles concentrations en NaCl stimulent temporairement les processus physiologiques avant que les effets toxiques n'apparaissent (Ashraf et Foolad, 2005).

En revanche, lorsque la concentration augmente à 6 g/L, la germination est retardée et le pourcentage final diminue à 46 %. Cette diminution traduit l'installation d'un stress osmotique plus important limitant l'absorption de l'eau par les graines. L'entrée d'eau étant insuffisante, les enzymes responsables de la dégradation des réserves, notamment l' α -amylase, sont moins actives, ce qui ralentit la croissance de l'embryon et l'émergence de la racine. Ces résultats sont en accord avec ceux de Munns et Tester (2008), qui indiquent que la salinité réduit le potentiel hydrique du milieu et ralentit les premières étapes de la germination.

Aux concentrations de 9 g/L et 12 g/L, la germination devient très faible, atteignant respectivement 13 % et 6 % au huitième jour. Cette forte diminution traduit non seulement un stress osmotique, mais également une toxicité ionique provoquée par l'accumulation des ions sodium (Na^+) et chlorure (Cl^-) dans les tissus embryonnaires. Cette accumulation perturbe l'équilibre ionique de la cellule, inhibe plusieurs enzymes, réduit la synthèse des protéines et perturbe la respiration mitochondriale. Les cellules méristématiques de la racine sont particulièrement affectées, ce qui empêche leur division et leur élongation. Ces observations sont comparables à celles de Parida et Das (2005), qui ont montré que les fortes concentrations en NaCl réduisent considérablement la germination et la croissance des plantes en raison du déséquilibre ionique et du stress oxydatif qu'elles induisent.

À la concentration de 15 g/L, aucune germination n'est observée durant toute la période expérimentale. Cette inhibition totale indique que cette concentration dépasse largement le seuil de tolérance des graines de tomate. L'excès de NaCl provoque une réduction importante du potentiel hydrique, empêchant pratiquement toute absorption de l'eau par les graines. En outre, l'accumulation massive des ions Na^+ et Cl^- entraîne une désorganisation des membranes cellulaires, une inhibition de nombreuses enzymes, une diminution de la production d'ATP et une accumulation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables de la peroxydation des membranes et de la dégradation des constituants cellulaires. Ces mécanismes empêchent complètement l'émergence de la radicule et interrompent ainsi le processus de germination. Des résultats similaires ont été obtenus par Munns et Tester (2008) et Zhu (2001), qui rapportent que les fortes concentrations salines constituent l'un des principaux facteurs limitant la germination des cultures sensibles comme la tomate.

Les résultats obtenus confirment ainsi que la germination des graines de tomate est fortement dépendante de la concentration en NaCl. Une faible concentration (3 g/L) peut être tolérée, voire légèrement stimulante, tandis que les concentrations élevées exercent un effet inhibiteur croissant. Cette inhibition résulte de la combinaison de plusieurs mécanismes physiologiques : diminution de l'imbibition des graines, inhibition de l'activité enzymatique, perturbation de la respiration cellulaire, déséquilibre ionique, réduction de la mobilisation des réserves et production excessive d'espèces réactives de l'oxygène. L'ensemble de ces perturbations affecte directement les cellules embryonnaires, en particulier celles de la radicule, dont la croissance conditionne le démarrage de la germination.

Dans l'ensemble, ces résultats sont cohérents avec les études de Munns et Tester(2008), Ashraf et Foolad (2005), Parida et Das (2005) et Zhu (2001), qui décrivent le stress salin comme l'un des principaux facteurs abiotiques limitant la germination et l'installation des jeunes plantules chez la tomate et de nombreuses autres espèces cultivées. Ces travaux confirment que la tolérance à la salinité est fortement dépendante de la concentration en sel ainsi que de la capacité des graines à maintenir leur équilibre osmotique, ionique et antioxydant.

➤ Cuivre (CuSO₄)

Figure 83. indique l'évolution du taux de germination (%) des graines de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de CuSO₄ (0,3g/l ,0,6g/l ,0,9g/l ,1,2g/l ,1,5g/l)

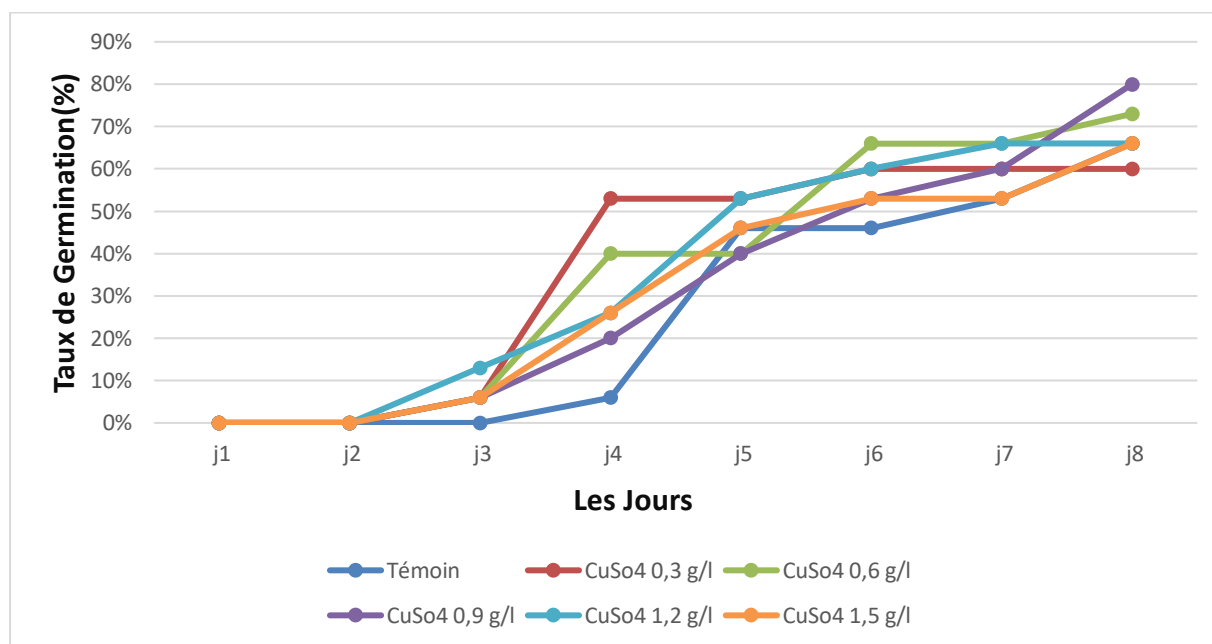


Figure 83 . Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus dans la figure 83 montrent que les différentes concentrations de sulfate de cuivre (CuSO₄) influencent le taux de germination des graines de tomate de manière différente selon la dose appliquée. Contrairement au NaCl, qui exerce un effet inhibiteur progressif sur la germination, le CuSO₄ présente un effet plus complexe. Les faibles et moyennes concentrations favorisent la germination, tandis que les concentrations les plus élevées ralentissent le processus sans provoquer une inhibition totale.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une germination progressive à partir du quatrième jour pour atteindre 66 % au huitième jour. Cette évolution traduit des conditions optimales permettant l'imbibition des graines, l'activation des enzymes hydrolytiques et la mobilisation des réserves nécessaires au développement de l'embryon. Ces observations sont

conformes aux travaux de Bewley et Black (2013), qui soulignent que la disponibilité en eau est indispensable au déclenchement des mécanismes physiologiques de la germination.

À la concentration de 0,3 g/L, le CuSO_4 favorise une germination plus rapide que le témoin dès le quatrième jour (53 % contre 6 %), pour atteindre 60 % au huitième jour. Cette réponse suggère qu'une faible quantité de cuivre peut stimuler certains processus physiologiques impliqués dans la germination. Le cuivre est un oligoélément essentiel intervenant dans le fonctionnement de nombreuses enzymes telles que la cytochrome oxydase, la superoxydedismutase et les polyphénoloxydases. Ces enzymes participent à la respiration cellulaire, à la protection contre le stress oxydatif et au métabolisme énergétique, favorisant ainsi la reprise de la croissance embryonnaire. Des résultats similaires ont été rapportés par Yruela (2005), qui indique que le cuivre est indispensable à la croissance végétale lorsqu'il est présent à faible concentration.

La concentration de 0,6 g/L présente un effet encore plus favorable puisque le taux de germination atteint 73 % au huitième jour, soit une valeur supérieure à celle du témoin. Cette concentration semble représenter une dose proche de l'optimum physiologique pour les graines de tomate dans les conditions de cette expérience. Une disponibilité suffisante en cuivre peut améliorer le fonctionnement des systèmes enzymatiques, favoriser la synthèse des protéines et renforcer les mécanismes antioxydants protégeant les cellules embryonnaires contre les espèces réactives de l'oxygène (ROS). Ces observations sont comparables à celles de Marschner (2012), qui souligne que le cuivre constitue un micronutriment indispensable au métabolisme des plantes.

À 0,9 g/L, la germination est plus lente au début de l'expérience, mais atteint 80 % au huitième jour, représentant le taux de germination le plus élevé parmi tous les traitements. Ce résultat suggère que, malgré un léger retard initial, les graines sont capables de s'adapter à cette concentration en activant des mécanismes de défense contre le stress métallique. Plusieurs études montrent que les plantes peuvent augmenter l'activité de leurs enzymes antioxydantes afin de limiter les effets des radicaux libres produits par un excès modéré de cuivre (Yruela, 2009).

À la concentration de 1,2 g/L, la germination débute plus précocement (13 % dès le troisième jour) mais atteint finalement 66 %, soit une valeur identique au témoin. Cette concentration semble représenter la limite entre l'effet bénéfique du cuivre et le début de sa toxicité. En effet, lorsque le cuivre s'accumule dans les tissus végétaux, il favorise la formation excessive

d'espèces réactives de l'oxygène, responsables d'un stress oxydatif qui ralentit la division et l'élongation des cellules embryonnaires. Toutefois, les mécanismes de défense de la plante permettent encore de maintenir un taux de germination relativement élevé.

À la concentration la plus élevée (1,5 g/L), le taux final de germination reste de 66 %, identique au témoin, mais la progression de la germination est plus lente que pour les concentrations intermédiaires. Cette diminution de la vitesse de germination traduit les premiers effets toxiques du cuivre. À forte concentration, les ions Cu^{2+} s'accumulent dans les cellules embryonnaires, où ils perturbent la perméabilité membranaire, inhibent plusieurs enzymes métaboliques et favorisent la production de radicaux libres. Ces phénomènes ralentissent la mobilisation des réserves, réduisent la respiration mitochondriale et limitent l'énergie disponible pour la croissance de la racine. Des observations similaires ont été rapportées par Yruela (2005) et Broadley *et al.* (2012), qui montrent qu'un excès de cuivre inhibe progressivement la croissance des tissus végétaux en raison du stress oxydatif qu'il induit.

Contrairement aux métaux lourds très toxiques tels que le mercure, le cuivre demeure un élément essentiel au développement végétal. La différence réside dans le fait que le cuivre participe normalement au fonctionnement de nombreuses enzymes et protéines de transport des électrons, alors que le mercure ne possède aucune fonction biologique connue et exerce uniquement des effets toxiques. Cette particularité explique pourquoi les graines de tomate tolèrent relativement bien les concentrations modérées de CuSO_4 alors qu'elles sont fortement inhibées par le mercure.

Dans l'ensemble, les résultats montrent que le CuSO_4 exerce un effet biphasique sur la germination des graines de tomate. À faibles et moyennes concentrations (0,3 à 0,9 g/L), le cuivre agit comme un micronutriment indispensable favorisant les activités enzymatiques, la respiration cellulaire et les systèmes antioxydants, ce qui améliore la germination. En revanche, lorsque la concentration augmente (1,2 et 1,5 g/L), son accumulation entraîne un stress oxydatif, une perturbation du métabolisme cellulaire et un ralentissement de la germination. Ces résultats sont en accord avec les travaux de Yruela (2005, 2009), Marschner (2012) et Broadley *et al.* (2012), qui décrivent le cuivre comme un élément essentiel à faible dose mais potentiellement toxique lorsqu'il est présent en excès. Ils confirment également que la réponse des graines de tomate dépend étroitement de la

concentration en cuivre et de leur capacité à activer des mécanismes de détoxification et de protection antioxydante

➤ Fongicide

Figure 84. indique l'évolution du taux de germination (%) des graines de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de Fongicide(0,3g/l ,0,6g/l ,0,9g/l ,1,2g/l ,1,5g/l ,3g/l ,6g/l)

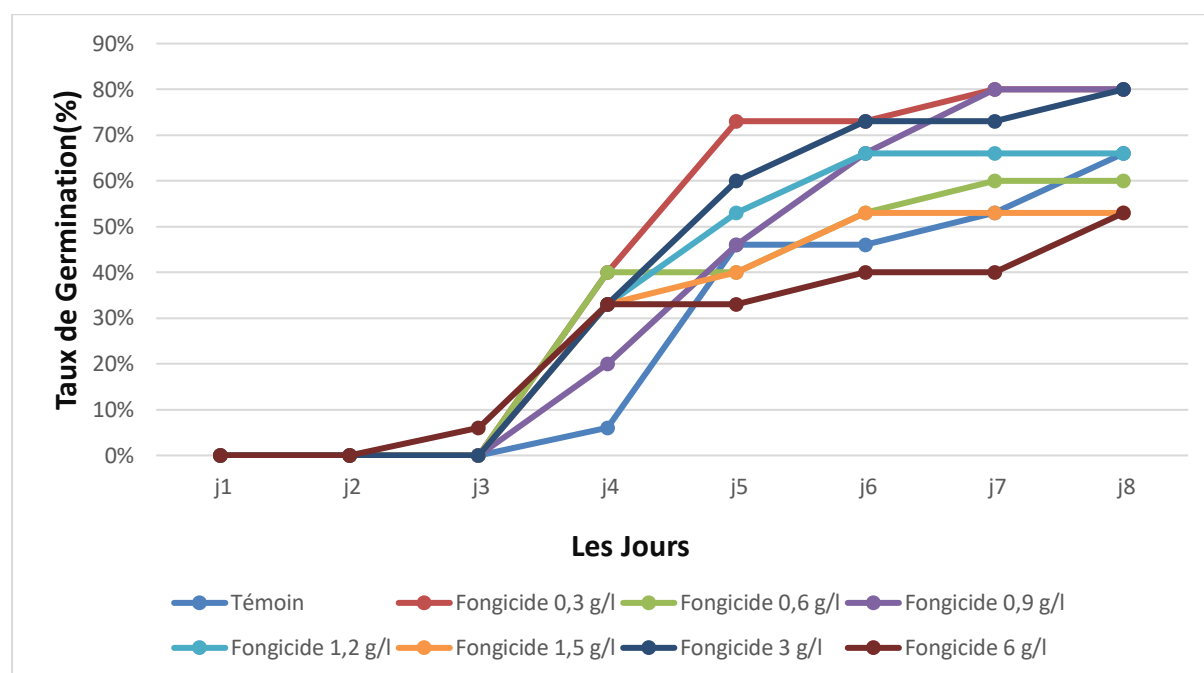


Figure 84. Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate sous différentes concentrations de fongicides comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus dans la figure 84 montrent que les différentes concentrations du fongicide influencent de manière variable la germination des graines de tomate. Contrairement aux traitements salins ou au mercure, le fongicide n'a pas provoqué une inhibition totale de la germination. Les faibles et moyennes concentrations (0,3 à 3 g/L) ont permis d'obtenir des taux de germination comparables, voire supérieurs à celui du témoin, tandis que la concentration la plus

élevée (6 g/L) a entraîné une diminution du pourcentage final de germination. Ces résultats suggèrent que l'effet du fongicide est fortement dépendant de la dose appliquée.

Le témoin (eau distillée) présente une germination progressive à partir du quatrième jour pour atteindre 66 % au huitième jour, traduisant des conditions favorables à l'imbibition, à la mobilisation des réserves de la graine et à la croissance de la radicule. Ces résultats sont conformes aux observations de Bewley et Black (2013), qui indiquent que la germination dépend principalement de la disponibilité en eau et de l'activation des enzymes hydrolytiques.

À la concentration de 0,3 g/L, le fongicide favorise une germination rapide dès le quatrième jour (40 %), atteignant 80 % au huitième jour, soit une valeur supérieure au témoin (66 %). Cette amélioration peut s'expliquer par la protection des graines contre les microorganismes pathogènes présents à leur surface ou dans le substrat de culture. En limitant le développement des champignons responsables de la pourriture des graines, le fongicide améliore leur viabilité et facilite la reprise des activités métaboliques. Des résultats similaires ont été rapportés par Agrios (2005), qui souligne que les traitements fongicides des semences améliorent souvent la germination lorsqu'ils sont appliqués à des doses appropriées.

À la concentration de 0,6 g/L, le taux final de germination atteint 60 %, légèrement inférieur au témoin. Cette diminution suggère que l'augmentation de la dose commence à exercer un effet phytotoxique modéré. Bien que le fongicide continue à protéger les graines contre les agents pathogènes, une partie du produit peut également perturber certaines activités physiologiques de l'embryon, notamment la respiration cellulaire et le fonctionnement enzymatique.

Le traitement à 0,9 g/L conduit à un taux final de 80 %, identique à celui obtenu avec 0,3 g/L. Malgré un démarrage plus lent de la germination, les graines semblent capables de compenser progressivement les effets du produit. Cette réponse pourrait être liée à une bonne capacité des graines de tomate à métaboliser ou à détoxifier cette concentration du fongicide, leur permettant ainsi de maintenir une germination élevée.

À 1,2 g/L, le taux de germination atteint 66 %, soit une valeur comparable au témoin. Cette concentration semble correspondre à la limite entre un effet favorable et un début de toxicité. À ce niveau, le fongicide pourrait commencer à ralentir certains processus physiologiques tels que la

respiration mitochondriale, la synthèse des protéines ou la division cellulaire, sans toutefois empêcher totalement la germination.

La concentration de 1,5 g/L entraîne une diminution du taux final de germination à 53 %. Cette baisse indique que les effets phytotoxiques deviennent plus importants avec l'augmentation de la concentration. Les substances actives du fongicide peuvent perturber les membranes cellulaires, inhiber certaines enzymes impliquées dans la mobilisation des réserves et ralentir la croissance de la radicule. Des observations comparables ont été rapportées par Kumar et Singh (2017), qui ont montré que plusieurs fongicides, à fortes doses, réduisent la germination et la vigueur des plantules en raison de leur toxicité vis-à-vis des tissus embryonnaires.

Le traitement à 3 g/L présente un comportement particulier puisque le taux de germination atteint de nouveau 80 %, soit l'une des valeurs les plus élevées observées dans cette étude. Ce résultat suggère que, dans les conditions expérimentales, cette concentration assure une protection efficace contre les agents pathogènes sans provoquer de toxicité importante pour les graines. Ce type de réponse a déjà été observé avec certains fongicides systémiques dont l'efficacité dépend de la formulation chimique, de la sensibilité des graines et des conditions expérimentales (Agrios, 2005).

En revanche, la concentration de 6 g/L réduit le taux final de germination à 53 %, traduisant une toxicité plus marquée. À cette concentration, le fongicide peut altérer la perméabilité des membranes cellulaires, perturber les échanges ioniques et inhiber plusieurs enzymes essentielles au métabolisme de l'embryon. Il peut également provoquer une accumulation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables d'un stress oxydatif affectant les cellules de la radicule et limitant leur division ainsi que leur élongation. Des études réalisées par Tripathi *et al.* (2020) montrent que l'application de fortes doses de pesticides peut entraîner un ralentissement de la germination et une diminution de la croissance des jeunes plantules en raison des dommages oxydatifs qu'ils induisent.

Dans l'ensemble, les résultats montrent que le fongicide exerce un effet dose-dépendant sur la germination des graines de tomate. Aux faibles concentrations (0,3 ; 0,9 et 3 g/L), il améliore le pourcentage de germination, probablement grâce à son action protectrice contre les champignons phytopathogènes. En revanche, lorsque la concentration augmente (1,5 et surtout 6 g/L), ses effets phytotoxiques deviennent plus importants et limitent la germination. Cette toxicité est

principalement liée à une perturbation de la respiration cellulaire, de l'activité enzymatique, de la perméabilité membranaire et de la croissance des cellules méristématiques de la radicule, premier organe affecté lors du processus germinatif.

Ces résultats sont en accord avec ceux de Agrios (2005), Kumar et Singh (2017) et Tripathi *et al.* (2020), qui montrent que les traitements fongicides peuvent améliorer la germination lorsqu'ils sont appliqués à des doses adaptées, mais qu'ils deviennent phytotoxiques lorsqu'ils dépassent le seuil de tolérance des graines. Les variations observées dans cette étude confirment ainsi que la réponse des graines de tomate dépend non seulement de la concentration du fongicide, mais également de leur capacité à tolérer et à détoxifier les substances actives présentes dans le produit

➤ Mercure

Figure 85. indique l'évolution du taux de germination (%) des graines de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de Mercure(0,3g/l ,0,6g/l ,0,9g/l ,1,2g/l ,1,5g/l)

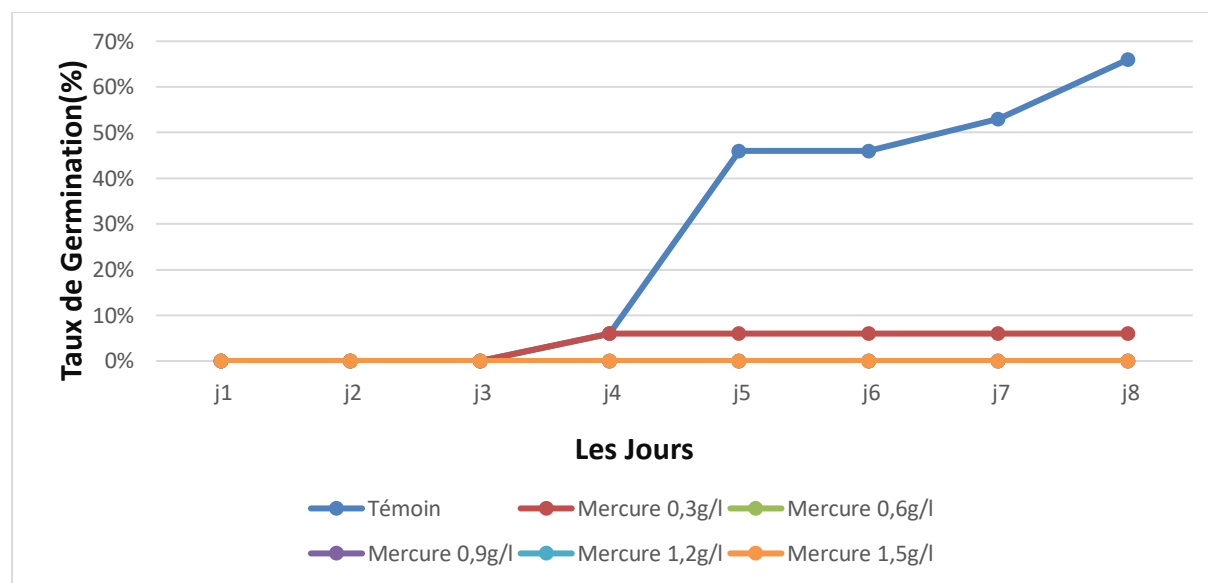


Figure 85. Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate sous différentes concentrations de mercure comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus dans la figure 85 montrent que le mercure exerce un effet fortement inhibiteur sur la germination des graines de tomate. Contrairement au cuivre ou au fongicide, qui présentent

un effet stimulant à faibles concentrations, le mercure provoque une réduction très importante du taux de germination dès la plus faible dose testée (0,3 g/L) et inhibe totalement la germination à partir de 0,6 g/L. Ces résultats confirment la très forte toxicité du mercure pour les tissus végétaux et la grande sensibilité des graines de tomate à ce métal lourd.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une germination progressive à partir du quatrième jour, atteignant 66 % au huitième jour. Cette évolution reflète un déroulement normal des processus physiologiques de la germination, comprenant l'imbibition des graines, l'activation des enzymes hydrolytiques, la mobilisation des réserves nutritives et l'émergence de la radicule. Ces observations sont conformes aux travaux de Bewley et Black (2013), qui indiquent que l'eau constitue le facteur indispensable au déclenchement du métabolisme germinatif.

À la concentration de 0,3 g/L, le mercure réduit fortement le pourcentage de germination, qui n'atteint que 6 % au huitième jour contre 66 % pour le témoin. Cette forte diminution montre que même à faible concentration, le mercure perturbe rapidement les processus physiologiques indispensables à la germination. Les ions mercure (Hg^{2+}) possèdent une forte affinité pour les groupements sulfhydryles (-SH) des protéines, ce qui entraîne l'inactivation de nombreuses enzymes impliquées dans la respiration cellulaire, la synthèse des protéines et le métabolisme énergétique. Cette inhibition enzymatique ralentit la mobilisation des réserves de la graine et empêche le développement normal de l'embryon. Des résultats comparables ont été rapportés par Patra et Sharma (2000), qui ont montré que le mercure réduit considérablement la germination de nombreuses espèces végétales même à de faibles concentrations.

À partir de 0,6 g/L, aucune germination n'est observée pendant toute la durée de l'expérimentation. Cette inhibition totale se maintient également aux concentrations de 0,9, 1,2 et 1,5 g/L, indiquant que ces doses dépassent largement le seuil de tolérance physiologique des graines de tomate. L'absence complète de germination traduit une altération profonde des cellules embryonnaires dès les premières phases de l'imbibition.

La toxicité du mercure résulte de plusieurs mécanismes physiologiques. En plus de son action inhibitrice sur les enzymes, ce métal lourd perturbe la perméabilité des membranes cellulaires, provoque un déséquilibre ionique et favorise une accumulation importante d'espèces

réactives de l'oxygène (ROS). Cette production excessive de radicaux libres entraîne une peroxydation des lipides membranaires, une dégradation des protéines, des dommages à l'ADN et une diminution de la production d'ATP. Les cellules méristématiques de la racine, premier organe apparaissant lors de la germination, sont particulièrement sensibles à ces dommages. L'inhibition de leur division et de leur élongation empêche totalement l'émergence de la racine, interrompant ainsi le processus germinatif. Ces mécanismes ont été largement décrits par Sharma et Dubey (2005) et Nagajyoti *et al.* (2010).

Le mercure perturbe également l'équilibre hormonal des graines. Plusieurs études montrent qu'il réduit la synthèse des gibbérellines, hormones responsables de l'activation de l' α -amylase, tout en favorisant l'accumulation de l'acide abscissique (ABA), hormone inhibitrice de la germination. Cette perturbation hormonale limite fortement la dégradation des réserves d'amidon contenues dans les cotylédons, privant ainsi l'embryon de l'énergie nécessaire à sa croissance (Kraner et Colville, 2011).

Contrairement au cuivre, qui est un oligoélément essentiel au métabolisme végétal à faible concentration, le mercure ne possède aucune fonction biologique chez les plantes. Son accumulation dans les tissus provoque exclusivement des effets toxiques. Cette différence explique pourquoi le CuSO_4 a pu stimuler la germination à certaines concentrations, alors que le mercure entraîne une inhibition presque immédiate du processus germinatif.

Les résultats obtenus sont également cohérents avec les travaux de Israr et Sahi (2006), qui ont montré que le mercure est l'un des métaux lourds les plus toxiques pour les végétaux en raison de sa forte mobilité dans les tissus et de sa capacité à perturber simultanément la respiration, la photosynthèse, la division cellulaire et le système antioxydant.

Dans l'ensemble, cette étude montre que la germination des graines de tomate est extrêmement sensible au mercure. Dès la concentration de 0,3 g/L, une inhibition très importante est observée, tandis qu'à partir de 0,6 g/L, la germination est totalement bloquée. Cette toxicité résulte principalement de l'inhibition des enzymes, de la perturbation des membranes cellulaires, de l'accumulation des espèces réactives de l'oxygène, du déséquilibre hormonal et de l'arrêt de la division des cellules méristématiques de la racine. Ces résultats sont en accord avec les études de Patra et Sharma (2000), Sharma et Dubey (2005), Israr et Sahi (2006) et Nagajyoti *et al.* (2010), qui

considèrent le mercure comme l'un des contaminants environnementaux les plus toxiques pour la germination et le développement des plantes. Ils confirment que la présence de mercure dans le sol, même à faible concentration, constitue un facteur limitant majeur pour l'installation et la croissance des cultures telles que la tomate.

➤ Effets de différentes qualités d'eau

Figure 86. indique l'évolution du taux de germination(%) des graines de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer).

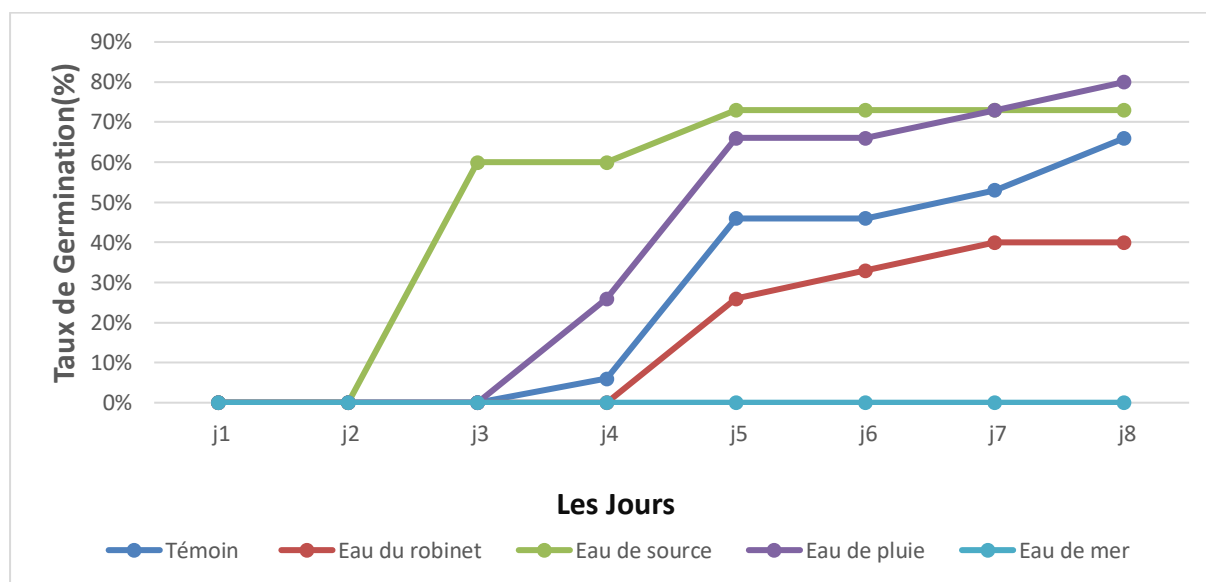


Figure 86. Évolution du pourcentage de germination (%) des graines de tomate irriguées par différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer).

Les résultats obtenus dans la figure 86 montrent que la qualité de l'eau utilisée pour l'irrigation influence fortement la germination des graines de tomate. Des différences importantes sont observées entre les différents types d'eau testés, mettant en évidence l'effet de leur composition physicochimique sur les premières étapes du développement de la plante. Alors que certaines eaux favorisent la germination, d'autres exercent un effet inhibiteur pouvant aller jusqu'à l'absence totale de germination.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une germination progressive atteignant 66 % au huitième jour. Cette évolution reflète des conditions optimales de germination, caractérisées par une bonne disponibilité en eau et l'absence de composés susceptibles d'interférer avec les processus physiologiques de la graine. L'eau permet l'imbibition des graines, l'activation des enzymes hydrolytiques, la mobilisation des réserves et l'émergence de la radicule, première étape de la croissance de la plantule. Ces résultats sont conformes aux observations de Bewley et Black (2013), qui considèrent l'eau comme le principal facteur déclenchant la germination.

L'eau du robinet entraîne une germination plus faible que le témoin, atteignant seulement 40 % au huitième jour. Ce ralentissement peut être attribué à la présence de chlore, de sels dissous (calcium, magnésium, sodium) ou d'autres éléments utilisés lors du traitement de l'eau potable. Bien que ces concentrations restent généralement compatibles avec la consommation humaine, elles peuvent perturber les premières phases de la germination chez certaines espèces sensibles. Une concentration élevée en sels dissous réduit légèrement le potentiel hydrique du milieu, limitant ainsi l'absorption de l'eau par les graines et ralentissant l'activation des enzymes impliquées dans la mobilisation des réserves. Des observations similaires ont été rapportées par Ayers et Westcot (1985), qui montrent que la qualité de l'eau d'irrigation influence directement la germination et la croissance des cultures.

L'eau de source présente les meilleurs résultats avec un taux final de germination de 73 %. La germination débute précocement dès le troisième jour (60 %), indiquant que cette eau offre des conditions particulièrement favorables au développement des graines. Cette amélioration peut être expliquée par la présence de faibles quantités de minéraux essentiels, notamment le calcium, le magnésium et le potassium, qui participent au fonctionnement des enzymes, au maintien de l'équilibre osmotique et au métabolisme cellulaire. À ces concentrations modérées, ces éléments nutritifs peuvent stimuler la germination sans provoquer de toxicité. Des résultats comparables ont été rapportés par Marschner (2012), qui souligne que plusieurs éléments minéraux présents à faibles doses favorisent les premières étapes du développement végétal.

L'eau de pluie permet également une excellente germination, atteignant 80 % au huitième jour, soit le meilleur résultat obtenu parmi tous les traitements. Cette eau, généralement pauvre en sels dissous et légèrement acide, favorise une bonne imbibition des graines ainsi qu'une meilleure

disponibilité de certains éléments nutritifs. Son faible contenu en sels réduit le stress osmotique et facilite l'absorption de l'eau par les cellules embryonnaires. Cette réponse est cohérente avec les travaux de Taiz et Zeiger (2015), qui indiquent qu'une eau faiblement minéralisée favorise généralement la germination et la croissance initiale des plantules.

À l'inverse, l'eau de mer inhibe totalement la germination durant toute la période expérimentale. Cette absence de germination est principalement due à sa forte salinité, dominée par une concentration élevée en chlorure de sodium (NaCl), mais également par la présence d'autres ions tels que le magnésium, le sulfate, le calcium et le potassium. Cette forte concentration en sels provoque un stress osmotique important qui réduit considérablement le potentiel hydrique du milieu, empêchant les graines d'absorber l'eau indispensable à leur imbibition. En parallèle, l'accumulation des ions sodium (Na^+) et chlorure (Cl^-) dans les tissus embryonnaires provoque une toxicité ionique qui perturbe les membranes cellulaires, inhibe l'activité enzymatique et bloque la respiration cellulaire.

L'inhibition observée avec l'eau de mer affecte principalement les cellules méristématiques de la racine, premier organe apparaissant lors de la germination. Le stress salin empêche leur division et leur élongation en provoquant une diminution de la turgescence cellulaire, une réduction de la synthèse protéique et une accumulation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS). Ces radicaux libres provoquent des dommages aux membranes cellulaires, aux protéines et à l'ADN, interrompant ainsi le développement embryonnaire. Des résultats similaires ont été rapportés par Munns et Tester (2008) et Parida et Das (2005), qui considèrent la salinité comme l'un des principaux facteurs limitant la germination et l'installation des jeunes plantules.

La comparaison entre les différents types d'eau montre donc que la composition minérale et la salinité jouent un rôle déterminant dans la germination des graines de tomate. Les eaux faiblement minéralisées, comme l'eau de pluie et l'eau de source, offrent les meilleures conditions de germination en assurant une bonne disponibilité en eau et en apportant des éléments minéraux bénéfiques à faible concentration. À l'inverse, les eaux riches en sels, notamment l'eau de mer, réduisent fortement le potentiel hydrique du milieu et exercent une toxicité ionique qui bloque totalement le développement de la racine.

Dans l'ensemble, ces résultats sont en accord avec les travaux de Ayers et Westcot(1985), Munns et Tester (2008), Marschner (2012) ainsi que Taiz et Zeiger (2015). Ils confirment que la qualité de l'eau constitue un facteur essentiel pour la germination des graines de tomate et que l'augmentation de la salinité représente l'une des principales contraintes abiotiques limitant l'installation des cultures. Les observations de cette étude montrent également que les eaux naturelles faiblement salines, telles que l'eau de pluie et l'eau de source, peuvent améliorer le pouvoir germinatif des graines par rapport à l'eau distillée, alors que les eaux fortement salées inhibent totalement ce processus .

C. Effet d atténuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induit par l'irrigation des eaux pollués sur la tomate

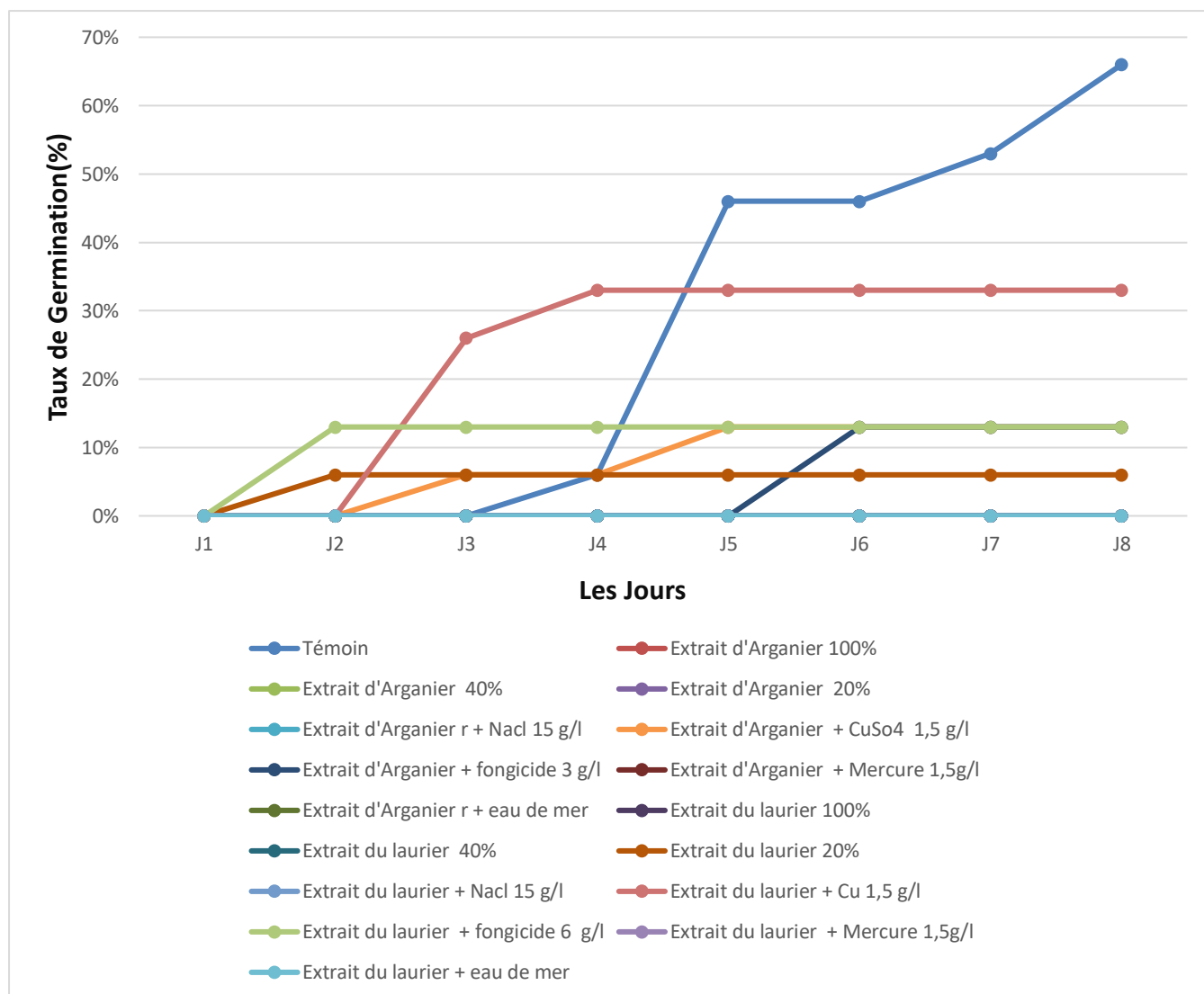
Tableau12: Évolution du taux de germination (%) des graines de tomate , pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements: effet de l' eau distillée; effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium) ; effet des doses toxiques du stress: NaCl 15g/l, cuivre 1.5g/l, fongicide 6g/l, mercure 1.5g/l, et eau de mer ; effet combiné de chaque extrait(Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress ;

Traitements	Doses	Jours							
		J1	J2	J3	J4	J5	J6	J7	J8
		Taux de germination (%) des graines de la tomate pendant 8 jours							
Témoin (eau distillée)	0 %	0%	0%	0%	6%	46%	46%	53%	66%
Extrait d'arganier	100%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Extrait d'arganier	40%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Extrait d'arganier	20%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Dose toxique de NaCl	15 g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de l'arganier + NaCl15g/l	Extrait de l'arganier (100%) + NaCl (15 g/l)	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Dose toxique de Cuivre	1.5 g/l	0%	0%	6%	26%	46%	53%	53%	66%
Effet combiné : Extrait de l'arganier +	Extrait de l'arganier(100%)	0%	0%	6%	6%	13%	13%	13%	13%

Cuivre1,5g/l	+ Cuivre1,5 g/l								
Dose toxique de fongicide	6g/l	0%	0%	6%	33%	33%	40%	40%	53%
Effet combiné : Extrait de l'arganier + fongicide 6 g/l	Extrait de l'arganier (100%) +fongicide (6 g/l)	0%	0%	0%	0%	0%	13%	13%	13%
Dose toxique de mercure	1,5g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de l'arganier +Mercure 1,5g/l	Extrait de l'arganier (100%) + mercure (1,5 g/l)	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Dose toxique d'eau de mer	Mer	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de l'arganier +eau de mer	Extrait de l'arganier (100%) + eau de mer	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Laurier Extrait 100%	100%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Laurier Extrait 20%	40%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Laurier Extrait 40%	20%	0%	6%	6%	6%	6%	6%	6%	6%
Dose toxique de NaCl	15g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de Laurier + NaCl 15g/l	Extrait de laurier (100%) + NaCl (15 g/l)	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Dose toxique de Cuivre	1,5g/l	0%	0%	6%	26%	46%	53%	53%	66%
Effet combiné : Extrait de Laurier + Cu 1,5 g/l	Extrait de laurier (100%) + Cuivre1,5 g/l	0%	0%	26%	33%	33%	33%	33%	33%
Dose toxique de fongicide	6g/l	0%	0%	6%	33%	33%	40%	40%	53%
Effet combiné : Extrait de Laurier + fongicide 6 g/l	Extrait de laurier (100%) +fongicide (6 g/l)	0%	13%	13%	13%	13%	13%	13%	13%
Dose toxique de mercure	1,5g/l	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%

Effet combiné : Extrait de Laurier + Mercure 1,5g/l	Extrait de laurier (100%) + mercure (1,5 g/l)	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Dose toxique d'eau de mer	mer	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%
Effet combiné : Extrait de Laurier + eau de mer	Extrait de laurier (100%) + eau de mer	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%	0%

Figure 87: Évolution du taux de germination (%) des graines de tomate , pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements: effet de l' eau distillé; effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium) ; effet des doses toxiques du stress: NaCl, cuivre, fongicide, mercure, et eau de mer ; effet combiné de chaque extrait(Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress.



Les résultats obtenus dans la figure 87 montrent que les extraits hydro-méthanoïques des feuilles fraîches d'arganier (*Arganiaspinosa*.) et de laurier (*Neriumoleander*) influencent différemment la germination des graines de tomate selon leur concentration et leur association avec différents agents de stress. Les variations observées suggèrent que les effets des extraits dépendent de la nature des composés bioactifs qu'ils contiennent, de leur concentration et du type de stress appliqué.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une germination progressive atteignant 66 % au huitième jour. Ce résultat traduit le bon déroulement des différentes étapes de la germination,

notamment l'imbibition de la graine, l'activation des enzymes hydrolytiques, la mobilisation des réserves nutritives et l'émergence de la radicule. Des observations comparables ont été rapportées par Bewley et Black (2013), qui indiquent que la disponibilité en eau constitue le principal facteur déclenchant les processus métaboliques conduisant à la germination.

Les extraits hydro-méthanoliques d'arganier utilisés seuls (20 %, 40 % et 100 %) inhibent totalement la germination. De même, les extraits de laurier à 40 % et 100 % empêchent toute germination, alors que l'extrait à 20 % permet seulement un faible taux de germination (6 %). Ces résultats indiquent qu'à forte concentration, les extraits exercent un effet phytotoxique plutôt qu'un effet protecteur. Cette inhibition peut être expliquée par leur richesse en composés phénoliques, flavonoïdes, tanins et terpènes. Bien que ces molécules soient reconnues pour leurs propriétés antioxydantes, elles possèdent également une activité allélopathique susceptible d'inhiber la germination en perturbant l'activité de l' α -amylase, enzyme indispensable à la mobilisation des réserves glucidiques. Rice (1984) a montré que plusieurs espèces végétales produisent des substances allélopathiques capables d'inhiber la germination des espèces voisines lorsque leur concentration est élevée.

Le traitement au NaCl (15 g/L) inhibe totalement la germination, confirmant la forte sensibilité des graines de tomate au stress salin. Cette inhibition est principalement liée au stress osmotique, qui réduit le potentiel hydrique du milieu et limite l'absorption de l'eau par les graines. En parallèle, l'accumulation des ions Na^+ et Cl^- provoque une toxicité ionique qui perturbe l'équilibre nutritionnel, inhibe plusieurs enzymes et ralentit la respiration cellulaire. Ces perturbations empêchent la croissance de la radicule, premier organe à émerger lors de la germination. Ces résultats sont en accord avec ceux de Munns et Tester (2008), qui ont montré que la salinité diminue fortement le pouvoir germinatif de nombreuses espèces cultivées en perturbant l'homéostasie ionique et le métabolisme énergétique.

Le mercure (1,5 g/L) exerce également une inhibition totale de la germination. Cette toxicité est liée à sa capacité de se fixer sur les groupes sulfhydryles des protéines, provoquant ainsi l'inactivation des enzymes impliquées dans la respiration et le métabolisme cellulaire. Le mercure favorise également la production d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables de la peroxydation des membranes lipidiques, de l'altération des protéines et des dommages à l'ADN. Les

cellules méristématiques de la racine sont particulièrement sensibles à ces altérations, ce qui empêche leur division et leur allongement. Sharma et Dubey (2005) ont rapporté des résultats similaires en montrant que les métaux lourds constituent l'un des principaux facteurs limitant la germination et la croissance des jeunes plantules.

L'eau de mer provoque une inhibition totale comparable à celle observée avec le NaCl. Cette réponse s'explique par sa forte salinité, qui réduit considérablement le potentiel hydrique et empêche les graines d'absorber la quantité d'eau nécessaire à l'activation de leur métabolisme.

En revanche, le cuivre (CuSO_4 à 1,5 g/L) permet une germination atteignant 66 %, soit un résultat comparable au témoin. Le cuivre est un oligoélément indispensable au fonctionnement de nombreuses enzymes impliquées dans la photosynthèse, la respiration et les réactions d'oxydoréduction. Toutefois, lorsque sa concentration augmente, il peut provoquer un stress oxydatif par accumulation des espèces réactives de l'oxygène. Les résultats obtenus sont comparables à ceux rapportés par Yruela (2005), qui souligne que le cuivre exerce un double effet : bénéfique à faibles concentrations mais toxique lorsqu'il dépasse le seuil de tolérance des plantes.

Le fongicide (6 g/L) permet également une germination relativement importante (53 %), bien qu'inférieure à celle du témoin. Cette diminution pourrait résulter d'une perturbation de la respiration mitochondriale, de la synthèse protéique ou de la division cellulaire. Plusieurs études indiquent que certains fongicides, lorsqu'ils sont appliqués à fortes doses, présentent une phytotoxicité susceptible de ralentir la germination et le développement des jeunes plantules.

Les associations entre les extraits végétaux et les différents traitements toxiques montrent que les extraits hydro-méthanoliques ne permettent pas de restaurer complètement le pouvoir germinatif des graines. L'association « Extrait d'arganier + CuSO_4 » réduit le taux de germination de 66 % à 13 %, tandis que le mélange « Extrait d'arganier + fongicide » ne permet qu'une germination de 13 %, contre 53 % avec le fongicide seul. De même, aucune amélioration n'est observée lorsque l'extrait d'arganier est associé au NaCl, au mercure ou à l'eau de mer.

L'extrait de laurier présente une réponse légèrement différente. L'association « Laurier + CuSO_4 » permet un taux de germination de 33 %, supérieur à celui obtenu avec l'association « Arganier + CuSO_4 » (13 %), mais inférieur au CuSO_4 seul (66 %). De même, le mélange « Laurier

+ fongicide » maintient une germination de 13 %, bien inférieure à celle observée avec le fongicide seul. Ces résultats suggèrent que l'extrait de laurier possède un effet protecteur légèrement supérieur à celui de l'arganier, probablement en raison de sa richesse en composés phénoliques et flavonoïdes à forte activité antioxydante.

Les effets protecteurs limités observés dans cette étude peuvent être expliqués par le rôle des polyphénols dans la neutralisation des espèces réactives de l'oxygène générées sous stress. Ces composés sont capables de protéger les membranes cellulaires, de limiter la peroxydation lipidique et de préserver l'activité des enzymes antioxydantes telles que la superoxydedismutase (SOD), la catalase (CAT) et les peroxydases (POD). Apel et Hirt (2004) ont montré que ces mécanismes permettent d'améliorer la tolérance des plantes face au stress oxydatif. Toutefois, lorsque les extraits sont appliqués à forte concentration, leurs composés phénoliques peuvent eux-mêmes devenir phytotoxiques, réduisant ainsi leur efficacité protectrice. Ce phénomène pourrait expliquer pourquoi les associations étudiées n'ont pas permis de restaurer une germination comparable à celle du témoin.

En conclusion, cette étude montre que les graines de tomate sont particulièrement sensibles au stress salin, au mercure et à l'eau de mer, tandis que le cuivre et le fongicide exercent une toxicité plus modérée. Les extraits hydro-méthanoliques des feuilles fraîches d'arganier et de laurier, utilisés à la concentration de 100 %, n'ont pas permis de protéger efficacement les graines contre ces différents stress. L'extrait de laurier présente toutefois une meilleure capacité de protection que celui de l'arganier vis-à-vis du cuivre. Ces résultats suggèrent que des concentrations plus faibles ou des fractions purifiées des extraits pourraient être plus efficaces pour limiter les effets des stress abiotiques et chimiques sur la germination des graines de tomate.

C. Effet des extrait de *Arganiaspinosa* et *Neriumoleander* sur la germination de la tomate

Figure 88. indique l'évolution du taux de germination (%) des graines de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet de différentes concentrations (0, 20, 40, et 100%) des extraits hydro méthanoïques des feuilles fraîches de plante (Arganier, Nerium)

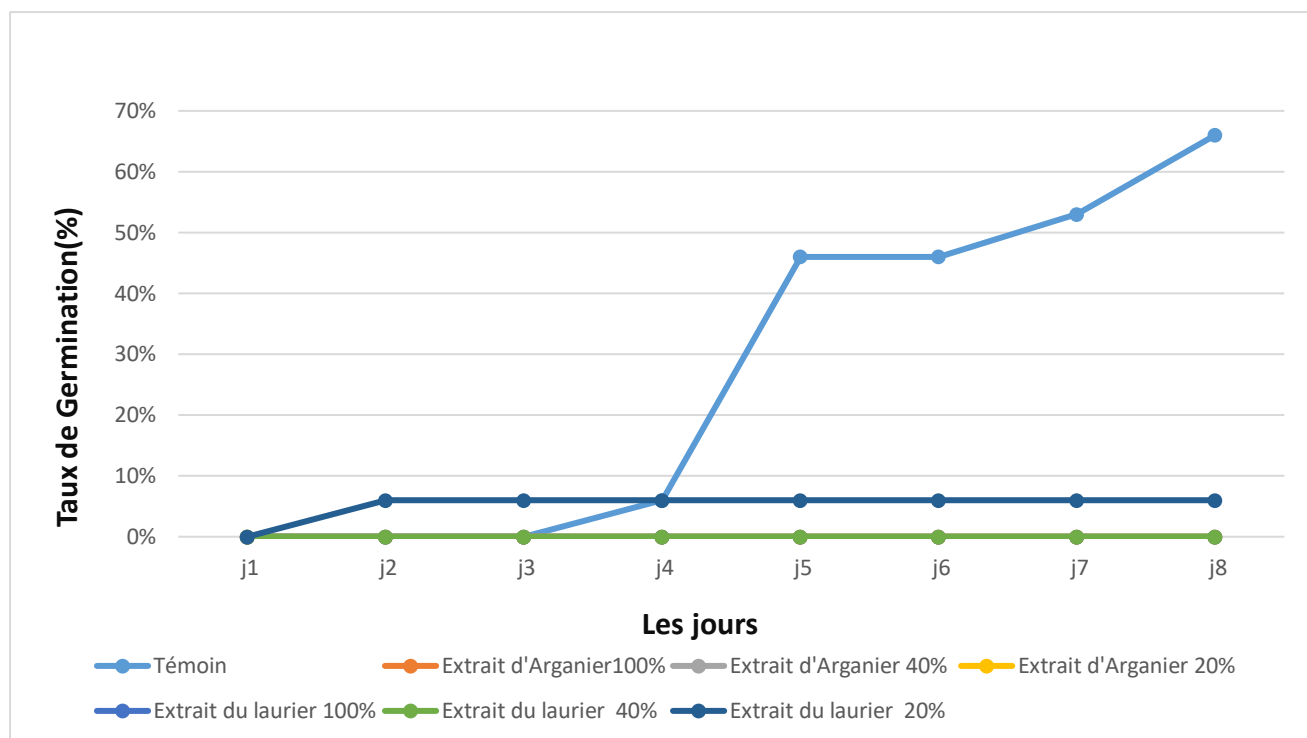


Figure 88 : Evolution du taux de germination(%) des graines de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium)

Les résultats obtenus dans la figure 88 montrent que les extraits hydro-méthanoliques des feuilles fraîches d'arganier (*Arganiaspinosa* .) et de laurier (*Neriumoleander*) exercent des effets différents sur la germination des graines de tomate selon leur concentration. Dans l'ensemble, les extraits d'arganier inhibent totalement la germination quelle que soit la concentration testée (20 %, 40 % et 100 %), tandis que seul l'extrait de laurier à 20 % permet une faible germination (6 %), les concentrations de 40 % et 100 % entraînant également une inhibition complète. Ces résultats montrent que les extraits hydro-méthanoliques présentent un effet dose-dépendant, les fortes concentrations étant nettement plus phytotoxiques que les faibles concentrations.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une germination progressive à partir du quatrième jour pour atteindre 66 % au huitième jour. Cette évolution traduit le déroulement normal des processus physiologiques de la germination, notamment l'imbibition des graines, l'activation des enzymes hydrolytiques, la mobilisation des réserves glucidiques et l'émergence de la radicule. Ces observations sont conformes aux travaux de Bewley et Black (2013), qui montrent que la

disponibilité en eau constitue la première condition indispensable au déclenchement de la germination.

Les extraits d'arganier à 20 %, 40 % et 100 % empêchent totalement la germination durant toute la période expérimentale. Cette inhibition suggère que les composés bioactifs présents dans les feuilles d'arganier deviennent phytotoxiques aux concentrations utilisées. Les feuilles d'arganier sont connues pour contenir des polyphénols, des flavonoïdes, des tanins, des saponines et divers composés terpéniques possédant une activité biologique importante. À fortes concentrations, ces molécules peuvent exercer une action allélopathique en inhibant l'activité des enzymes responsables de la mobilisation des réserves, notamment l' α -amylase, indispensable à la dégradation de l'amidon contenu dans les cotylédons. L'embryon ne dispose alors plus de l'énergie nécessaire à sa croissance, ce qui empêche l'émergence de la racine. Des résultats comparables ont été rapportés par Rice (1984), qui a démontré que de nombreux métabolites secondaires produits par les plantes inhibent la germination des espèces voisines lorsqu'ils sont présents à des concentrations élevées.

Les extraits de laurier présentent une réponse différente selon la concentration. Les concentrations de 40 % et 100 % inhibent totalement la germination, traduisant également un effet phytotoxique important. En revanche, l'extrait à 20 % permet une germination de 6 %, observée dès le deuxième jour puis stable jusqu'au huitième jour. Bien que ce taux reste très faible comparé au témoin, il montre qu'une diminution de la concentration réduit légèrement la toxicité de l'extrait. Cette réponse peut être liée à une concentration plus faible en composés phénoliques et en huiles essentielles, dont l'action inhibitrice devient moins marquée.

L'effet inhibiteur des extraits de laurier est probablement lié à la présence de composés tels que le 1,8-cinéole, l'eugénol, les flavonoïdes et les tanins, largement reconnus pour leurs propriétés antimicrobiennes et antioxydantes mais également pour leur activité allélopathique. À forte concentration, ces molécules peuvent perturber la perméabilité des membranes cellulaires, inhiber plusieurs enzymes métaboliques et modifier l'équilibre hormonal nécessaire à la germination. Plusieurs études ont montré que les huiles essentielles de laurier réduisent la division cellulaire et ralentissent l'élongation des cellules embryonnaires lorsqu'elles sont utilisées à des doses élevées (Singh *et al.*, 2005).

L'inhibition observée avec les deux extraits affecte principalement la radicule, premier organe apparaissant lors de la germination. Les composés phénoliques peuvent limiter la division des cellules méristématiques en perturbant la synthèse des protéines, le métabolisme énergétique et l'activité respiratoire. Ils peuvent également provoquer une accumulation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), entraînant un stress oxydatif responsable de la peroxydation des membranes cellulaires et de la dégradation de l'ADN. Ces altérations empêchent l'élongation des cellules embryonnaires et interrompent le processus germinatif. Selon Apel et Hirt (2004), un excès de composés phénoliques peut provoquer un déséquilibre du système antioxydant et limiter fortement la croissance des tissus végétaux.

Les différences observées entre l'arganier et le laurier peuvent s'expliquer par la nature et la concentration de leurs métabolites secondaires. Les feuilles d'arganier renferment des quantités importantes de tanins condensés et de flavonoïdes susceptibles d'exercer une forte activité allélopathique, tandis que le laurier contient principalement des huiles essentielles dont les effets peuvent varier selon la dose. Cette différence expliquerait pourquoi le laurier à 20 % conserve une faible capacité de germination alors que toutes les concentrations de l'arganier inhibent totalement ce processus.

Les résultats obtenus montrent également que les propriétés antioxydantes généralement attribuées aux polyphénols ne se traduisent pas nécessairement par une amélioration de la germination. Si ces molécules peuvent protéger les cellules contre le stress oxydatif à faibles doses, elles deviennent phytotoxiques lorsqu'elles sont présentes en quantité excessive. Ce phénomène d'hormèse est largement décrit dans la littérature, où une faible concentration stimule les processus physiologiques alors qu'une concentration élevée produit l'effet inverse (Calabrese et Baldwin, 2002).

Dans l'ensemble, les résultats de cette étude indiquent que les extraits hydro-méthanoliques des feuilles fraîches d'arganier et de laurier présentent une activité inhibitrice importante sur la germination des graines de tomate, particulièrement aux concentrations de 40 % et 100 %. Seul l'extrait de laurier à 20 % permet une faible germination (6 %), insuffisante pour assurer un développement normal des plantules. Ces observations sont en accord avec les travaux de Rice (1984), Apel et Hirt (2004), Singh *et al.* (2005) et Calabrese et Baldwin (2002), qui montrent que

les métabolites secondaires des plantes peuvent exercer une activité allélopathique importante lorsque leur concentration dépasse un certain seuil. Les résultats suggèrent ainsi que les extraits hydro-méthanoliques de feuilles fraîches d'arganier et de laurier devraient être testés à des concentrations plus faibles ou après purification de certaines fractions bioactives afin de déterminer des doses capables d'exercer un effet protecteur sans provoquer de phytotoxicité.

11. La cénitique de germination du blé : (croissance des jeunes plantules)

➤ NaCl

Figure 89 indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules (longueur de tigelle et radicule) du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de NaCl (3g/l, 6g/l, 9g/l, 12g/l, 15g/l).

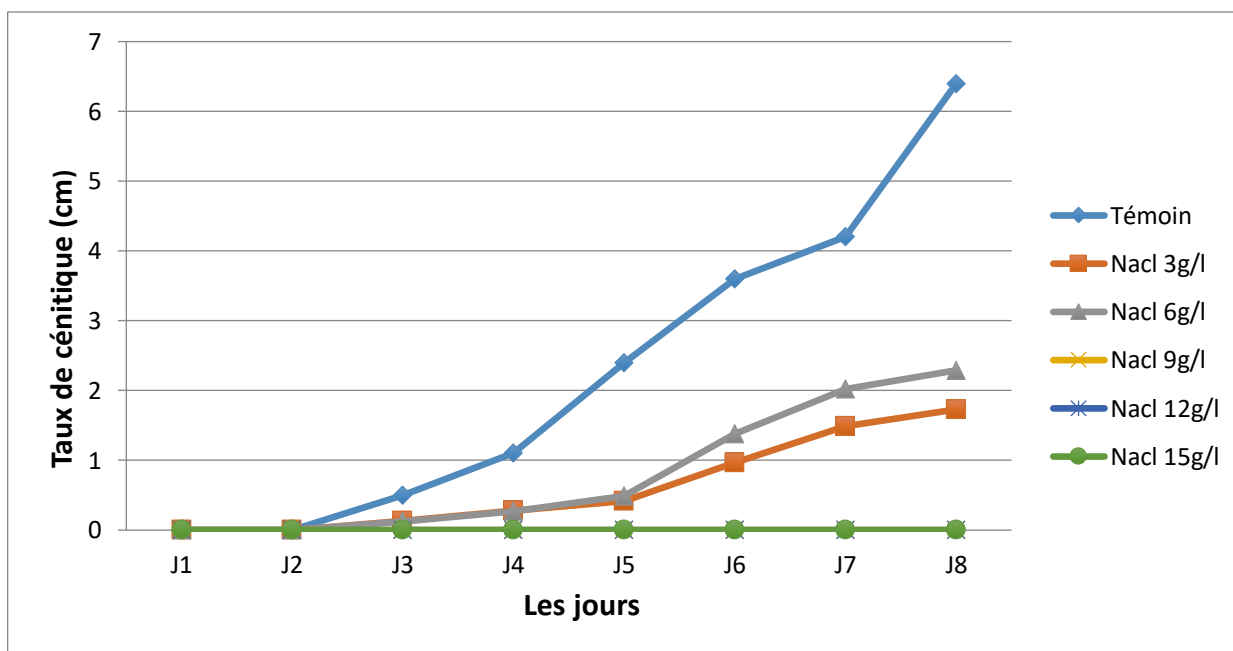


Figure 89. Évolution de la longueur (cm) des plantules du blé sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus dans la figure 89 montrent que le stress salin (NaCl) exerce un effet répressif sévère et dose-dépendant sur l'élongation linéaire des plantules de blé. Alors que le témoin (eau distillée) affiche une croissance vigoureuse et continue pour atteindre un maximum de 6,4 cm à J8, les faibles concentrations de 3g/L et 6g/L provoquent un ralentissement marquant du

développement (latence prolongée jusqu'à J4/J5) et une réduction drastique de la longueur finale qui plafonne respectivement à 1,7 cm et 2,2 cm à J8. En revanche, aux fortes concentrations (9, 12 et 15 g/L), l'inhibition de la croissance devient totale (0 cm) sur l'ensemble des 8 jours de suivi. Sur le plan physiologique, la réduction de taille observée aux faibles doses (3 et 6 g/L) est attribuée à la contrainte osmotique de la salinité qui diminue le potentiel hydrique cellulaire, restreignant ainsi l'absorption d'eau essentielle à la force de turgescence et à l'extension des parois cellulaires (Kavi Kishor *et al.*). Enfin, le blocage absolu à partir de 9 g/L indique le franchissement du seuil de tolérance de la plantule : l'accumulation excessive et toxique des ions Na^+ Cl^- perturbe gravement l'homéostasie cellulaire, inactive les enzymes métaboliques clés et bloque l'activité mitotique au niveau des méristèmes apicaux de la racicule (Chaves *et al.* ; Hasegawa).

➤ CuSO_4

Figure 90. indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de CuSO_4 (0,3g/l ,0,6g/l ,0,9g/l ,1,2g/l ,1,5g/l)

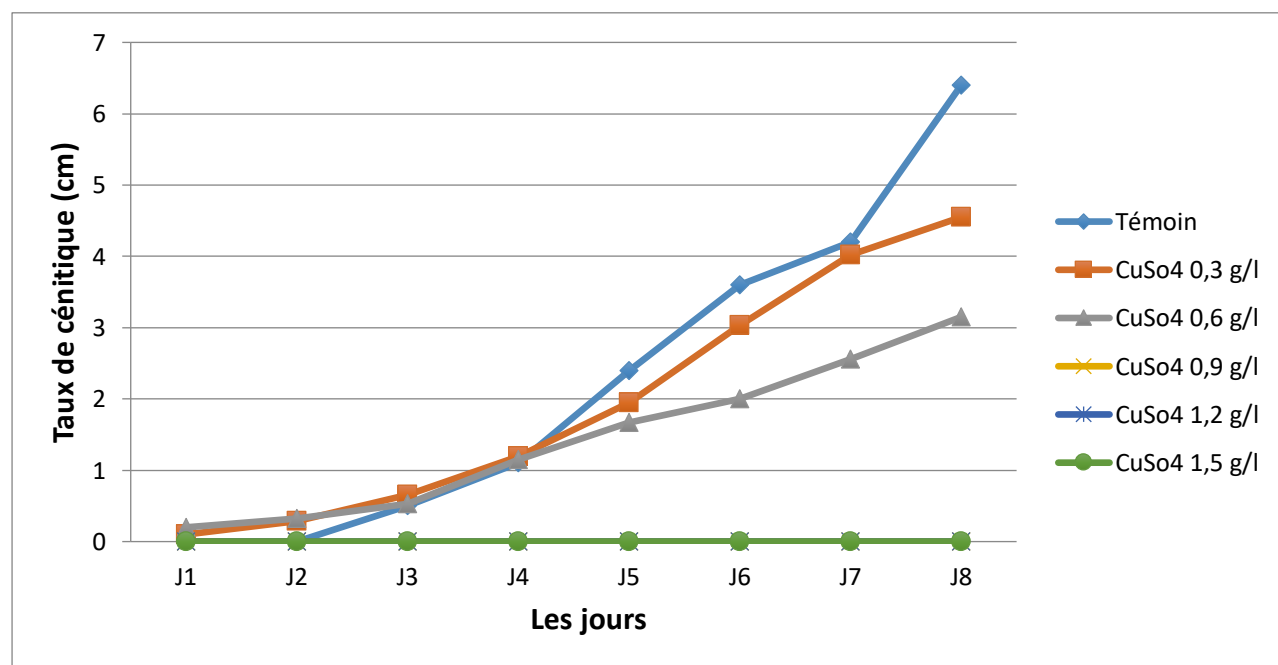


Figure 90 : Évolution de la longueur (cm) des plantules Du blé sous différentes concentrations de CuSO_4 comparativement au témoin (eau distillé)

Les résultats obtenus dans la figure 90 montrent que le sulfate de cuivre (CuSO_4) exerce un effet dépressif net et dose-dépendant sur l'élongation linéaire des plantules de blé. Alors que le lot témoin (eau distillée) présente une croissance exponentielle continue pour atteindre son maximum à 6,5 cm à J8, la faible dose de 0,3 g/L suit une cinétique proche du témoin jusqu'à J4 avant de s'en détacher pour plafonner à 4,6 cm à J8, tandis que la dose de 0,6 g/L limite plus sévèrement la croissance à 3,2 cm à J8. En revanche, aux concentrations plus élevées (0,9 g/L, 1,2 g/L et 1,5 g/L), l'inhibition de la croissance devient totale (0 cm) dès le début du suivi. Sur le plan physiologique, bien que le cuivre soit un oligo-élément essentiel, son accumulation aux doses de 0,3 et 0,6 g/L induit une phytotoxicité cellulaire qui perturbe l'homéostasie et altère l'extensibilité des parois cellulaires en provoquant un stress oxydatif modéré (Yruela *et al.*). Enfin, le blocage absolu observé à partir de 0,9 g/L démontre l'atteinte d'un seuil de létalité aigu : l'excès massif de cuivre inhibe irréversiblement les enzymes du métabolisme respiratoire, bloque le transport d'électrons et stoppe les divisions mitotiques au niveau du méristème apical de la racicule (Feigl *et al.* ; Maksymiec).

➤ Fongicide

Figure 91. indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de Fongicide (0,3g/l ,0,6g/l ,0,9g/l ,1,2g/l ,1,5g/l ,3g/l ,6g/l)

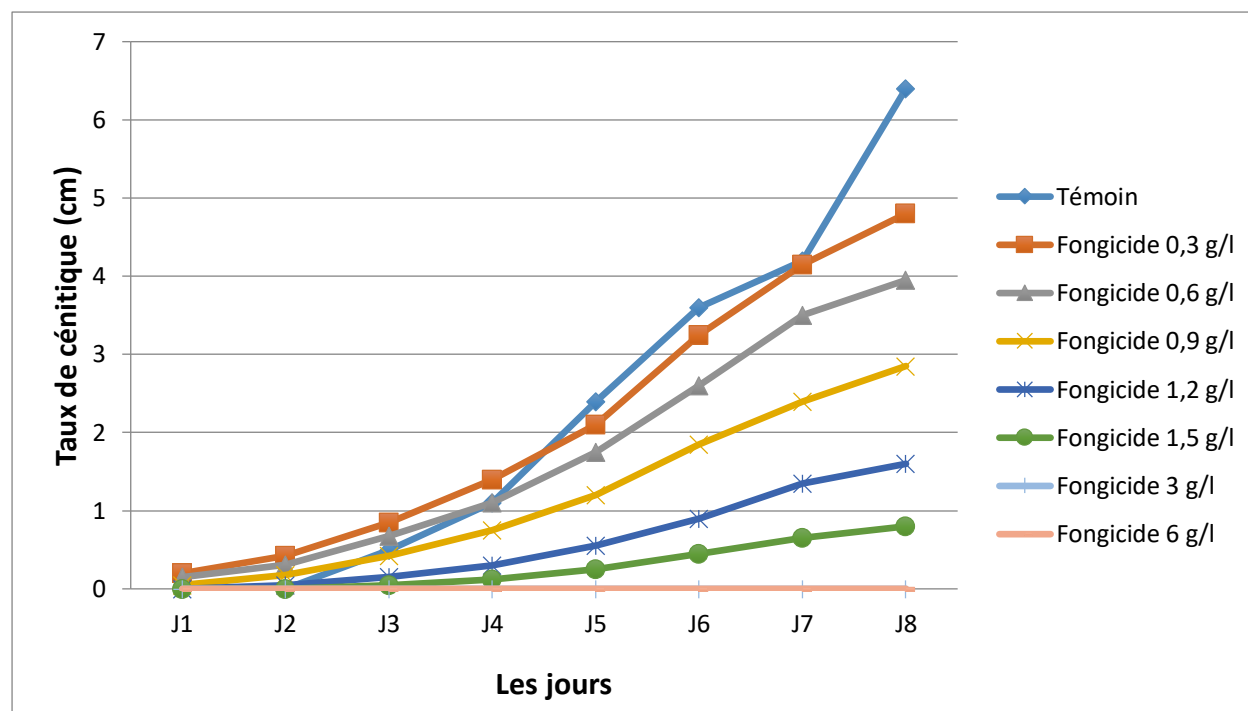


Figure 91: Évolution de la longueur (cm) des plantules du blé sous différentes concentrations de fongicide comparativement au témoin (eau distillée)

Les résultats obtenus dans la figure 91 montrent que le fongicide exerce un effet répressif progressif et dose-dépendant sur l'élongation linéaire des plantules de blé. Le témoin (eau distillée) affiche une croissance optimale atteignant 6,4 cm à J8. En revanche, l'augmentation des concentrations induit un écrasement successif des courbes : les doses de 0,3 g/L et 0,6 g/L freinent modérément la croissance pour plafonner respectivement à 4,7 cm et 3,9 cm à J8, tandis que les doses de 0,9 g/L, 1,2 g/L et 1,5 g/L accentuent severement cette réduction en limitant la longueur finale à 2,8 cm, 1,5 cm et 0,7 cm. Enfin, aux très fortes concentrations (3 g/L et 6 g/L), l'inhibition devient totale (0 cm) sur les 8 jours. Sur le plan physiologique, la réduction de croissance observée aux doses faibles et intermédiaires s'explique par la perturbation métabolique induite par les xénobiotiques, qui altèrent l'activité mitochondriale et ralentissent la synthèse de l'ATP nécessaire à l'extension cellulaire (Pinto et al.). À des doses létales (3 et 6 g/L), le fongicide pénètre massivement dans les tissus embryonnaires, déclenchant un stress phytotoxique aigu qui bloque la

réplication de l'ADN et inhibe de façon irréversible les divisions mitotiques au niveau des méristèmes racinaires (Petit et al. ; Spelta *et al.*).

➤ Mercure

Figure 92. indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de Mercure (0,3g/l, 0,6g/l, 0,9g/l, 1,2g/l, 1,5g/l).

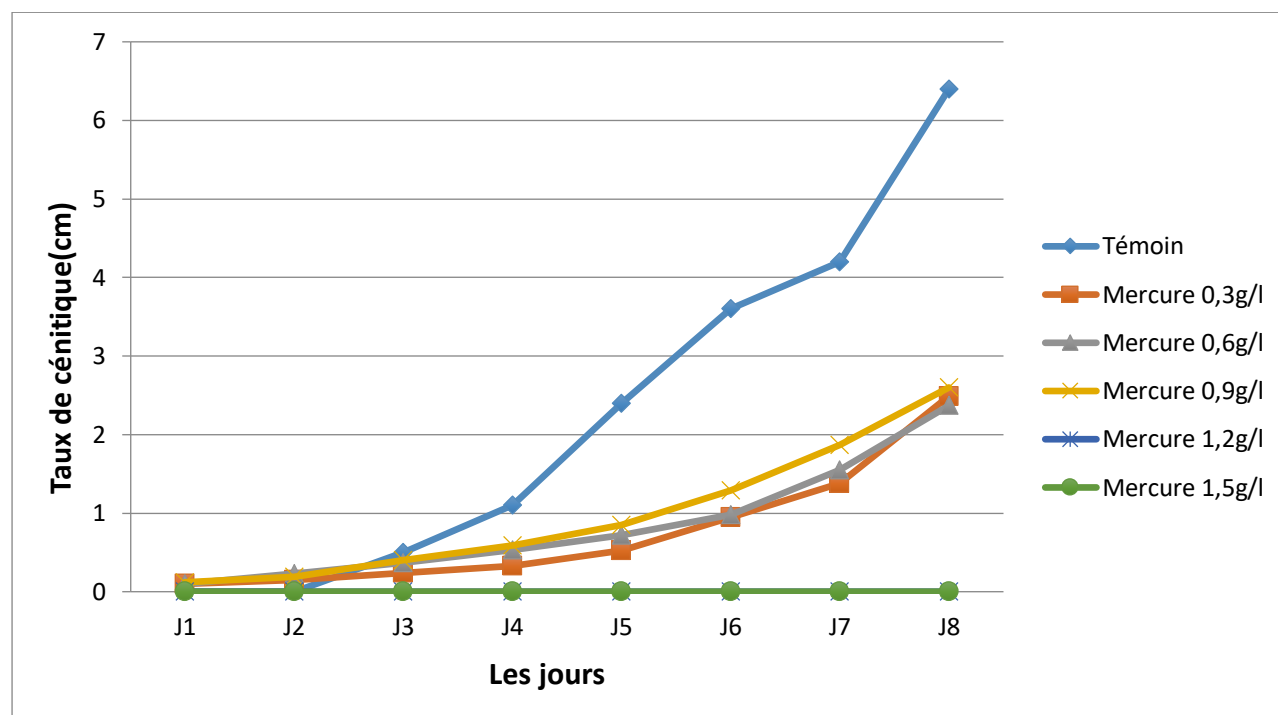


Figure 92. Évolution de la longueur (cm) des plantules du blé sous différentes concentrations de mercure comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus dans la figure 92 montrent que le mercure (Hg) exerce un effet répressif sévère et dose-dépendant sur l'élongation linéaire des plantules de blé. Alors que le lot témoin (eau distillée) affiche une croissance vigoureuse et continue pour atteindre un maximum de 6,2 cm à J8, les doses faibles et intermédiaires de 0,3 g/L, 0,6 g/L et 0,9 g/L subissent un ralentissement extrême de leur développement dès le départ, avec des courbes qui s'entrecroisent et plafonnent tardivement à des valeurs réduites et quasi-identiques comprises entre 2,2 cm et 2,4 cm à J8. En revanche, aux fortes concentrations (1,2 g/L et 1,5 g/L), l'inhibition de la croissance devient

totale (0 cm) sur l'ensemble des 8 jours de suivi. Sur le plan physiologique, ce profil d'élongation ralentie aux doses sub-létales (0,3 à 0,9 g/L) s'explique par la forte affinité du mercure pour les structures cellulaires, provoquant une rigidification précoce des parois et une altération du transport de l'eau vers les tissus en croissance (Nagajyoti *et al.*). Enfin, le blocage absolu observé à 1,2 et 1,5 g/L confirme la cytotoxicité aiguë du métal qui désorganise les microtubules cellulaires, inactive les phytohormones de croissance (comme les auxines) et induit une mort cellulaire programmée au niveau du méristème caulinaire et radiculaire (Asati *et al.* ;Shiyab).

➤ Effets de différentes qualités d'eau

Figure 93. indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer).

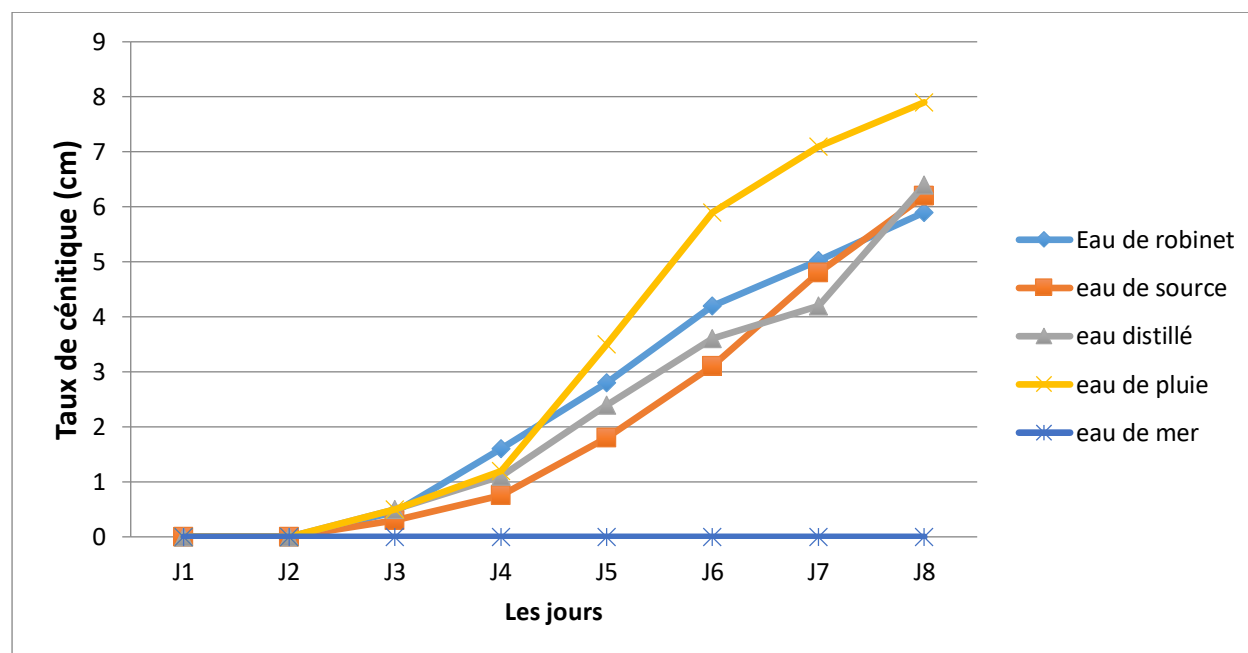


Figure 93: .Évolution de la longueur (cm) des plantules du blé irriguées par différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer).

Les résultats illustrés par la figure 93 révèlent des disparités marquantes quant à l'effet de la qualité de l'eau d'irrigation sur l'élongation linéaire des plantules. De manière remarquable, l'eau de pluie se distingue en stimulant de façon optimale la croissance cellulaire, propulsant la longueur à

un sommet de 7,9 cm à J8 ; cette performance s'explique par la faible force ionique et le pH légèrement acide de l'eau météorique, des propriétés qui optimisent l'extensibilité de la paroi cellulaire végétale (Gazeau et al.). En parallèle, l'eau de robinet, l'eau de source et l'eau distillée affichent un profil d'évolution ascendant très homogène et regroupé, pour converger en fin de cycle (J8) vers des valeurs de croissance standards comprises entre 5,9 cm et 6,4 cm. Ce comportement indique que ces trois qualités d'eau fournissent un potentiel hydrique adéquat permettant le maintien de la turgescence nécessaire au développement végétatif normal (Proietti et al.). À l'inverse, l'irrigation par l'eau de mer induit un arrêt immédiat et absolu (0 cm) de toute élongation sur les 8 jours. Ce blocage radical traduit l'impact d'un stress hyperosmotique sévère couplé à une cytotoxicité ionique directe, ce qui déstructure instantanément les filaments du cytosquelette et annihile l'activité des méristèmes d'extension (Flowers et Colmer ; Cheeseman).

C. Effet d'atténuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induit par l'irrigation des eaux polluées sur le blé

Tableau13: Évolution de la croissance des jeunes plantules du blé, pendant 8 jours, sous l'effet de différents traitements: effet de l'eau distillée; effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium) ; effet des doses toxiques du stress: NaCl, cuivre, fongicide, mercure, et eau de mer ; effet combiné de chaque extrait(Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress

Traitements	Doses	Jours							
		J1	J2	J3	J4	J5	J6	J7	J8
		La longueur (cm) de la germination des graines Du blé pendant 8 jours							
Témoin (eau distillé)	0 %	0	0	0,5	1,1	2,4	3,6	4,2	6,4
Extrait d'arganier	100%	0	0	0	0	0	0	0	0
Extrait d'arganier	40%	0	0	0	0	0	0	0	0
Extrait d'arganier	20%	0	0	0	0,2	0,4	0,6	0,8	0,9
Dose toxique de NaCl	15 g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de l'arganier + NaCl 15g/l	Extrait de l'arganier (100%) + NaCl (15 g/l)	0	0	0	0	0	0	0	0
Dose toxique de Cuivre	1.5 g/l	0	0	0	0	0,1	0,2	0,3	0,4

Effet combiné : Extrait de l'arganier + Cuivre 1,5g/l	Extrait de l'arganier (100%) + Cuivre 1,5 g/l	0	0	0,02	0,04	0,06	0,03	0,08	0,08
Dose toxique de fongicide	6g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de l'arganier + fongicide 6 g/l	Extrait de l'arganier (100%) + fongicide (6 g/l)	0	0	0	0	0	0,1	0,2	0,3
Dose toxique de mercure	1,5g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de l'arganier + Mercure 1,5g/l	Extrait de l'arganier (100%) + mercure (1,5 g/l)	0	0	0	0	0	0	0	0,1
Dose toxique d'eau de mer	Mer	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de l'arganier + eau de mer	Extrait de l'arganier (100%) + eau de mer	0	0	0	0	0	0	0	0
Laurier Extrait 100%	100%	0	0	0	0	0	0	0	0
Laurier Extrait 40%	40%	0	0	0	0	0	0	0	0
Laurier Extrait 20%	20%	0	0	0	0,15	0,30	0,45	0,6	0,7
Dose toxique de NaCl	15g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de Laurier + NaCl 15g/l	Extrait de laurier (100%) + NaCl (15 g/l)	0	0	0	0	0	0	0	0
Dose toxique de Cuivre	1,5g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de Laurier + CuSo4 1,5 g/l	Extrait de laurier (100%) + Cuivre 1,5 g/l	0	0	0	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5
Dose toxique de fongicide	6g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de Laurier + fongicide 6 g/l	Extrait de laurier (100%) + fongicide (6 g/l)	0	0	0	0,1	0,3	0,4	0,45	0,5

Dose toxique de mercure	1,5g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de Laurier + Mercure 1,5g/l	Extrait de laurier (100%) + mercure (1,5 g/l)	0	0	0	0,1	0,15	0,25	0,35	0,4
Dose toxique d'eau de mer	Mer	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de Laurier + eau de mer	Extrait de laurier (100%) + eau de mer	0	0	0	0	0	0	0	0

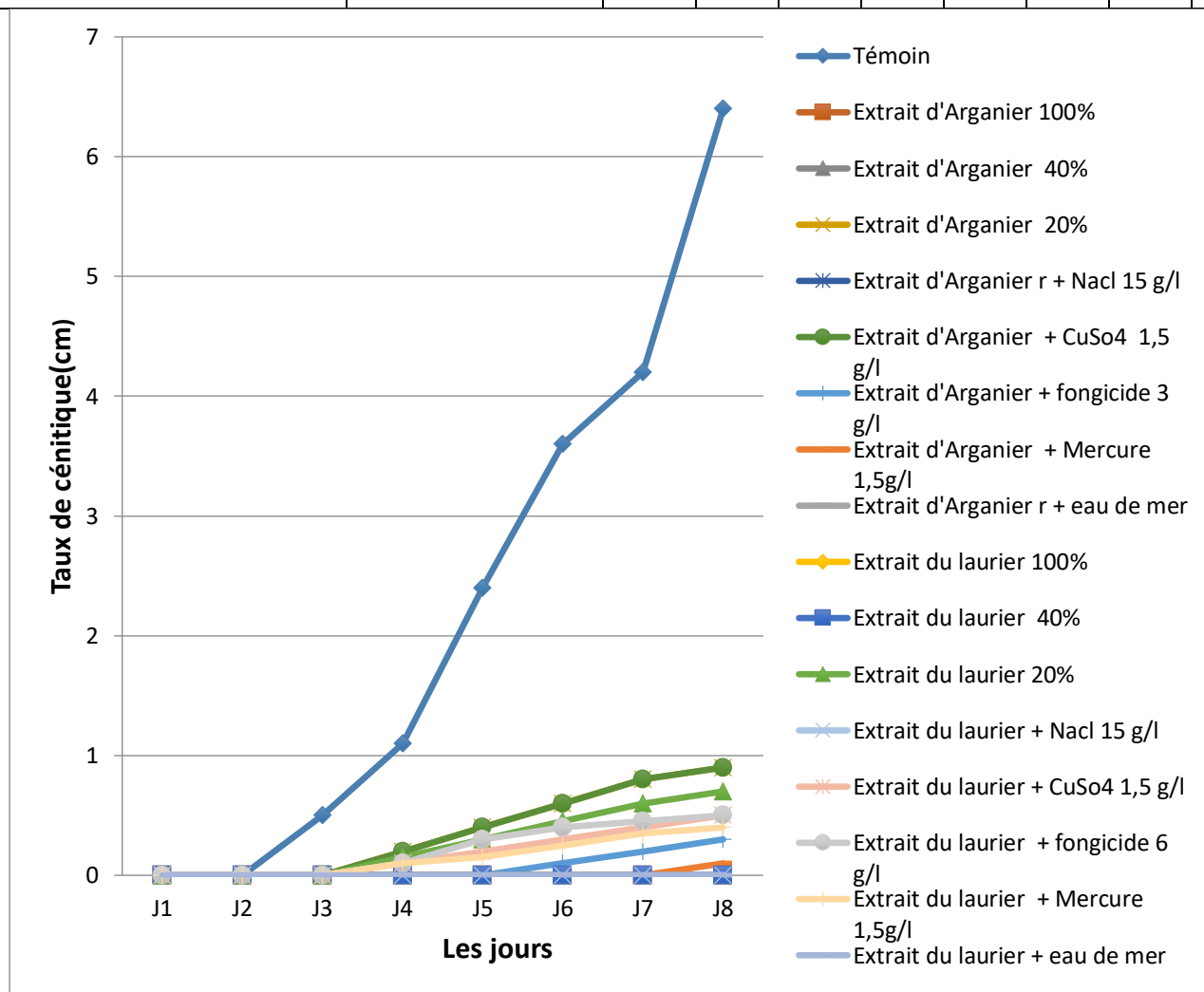


Figure 94 . Évolution de la croissance des jeunes plantules du blé , pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements: effet de l' eau distillé; effet séparé des extraits de plante (Arganier,

Nerium) ; effet des doses toxiques du stress: NaCl, cuivre, fongicide, mercure, et eau de mer ; effet combiné de chaque extrait(Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress

Les résultats présentés dans le Tableau 2 et illustrés par la Figure 94 mettent en évidence un fait scientifique majeur : les extraits végétaux d'arganier et de laurier exercent un effet protecteur et une atténuation remarquable de la phytotoxicité induite par les agents stressants. En effet, alors que le lot témoin affiche une croissance optimale de 6,4 cm à J8 et que les doses toxiques appliquées seules (telles que le NaCl à 15 g/L) provoquent une inhibition absolue (0 cm), les combinaisons associant les extraits purs (100%) aux polluants permettent de restaurer une cinétique d'élongation résiduelle non négligeable. Ce phénomène est particulièrement visible chez le laurier (100%) où les traitements combinés avec le cuivre (CuSO_4), le fongicide et le mercure (Hg) induisent un démarrage de la croissance dès J4 pour atteindre des longueurs finales respectives de 0,5 cm, 0,5 cm et 0,4 cm à J8. De même, l'extrait d'arganier (100%) combiné au fongicide et au mercure permet d'amorcer une élongation atteignant 0,3 cm et 0,1 cm à J8. Sur le plan physiologique, ces résultats confirment que les métabolites secondaires (notamment les polyphénols, les flavonoïdes et les tannins) présents massivement dans les extraits d'arganier et de laurier agissent comme des agents tampons ou des puissants antioxydants exogènes ; ils réussissent à chélater partiellement les ions métalliques toxiques (Cu^{2+} , Hg^{2+}) ou à neutraliser le stress oxydatif cellulaire provoqué par le fongicide. Bien que cette protection soit insuffisante pour rétablir un développement par rapport au témoin, elle s'avère cruciale puisqu'elle préserve l'intégrité fonctionnelle minimale des méristèmes apicaux et permet la survie et l'élongation de la plantule face à des doses de polluants initialement létales (Gill *et al.* ; Potters *et al.*).

C. Effet des extrait de l'Arganiaspinosa et Neriumoleander sur la croissance de jeune plantule du blé

Figure 95 .indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules du blé en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet de différentes concentrations (0, 20, 40, et 100%) des extraits hydro méthanoïques des feuilles fraîches de plante (Arganier, Nerium)

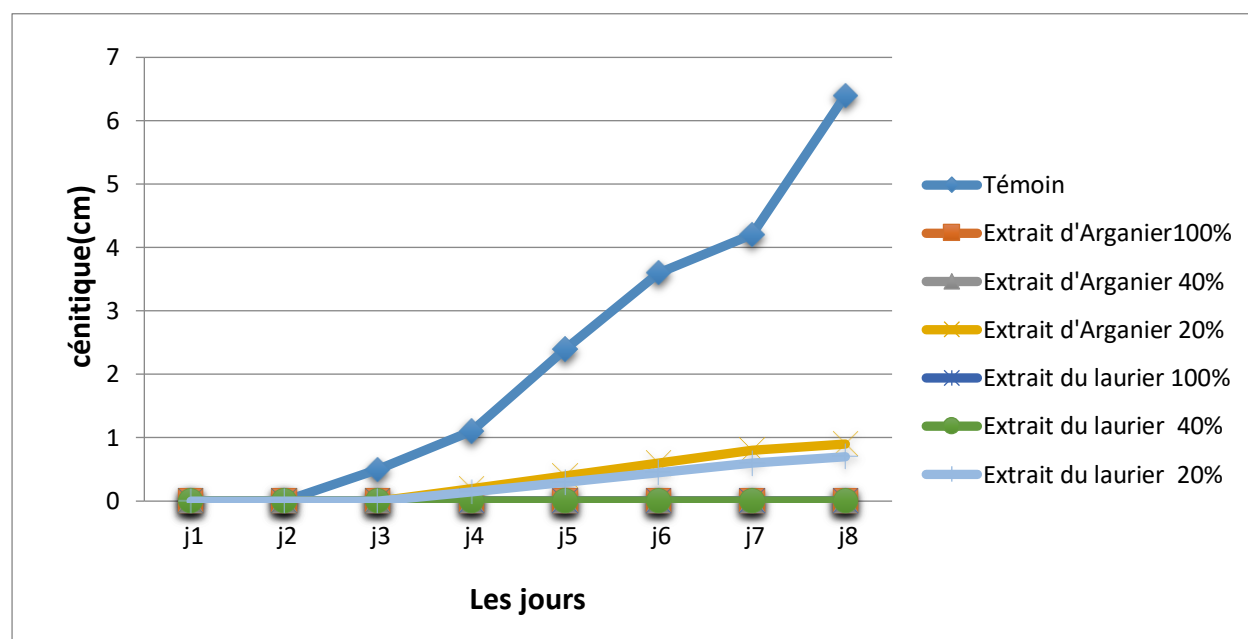


Figure 95: Evolution de la longueur de germination(cm) des graines de blé en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium)

Les résultats illustrés par la figure 95 de montrent que les extraits hydro-méthanoliques des feuilles fraîches d'arganier et de laurier (Nerium) exercent un effet inhibiteur sévère et hautement dose-dépendant sur l'élongation linéaire des plantules de blé. Le lot témoin (0%) se démarque nettement par une dynamique de croissance vigoureuse et continue dès J2, atteignant une longueur maximale de 6,4 cm à J8 en l'absence de toute contrainte chimique. À l'inverse, l'application des faibles concentrations (20%) des deux extraits végétaux induit un ralentissement drastique du développement (phase de latence prolongée jusqu'à J3/J4) et limite fortement la longueur finale des plantules, qui plafonne péniblement aux alentours de 0,7 cm à 0,9 cm à J8. Enfin, dès que la concentration s'élève à 40% et 100%, l'inhibition de la croissance devient totale (0 cm) sur l'ensemble des 8 jours de suivi pour les deux plantes. Sur le plan physiologique, ce blocage de

l'élongation est attribué au potentiel allélopathique aigu de ces espèces ; les solvants hydro-méthanoliques permettent une extraction massive de métabolites secondaires bioactifs (tels que les composés phénoliques, les flavonoïdes et les alcaloïdes) qui, même à faible dose (20%), perturbent la perméabilité membranaire, altèrent l'activité des phytohormones de croissance (comme les auxines) et provoquent un stress oxydatif au niveau cellulaire. À des doses plus élevées (40% et 100%), ces molécules allélopathiques franchissent le seuil de phytotoxicité létale, inhibant de façon irréversible les divisions mitotiques au niveau des méristèmes apicaux de la racicule et des coléoptiles du blé (Gniazdowska et Bogatek ; Saddique *et al.*)

13. La cénitique de tomate :

A. Effet des différents traitements d'irrigation sur la croissance des jeunes plantules de tomate :

➤ NaCl

Figure 96 indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de NaCl (3g/l, 6g/l, 9g/l, 12g/l, 15g/l)

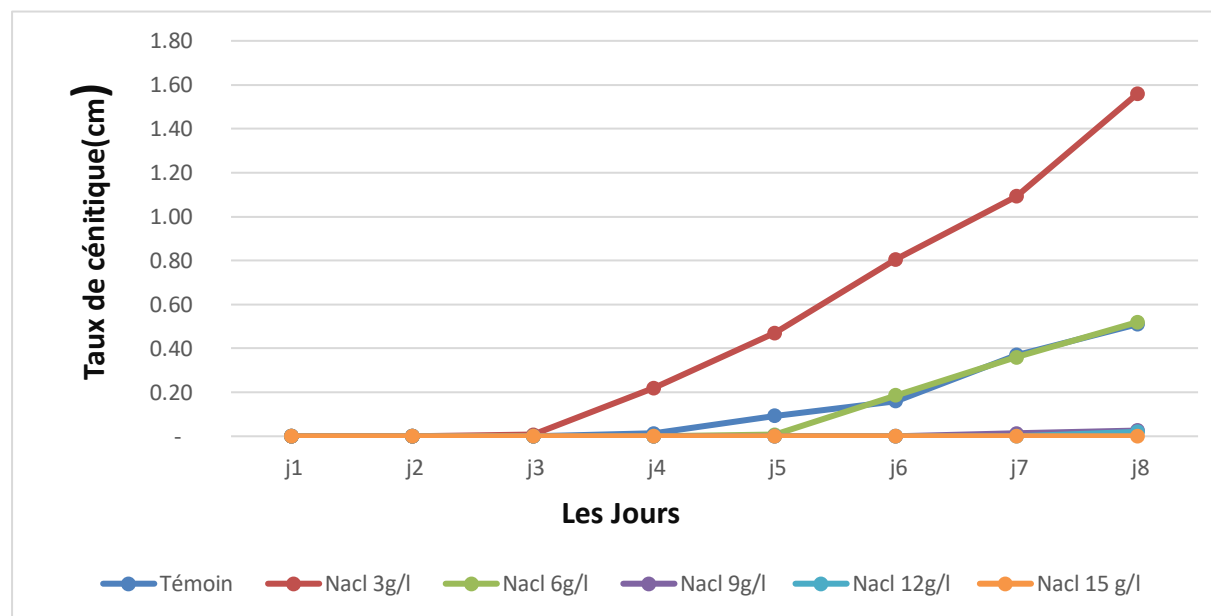


Figure 96. Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate sous différentes concentrations de NaCl comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus montrent que la salinité exerce un effet marqué sur la croissance des plantules de tomate, évaluée par la longueur de la racine. L'augmentation de la concentration en NaCl entraîne une diminution progressive de la longueur des plantules, mettant en évidence une relation dose-dépendante entre le stress salin et le développement des jeunes plantules. Si une faible concentration de NaCl stimule la croissance, les concentrations élevées provoquent un ralentissement important, voire un arrêt complet de l'élongation racinaire.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une croissance régulière de la racine à partir du quatrième jour, atteignant 0,51 cm au huitième jour. Cette évolution traduit un développement normal des cellules méristématiques de la racine, résultant d'une bonne absorption de l'eau, d'une activité enzymatique normale et d'une mobilisation efficace des réserves de la graine. Ces résultats

sont en accord avec ceux de Bewley et Black (2013), qui soulignent que la disponibilité en eau favorise la division cellulaire et l'élongation des tissus embryonnaires.

À la concentration de 3 g/L, les plantules présentent une croissance remarquable, atteignant 1,56 cm au huitième jour, soit une longueur environ trois fois supérieure à celle du témoin. Cette réponse suggère qu'une faible salinité exerce un effet stimulant sur la croissance des jeunes plantules. Ce phénomène peut être expliqué par un effet d'hormèse, selon lequel une faible intensité de stress active les mécanismes de défense de la plante et stimule son métabolisme. Le stress salin modéré favorise notamment l'accumulation d'osmoprotecteurs tels que la proline et les sucres solubles, qui améliorent le maintien de la turgescence cellulaire et favorisent l'élongation de la racicule. Des résultats comparables ont été rapportés par Ashraf et Foolad (2005), qui montrent que de faibles concentrations en NaCl peuvent améliorer temporairement la croissance de certaines espèces végétales.

Lorsque la concentration augmente à 6 g/L, la longueur finale de la racicule diminue à 0,52 cm, soit une valeur proche du témoin. Cette diminution traduit le début des effets négatifs de la salinité. Le stress osmotique limite progressivement l'absorption de l'eau, ce qui réduit la pression de turgescence indispensable à l'élongation des cellules racinaires. En parallèle, l'accumulation des ions sodium (Na^+) et chlorure (Cl^-) commence à perturber l'équilibre nutritionnel et le fonctionnement des enzymes impliquées dans la croissance. Ces observations sont conformes aux travaux de Munns et Tester (2008), qui indiquent que la croissance racinaire est l'un des premiers processus affectés par la salinité.

À la concentration de 9 g/L, la croissance est fortement inhibée, la longueur de la racicule n'atteignant que 0,03 cm au huitième jour. Cette réduction importante traduit une inhibition presque complète de la division et de l'élongation des cellules méristématiques. Le stress salin devient suffisamment intense pour provoquer une accumulation excessive des ions Na^+ dans les cellules, entraînant un déséquilibre ionique, une diminution de l'absorption du potassium (K^+) et du calcium (Ca^{2+}), ainsi qu'une altération du fonctionnement des membranes cellulaires. Cette situation limite fortement la synthèse des protéines, la respiration cellulaire et la production d'énergie nécessaire à la croissance.

À 12 g/L, la longueur finale de la racine ne dépasse pas 0,02 cm, confirmant une inhibition presque totale du développement des plantules. L'excès de sel réduit fortement le potentiel hydrique du milieu, empêchant l'entrée de l'eau dans les cellules. Cette déshydratation s'accompagne d'une production importante d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables de la peroxydation des membranes cellulaires, de la dégradation des protéines et de dommages à l'ADN. Les cellules méristématiques de la racine perdent alors leur capacité de division et d'élongation.

À la concentration la plus élevée (15 g/L), aucune croissance n'est observée durant toute la période expérimentale. Cette inhibition totale montre que cette concentration dépasse largement le seuil de tolérance de la tomate. Le stress osmotique et la toxicité ionique agissent simultanément pour bloquer complètement les processus physiologiques indispensables au développement de la racine. Les réserves de la graine ne peuvent plus être mobilisées efficacement, la respiration mitochondriale est fortement perturbée et la synthèse des protéines est inhibée. Ces résultats sont similaires à ceux rapportés par Parida et Das (2005) et Zhu (2001), qui décrivent la salinité comme l'un des principaux facteurs limitant la croissance des racines chez les plantes glycophytes.

Les effets du NaCl sont particulièrement marqués sur la racine, premier organe en contact avec le milieu salin. Les cellules méristématiques racinaires sont très sensibles à l'accumulation des ions sodium, qui perturbent leur équilibre osmotique et réduisent leur capacité de division. La diminution de la croissance racinaire limite ensuite l'absorption de l'eau et des éléments minéraux, compromettant le développement ultérieur de la plantule. Selon Munns et Tester (2008), l'inhibition de la croissance racinaire constitue l'un des premiers symptômes du stress salin chez les plantes sensibles.

Dans l'ensemble, les résultats montrent que la croissance des plantules est encore plus sensible à la salinité que la germination. Une faible concentration de NaCl (3 g/L) stimule significativement l'allongement de la racine, alors que les concentrations supérieures (9 à 15 g/L) réduisent fortement, voire bloquent complètement, la croissance. Cette inhibition est principalement due au stress osmotique, à la toxicité des ions Na^+ et Cl^- , au déséquilibre nutritionnel, à l'accumulation des espèces réactives de l'oxygène et à l'arrêt de la division des cellules méristématiques.

Ces résultats sont en accord avec les travaux de Ashraf et Foolad (2005), Munns et Tester (2008), Parida et Das (2005) et Zhu (2001), qui montrent que la réponse des plantes au stress salin dépend fortement de la concentration en NaCl. Ils confirment également que la racine constitue l'organe le plus sensible à la salinité au cours des premiers stades du développement de la tomate et que la limitation de sa croissance représente l'un des principaux mécanismes responsables de la réduction de la vigueur des jeunes plantule

➤ CuSO₄

Figure 97 indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de CuSO₄ (0,3g/l ,0,6g/l ,0,9g/l ,1,2g/l ,1,5g/l)

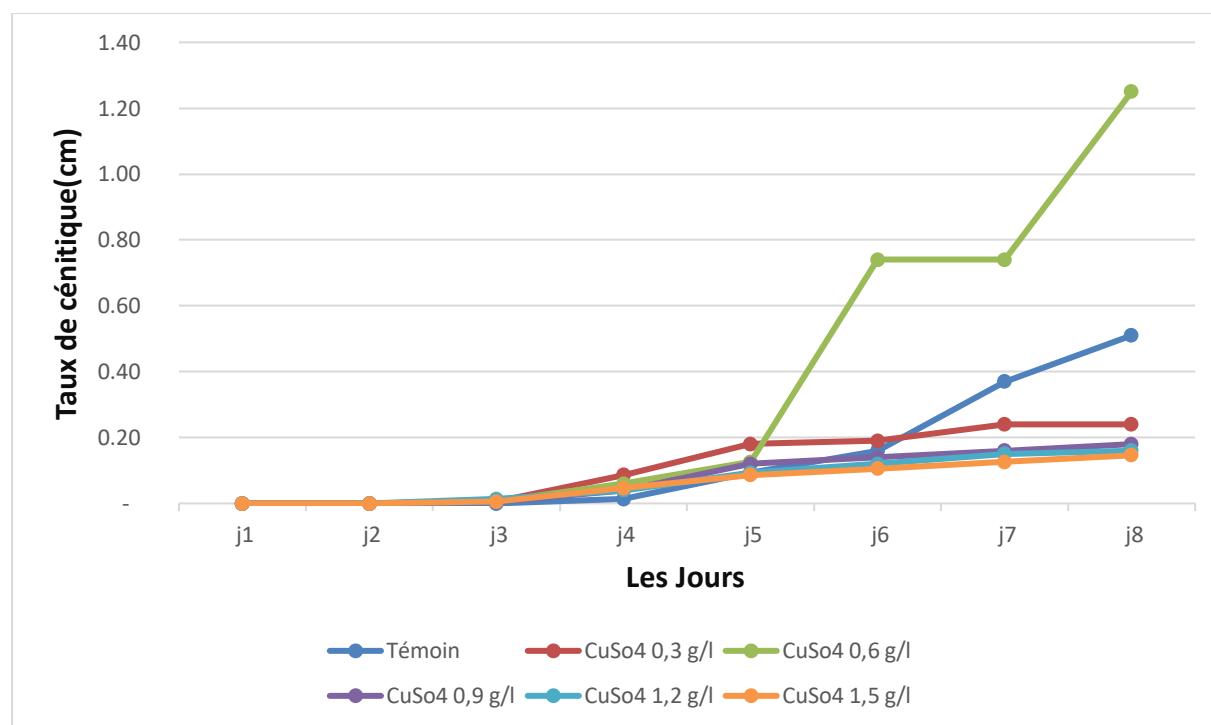


Figure 97. Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate sous différentes concentrations de CuSO₄ comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus montrent que le sulfate de cuivre (CuSO₄) influence significativement la croissance des plantules de tomate, exprimée par la longueur de la racine, et que cette réponse dépend fortement de la concentration appliquée. Contrairement au stress salin, qui inhibe

progressivement la croissance avec l'augmentation de la concentration, le cuivre présente un effet biphasique : certaines concentrations stimulent fortement la croissance, tandis que des concentrations plus élevées deviennent progressivement toxiques. Ces observations confirment le rôle essentiel du cuivre comme micronutriment indispensable au développement végétal, mais également son potentiel toxique lorsqu'il est présent en excès.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une croissance régulière de la racine, atteignant 0,51 cm au huitième jour. Cette évolution traduit un développement normal des cellules méristématiques, favorisé par une bonne disponibilité en eau, une activité enzymatique optimale et une mobilisation efficace des réserves de la graine. Ces résultats sont comparables à ceux rapportés par Bewley et Black (2013), qui indiquent que l'allongement de la racine constitue un excellent indicateur de la vigueur des plantules.

À la concentration de 0,3 g/L, la longueur de la racine atteint 0,24 cm au huitième jour, soit une valeur inférieure à celle du témoin. Bien que cette concentration permette la croissance des plantules, son effet stimulant reste limité. Cette légère réduction pourrait s'expliquer par une accumulation modérée du cuivre dans les cellules embryonnaires, entraînant un ralentissement de l'élongation cellulaire tout en maintenant un fonctionnement relativement normal des processus métaboliques.

La concentration de 0,6 g/L présente la réponse la plus remarquable, avec une longueur finale de 1,25 cm, soit plus du double de celle observée chez le témoin. Cette concentration semble représenter la dose optimale pour stimuler la croissance des plantules de tomate dans les conditions expérimentales. Le cuivre intervient comme cofacteur de nombreuses enzymes impliquées dans la respiration mitochondriale, la synthèse de la lignine, le transport des électrons et les mécanismes de défense antioxydants. À cette concentration, il favorise probablement une activité enzymatique optimale ainsi qu'une meilleure production d'énergie (ATP), permettant une division et une élongation plus importantes des cellules méristématiques de la racine. Des résultats similaires ont été rapportés par Yruela (2005) et Marschner (2012), qui montrent qu'une disponibilité adéquate en cuivre améliore la croissance des jeunes plantules.

À la concentration de 0,9 g/L, la longueur finale diminue à 0,18 cm, traduisant le début des effets toxiques du cuivre. Bien que la croissance ne soit pas totalement inhibée, l'accumulation

progressive des ions Cu^{2+} dans les cellules provoque un ralentissement de l'élongation racinaire. Le cuivre en excès favorise la formation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables de dommages oxydatifs affectant les membranes cellulaires, les protéines et les acides nucléiques. Cette accumulation réduit progressivement la capacité des cellules méristématiques à se diviser et à s'allonger.

Les concentrations de 1,2 g/L et 1,5 g/L confirment cette tendance. Les longueurs finales atteignent respectivement 0,16 cm et 0,15 cm, soit des valeurs nettement inférieures au témoin. Ces résultats montrent que l'augmentation de la concentration en cuivre entraîne une diminution progressive de la croissance des plantules. Cette phytotoxicité résulte principalement d'une perturbation du métabolisme cellulaire, d'une inhibition de certaines enzymes, d'une altération de la perméabilité membranaire et d'une diminution de la synthèse des protéines. Les cellules méristématiques de la racicule, très actives au cours des premiers stades du développement, sont les premières affectées par cette accumulation excessive de cuivre.

Le cuivre exerce également une influence sur l'équilibre nutritionnel de la plante. À forte concentration, il entre en compétition avec plusieurs éléments minéraux essentiels tels que le fer (Fe), le zinc (Zn), le manganèse (Mn) et le calcium (Ca), réduisant leur absorption et perturbant le fonctionnement de nombreuses enzymes. Cette compétition nutritionnelle contribue à ralentir la croissance de la racicule et à diminuer la vigueur des jeunes plantules. Selon Broadley et al.(2012), l'excès de cuivre perturbe fortement l'homéostasie minérale des plantes, limitant ainsi leur développement.

Les effets du cuivre sont particulièrement visibles au niveau de la racicule, premier organe exposé au milieu de culture. L'accumulation du métal dans les tissus racinaires réduit la division des cellules méristématiques, ralentit leur élongation et diminue la formation des nouvelles cellules. Cette inhibition de la croissance racinaire limite ensuite l'absorption de l'eau et des éléments minéraux, affectant l'ensemble du développement de la plantule. Plusieurs auteurs considèrent la racicule comme l'organe le plus sensible à la toxicité des métaux lourds au cours de la germination (Yruela, 2009).

Les résultats obtenus mettent en évidence une réponse dose-dépendante du cuivre sur la croissance des plantules de tomate. La concentration de 0,6 g/L apparaît comme la plus favorable, tandis que

les concentrations supérieures (0,9 à 1,5 g/L) réduisent progressivement la longueur des plantules en raison du stress oxydatif et de la toxicité cellulaire induits par l'excès de cuivre. Cette réponse est caractéristique de nombreux micronutriments essentiels, qui stimulent la croissance lorsqu'ils sont présents à des concentrations optimales mais deviennent toxiques lorsqu'ils s'accumulent dans les tissus.

Dans l'ensemble, ces résultats sont en accord avec les travaux de Yruela (2005, 2009), Marschner (2012) et Broadley *et al.* (2012), qui décrivent le cuivre comme un élément indispensable au développement végétal mais potentiellement toxique à forte concentration. Ils confirment également que la croissance de la racine est un indicateur très sensible de la toxicité du cuivre, la réduction de son allongement résultant principalement du stress oxydatif, de l'inhibition enzymatique, du déséquilibre nutritionnel et du ralentissement de la division des cellules méristématiques. Ainsi, dans les conditions de cette étude, la concentration de 0,6 g/L représente la dose la plus favorable au développement des plantules de tomate, alors que les concentrations plus élevées exercent un effet inhibiteur progressif sur leur croissance.

➤ Fongicide

Figure 98 indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de Fongicide (0,3g/l, 0,6g/l, 0,9g/l, 1,2g/l, 1,5g/l, 3g/l, 6g/l)

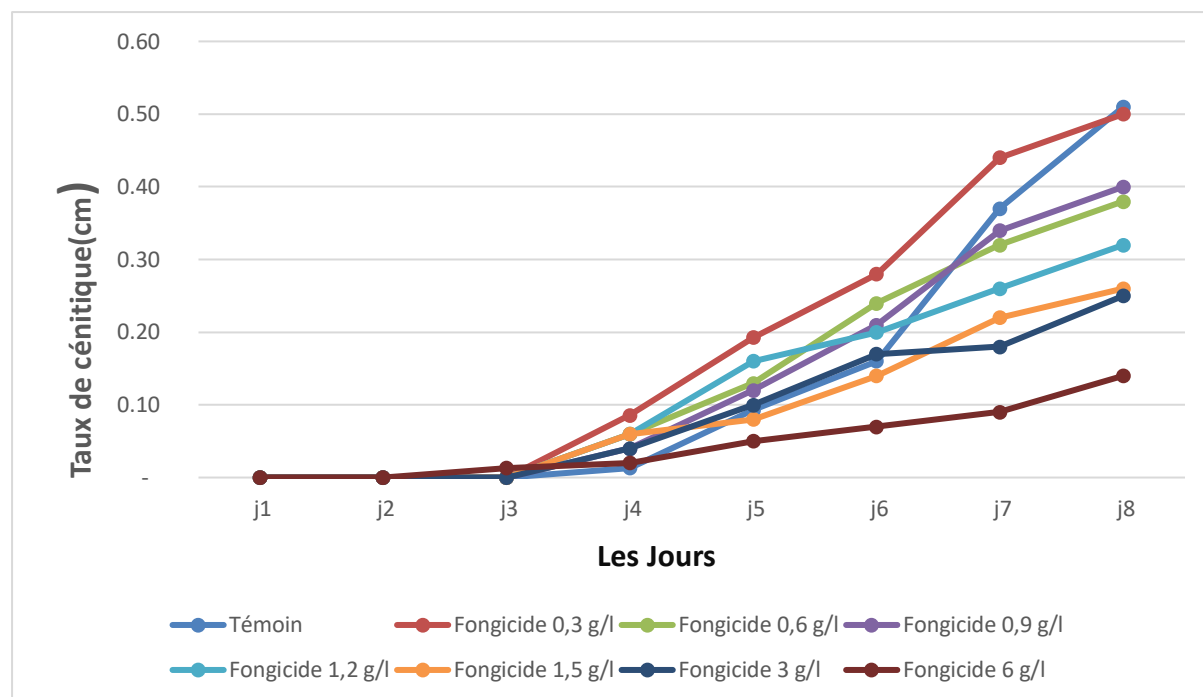


Figure 98. Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate sous différentes concentrations de fongicide comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus montrent que le fongicide influence la croissance des plantules de tomate de manière dose-dépendante. Les faibles concentrations permettent une croissance relativement proche de celle du témoin, tandis que l'augmentation progressive de la concentration entraîne une réduction continue de la longueur de la racine. Cette réponse met en évidence un effet phytotoxique croissant du fongicide sur les jeunes plantules lorsque la dose appliquée dépasse un certain seuil.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une croissance régulière de la racine à partir du quatrième jour, atteignant 0,51 cm au huitième jour. Cette évolution traduit un développement normal des cellules méristématiques grâce à une bonne absorption de l'eau, une activité enzymatique optimale et une mobilisation efficace des réserves de la graine. Selon Bewley et Black (2013), ces processus constituent les étapes essentielles permettant l'élongation de la racine et l'installation de la jeune plantule.

À la concentration de 0,3 g/L, le fongicide permet une croissance de 0,50 cm au huitième jour, soit une valeur très proche de celle du témoin (0,51 cm). Cette faible différence suggère que cette concentration n'exerce pratiquement pas de toxicité sur la croissance des plantules. À faible dose,

certaines fongicides peuvent limiter le développement de microorganismes pathogènes présents autour des graines, favorisant ainsi une meilleure croissance des plantules sans perturber leur métabolisme. Des observations similaires ont été rapportées par Brent et Hollomon (2007), qui indiquent que les doses recommandées de nombreux fongicides protègent les semences tout en limitant les effets phytotoxiques.

Lorsque la concentration augmente à 0,6 g/L, la longueur finale diminue à 0,38 cm. Bien que la croissance reste relativement importante, une légère inhibition apparaît déjà. Cette diminution traduit les premiers effets du fongicide sur les cellules méristématiques de la racicule. Certaines substances actives peuvent commencer à perturber la respiration cellulaire, ralentir la synthèse des protéines et limiter la division cellulaire, entraînant une réduction progressive de l'élongation racinaire.

À 0,9 g/L, la longueur finale atteint 0,40 cm, valeur légèrement supérieure à celle obtenue avec 0,6 g/L, mais restant inférieure au témoin. Cette faible différence peut être liée à la variabilité biologique des graines ou à une réponse physiologique transitoire des plantules. Globalement, ces deux concentrations traduisent déjà une diminution de la vigueur des jeunes racines par rapport au témoin.

Les concentrations de 1,2 g/L et 1,5 g/L accentuent cette inhibition, avec des longueurs finales respectives de 0,32 cm et 0,26 cm. À ces doses, le fongicide devient plus toxique pour les tissus embryonnaires. Les substances actives peuvent perturber le fonctionnement des mitochondries, réduire la production d'ATP indispensable à la croissance et favoriser l'accumulation d'espèces réactives de l'oxygène (ROS). Ce stress oxydatif provoque des dommages aux membranes cellulaires, aux protéines et à l'ADN, limitant ainsi la division et l'élongation des cellules de la racicule.

À 3 g/L, la longueur de la racicule diminue davantage pour atteindre 0,25 cm, tandis qu'à 6 g/L, elle n'est plus que de 0,14 cm au huitième jour. Cette concentration correspond à la plus forte inhibition observée parmi les traitements testés. L'accumulation du fongicide dans les tissus embryonnaires entraîne une altération importante du métabolisme cellulaire, une inhibition de plusieurs enzymes impliquées dans la respiration et une perturbation du fonctionnement des membranes plasmiques.

Les cellules méristématiques perdent progressivement leur capacité de division, ce qui ralentit fortement la croissance de la racicule.

La racicule constitue le premier organe exposé au fongicide lors de la germination et apparaît donc comme le plus sensible à cette toxicité. La réduction de son élongation diminue ensuite la capacité de la plantule à absorber l'eau et les éléments minéraux, compromettant le développement des parties aériennes. Plusieurs études montrent que les pesticides, lorsqu'ils sont appliqués à des concentrations élevées, réduisent l'activité des enzymes antioxydantes telles que la catalase, la peroxydase et la superoxydedismutase, augmentant ainsi le stress oxydatif dans les tissus végétaux (Gill et Tuteja, 2010).

La diminution progressive de la longueur de la racicule observée avec l'augmentation de la concentration traduit donc un effet phytotoxique dose-dépendant. À faibles concentrations, le fongicide assure son rôle de protection des semences sans perturber significativement la croissance, tandis que les fortes concentrations deviennent nocives en affectant les principaux mécanismes physiologiques responsables de l'élongation cellulaire.

Ces résultats sont en accord avec ceux de Kumar et Singh (2008), qui ont montré que plusieurs fongicides réduisent la croissance racinaire lorsqu'ils sont utilisés à des doses supérieures aux recommandations agronomiques. Ils confirment également les observations de Gill et Tuteja (2010) concernant l'implication du stress oxydatif dans la phytotoxicité induite par les produits phytosanitaires.

Dans l'ensemble, cette étude montre que la croissance des plantules de tomate est sensible à l'augmentation de la concentration du fongicide. La concentration de 0,3 g/L apparaît comme la mieux tolérée, avec une longueur de racicule pratiquement identique à celle du témoin, tandis que les concentrations comprises entre 1,2 et 6 g/L entraînent une inhibition progressive de la croissance. Cette diminution résulte principalement d'une altération du métabolisme énergétique, d'une production excessive d'espèces réactives de l'oxygène, d'une inhibition enzymatique et d'un ralentissement de la division des cellules méristématiques de la racicule. Ces observations confirment qu'une utilisation raisonnée des fongicides est indispensable afin d'assurer une protection efficace des cultures tout en limitant leurs effets phytotoxiques sur les premiers stades de développement des plantes.

➤ Mercure

Figure 99. indique l'évolution de la croissance (cm) de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes concentrations de Mercure (0,3g/l ,0,6g/l ,0,9g/l ,1,2g/l ,1,5g/l)

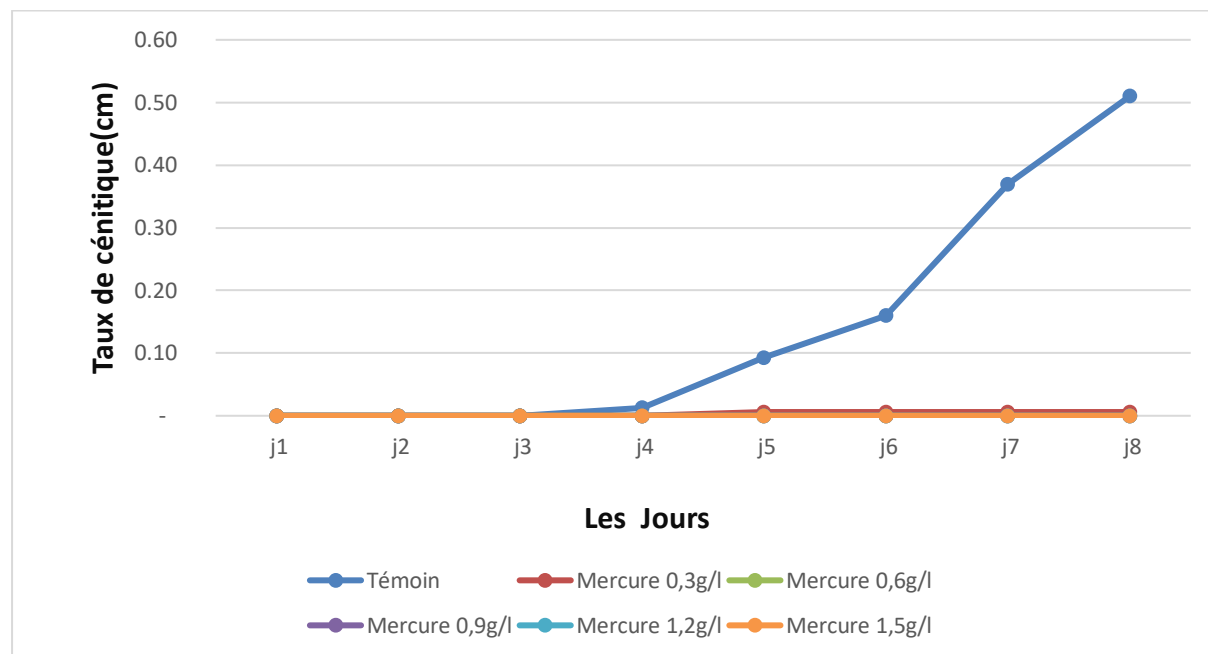


Figure 99. Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate sous différentes concentrations de mercure comparativement au témoin (eau distillée).

Les résultats obtenus montrent que le mercure exerce un effet extrêmement toxique sur la croissance des plantules de tomate, évaluée par la longueur de la racicule. Contrairement au cuivre, qui stimule la croissance à une concentration optimale, ou au fongicide, dont les faibles doses sont relativement bien tolérées, le mercure inhibe fortement l'élongation racinaire dès la plus faible concentration testée (0,3 g/L) et bloque totalement la croissance à partir de 0,6 g/L. Cette réponse traduit une très grande sensibilité des jeunes plantules de tomate à ce métal lourd et confirme que le mercure est l'un des contaminants les plus phytotoxiques pour les végétaux.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une croissance progressive de la racicule à partir du quatrième jour, atteignant 0,51 cm au huitième jour. Cette évolution traduit un développement normal des cellules méristématiques racinaires grâce à une bonne absorption de l'eau, une

respiration active et une mobilisation efficace des réserves de la graine. Ces résultats sont conformes aux observations de Bewley et Black (2013), qui indiquent que la croissance de la racicule constitue un excellent indicateur de la vigueur des jeunes plantules.

À la concentration de 0,3 g/L, le mercure réduit fortement la croissance de la racicule, dont la longueur finale n'atteint que 0,01 cm au huitième jour, contre 0,51 cm chez le témoin. Cette inhibition très importante montre que même une faible quantité de mercure suffit à perturber les mécanismes physiologiques responsables de l'élongation cellulaire. Les ions mercure (Hg^{2+}) possèdent une forte affinité pour les groupements sulfhydryles (-SH) des protéines, provoquant l'inactivation de nombreuses enzymes impliquées dans la respiration cellulaire, la synthèse des protéines et la production d'énergie. Cette inhibition réduit fortement la capacité des cellules méristématiques de la racicule à se diviser et à s'allonger. Des observations similaires ont été rapportées par Patra et Sharma (2000), qui ont montré que le mercure inhibe fortement la croissance racinaire de nombreuses espèces végétales dès les faibles concentrations.

À partir de 0,6 g/L, aucune croissance de la racicule n'est observée pendant toute la durée de l'expérimentation. Cette absence totale d'élongation est également observée aux concentrations de 0,9, 1,2 et 1,5 g/L, indiquant que ces doses dépassent largement le seuil de tolérance physiologique des plantules de tomate. Le mercure provoque alors une inhibition complète de la division cellulaire et du développement des tissus embryonnaires.

Cette forte phytotoxicité résulte de plusieurs mécanismes complémentaires. Le mercure perturbe d'abord la perméabilité des membranes cellulaires en modifiant leur structure lipidique, ce qui entraîne une perte du contrôle des échanges d'eau et d'ions. Il provoque également une accumulation importante d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables d'un stress oxydatif intense. Ces radicaux libres entraînent la peroxydation des membranes, la dégradation des protéines, des dommages à l'ADN et une diminution importante de la production d'ATP nécessaire à la croissance cellulaire. Ces mécanismes ont été largement décrits par Sharma et Dubey (2005) et Nagajyoti *et al.* (2010).

Le mercure perturbe également l'absorption des éléments minéraux essentiels tels que le potassium (K^+), le calcium (Ca^{2+}), le magnésium (Mg^{2+}) et le fer (Fe), indispensables au fonctionnement des enzymes et au maintien de l'équilibre osmotique. Ce déséquilibre nutritionnel accentue encore

l'inhibition de la croissance de la racine. Selon Israr et Sahi (2006), l'accumulation du mercure dans les tissus racinaires entraîne rapidement une désorganisation du métabolisme cellulaire et une perte de la capacité de croissance des cellules méristématiques.

La racine est l'organe le plus directement affecté par cette toxicité, puisqu'elle constitue le premier tissu en contact avec le milieu contaminé. Les cellules méristématiques racinaires, caractérisées par une intense activité de division, sont particulièrement sensibles aux effets du mercure. Leur inhibition empêche l'élongation de la racine primaire, limitant ensuite l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs indispensables au développement de la plantule. Cette réduction de la croissance racinaire compromet ainsi l'ensemble du développement végétatif.

Les résultats obtenus montrent que la croissance de la racine est encore plus sensible au mercure que la germination elle-même. En effet, une très faible croissance est encore observée à 0,3 g/L, alors que toutes les concentrations supérieures entraînent un arrêt complet du développement racinaire. Cette forte sensibilité confirme que la longueur de la racine constitue un excellent indicateur biologique de la phytotoxicité des métaux lourds.

Ces résultats sont en accord avec les travaux de Patra et Sharma (2000), Sharma et Dubey (2005), Israr et Sahi (2006) ainsi que Nagajyoti *et al.* (2010), qui considèrent le mercure comme l'un des métaux lourds les plus toxiques pour les plantes. Les auteurs montrent que ce métal inhibe rapidement la respiration cellulaire, perturbe les systèmes enzymatiques, provoque un stress oxydatif important et bloque la division des cellules méristématiques.

Dans l'ensemble, cette étude confirme que le mercure exerce une phytotoxicité extrêmement élevée sur la croissance des plantules de tomate. Dès 0,3 g/L, la longueur de la racine est presque totalement inhibée (0,01 cm contre 0,51 cm chez le témoin), tandis qu'à partir de 0,6 g/L, la croissance est totalement bloquée. Cette inhibition résulte principalement de l'inactivation des enzymes, du stress oxydatif, de la perturbation des membranes cellulaires, du déséquilibre nutritionnel et de l'arrêt de la division des cellules méristématiques de la racine. Ces résultats soulignent la forte sensibilité des premiers stades de développement de la tomate à la contamination mercurielle et confirment que la présence de mercure dans les sols représente un risque majeur pour l'installation et la croissance des cultures.

➤ Effets de différentes qualités d'eau

Figure 100. indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours, sous effets de différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer).

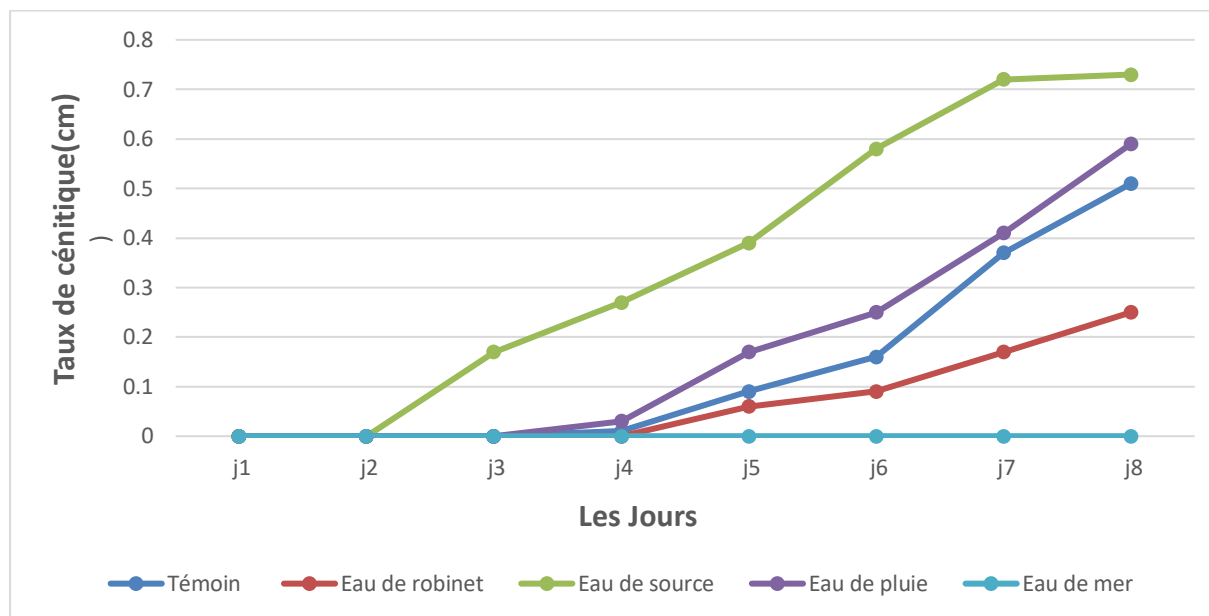


Figure 100. Évolution de la longueur (cm) des plantules de tomate irriguées par différentes qualités d'eau (eau distillée, eau du robinet, eau de source, eau de pluie et eau de mer).

Les résultats obtenus montrent que la nature de l'eau utilisée pour l'irrigation influence fortement la croissance des plantules de tomate, évaluée par la longueur de la racine. Les différents types d'eau testés présentent des effets contrastés, allant d'une stimulation de la croissance avec l'eau de source à une inhibition totale avec l'eau de mer. Ces différences sont principalement liées à la composition physicochimique de chaque eau, notamment leur teneur en éléments minéraux et leur salinité.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une croissance régulière de la racine à partir du quatrième jour, atteignant 0,51 cm au huitième jour. Cette évolution reflète un développement normal des cellules méristématiques racinaires grâce à une bonne disponibilité en eau et à l'absence de substances susceptibles de perturber le métabolisme de la jeune plantule. Selon Bewley et Black (2013), l'allongement de la racine constitue l'un des meilleurs indicateurs de la vigueur des graines au cours des premiers stades de développement.

L'eau du robinet entraîne une croissance plus faible que celle du témoin, avec une longueur finale de 0,25 cm. Cette diminution traduit une légère inhibition de l'élongation racinaire. La présence de chlore résiduel ainsi que de certains sels dissous, notamment le sodium, le calcium et le magnésium, peut réduire légèrement le potentiel hydrique du milieu et perturber l'absorption de l'eau par les cellules de la racicule. Bien que ces concentrations soient compatibles avec l'alimentation humaine, elles peuvent ralentir la croissance des jeunes plantules, particulièrement au cours des premiers jours de développement. Des résultats comparables ont été rapportés par Ayers et Westcot (1985), qui soulignent que la qualité de l'eau d'irrigation influence directement la croissance des cultures.

L'eau de source présente les meilleurs résultats, avec une longueur de racicule atteignant 0,73 cm au huitième jour, soit une valeur supérieure au témoin (0,51 cm). La croissance débute précocement dès le troisième jour (0,17 cm) et se poursuit régulièrement tout au long de l'expérimentation. Cette stimulation peut être expliquée par la présence de faibles quantités d'éléments minéraux essentiels tels que le calcium, le magnésium, le potassium et certains oligoéléments indispensables au fonctionnement des enzymes et au métabolisme énergétique. Ces éléments favorisent la division et l'élongation des cellules méristématiques, améliorant ainsi la croissance de la racicule. Des observations similaires ont été rapportées par Marschner (2012), qui montre que des concentrations modérées en éléments nutritifs améliorent significativement la croissance des jeunes plantules.

L'eau de pluie favorise également la croissance de la racicule, qui atteint 0,59 cm au huitième jour, soit une valeur légèrement supérieure à celle du témoin. Sa faible teneur en sels dissous facilite l'imbibition des graines et limite le stress osmotique, permettant une meilleure absorption de l'eau par les cellules embryonnaires. De plus, son caractère légèrement acide peut améliorer la disponibilité de certains éléments nutritifs, favorisant ainsi le développement racinaire. Ces résultats rejoignent les observations de Taiz et Zeiger (2015), qui indiquent qu'une eau faiblement minéralisée favorise généralement la croissance initiale des plantes.

En revanche, l'eau de mer inhibe totalement la croissance de la racicule pendant toute la durée de l'expérience. Aucune élongation n'est observée entre le premier et le huitième jour. Cette inhibition complète est due à la très forte concentration en sels dissous, principalement en chlorure de sodium (NaCl), mais également en magnésium, calcium, potassium et sulfates. Cette forte salinité provoque un stress osmotique important qui empêche l'absorption de l'eau par les cellules embryonnaires. En

parallèle, l'accumulation des ions sodium (Na^+) et chlorure (Cl^-) dans les tissus racinaires entraîne une toxicité ionique, responsable d'une perturbation des membranes cellulaires, d'une inhibition des enzymes et d'une diminution de la respiration cellulaire.

La toxicité de l'eau de mer affecte principalement les cellules méristématiques de la racicule, qui assurent la division et l'élongation des tissus racinaires. L'excès de sodium perturbe l'absorption du potassium et du calcium, éléments indispensables au maintien de la turgescence cellulaire et à l'activité enzymatique. Cette perturbation favorise également la production d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables d'un stress oxydatif qui endommage les membranes cellulaires, les protéines et l'ADN. Ces mécanismes entraînent un arrêt complet de la croissance racinaire. Des résultats similaires ont été décrits par Parida et Das (2005) ainsi que Munns et Tester (2008), qui considèrent la salinité comme l'un des principaux facteurs limitant le développement des racines chez les plantes glycophytes.

La comparaison des différents traitements montre que la composition minérale de l'eau influence directement la croissance de la racicule. Les eaux faiblement minéralisées, comme l'eau de source et l'eau de pluie, favorisent le développement des plantules grâce à un apport équilibré en éléments nutritifs et à une faible salinité. À l'inverse, les eaux riches en sels dissous, comme l'eau de mer, exercent une toxicité importante qui bloque totalement la croissance. L'eau du robinet occupe une position intermédiaire, sa minéralisation plus élevée limitant légèrement l'élongation de la racicule sans provoquer une inhibition complète.

Dans l'ensemble, ces résultats sont en accord avec les travaux de Ayers et Westcot (1985), Parida et Das (2005), Munns et Tester (2008), Marschner (2012) ainsi que Taiz et Zeiger (2015). Ils confirment que la qualité de l'eau constitue un facteur déterminant pour la croissance initiale des plantules de tomate. Les eaux de source et de pluie apparaissent les plus favorables au développement racinaire, tandis que l'eau de mer représente le traitement le plus phytotoxique en raison de son importante salinité. Ces observations soulignent l'importance du choix d'une eau d'irrigation adaptée afin d'assurer une bonne installation des cultures de tomate dès les premiers stades de leur développement.

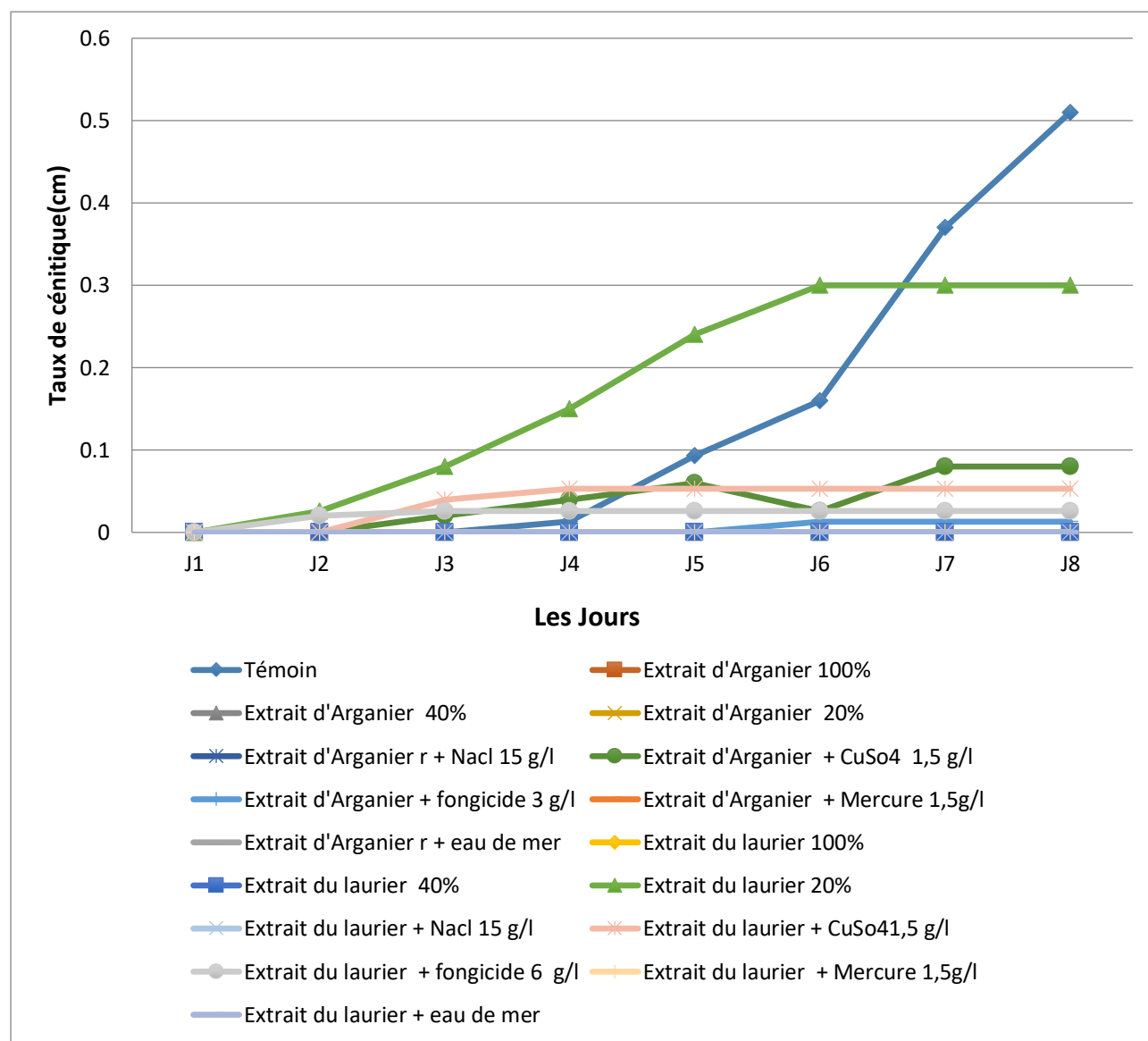
Effet d'atténuation et biostimulant des extraits végétaux face aux stress induit par l'irrigation des eaux pollués

Tableau 14: Évolution de la croissance des jeunes plantules de tomate, pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements: effet de l'eau distillée; effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium); effet des doses toxiques du stress: NaCl, cuivre, fongicide, mercure, et eau de mer; effet combiné de chaque extrait (Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress

Traitements	Doses	Jours							
		J1	J2	J3	J4	J5	J6	J7	J8
		La longueur (cm) de la germination des graines de la tomate pendant 8 jours							
Témoin (eau distillée)	0 %	0	0	0	0,01	0,09	0,16	0,37	0,51
Extrait d'arganier	100%	0	0	0	0	0	0	0	0
Extrait d'arganier	40%	0	0	0	0	0	0	0	0
Extrait d'arganier	20%	0	0	0	0	0	0	0	0
Dose toxique de NaCl	15 g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de l'arganier + NaCl 15g/l	Extrait de l'arganier (100%) + NaCl (15 g/l)	0	0	0	0	0	0	0	0
Dose toxique de Cuivre	1.5 g/l	0	0	0,01	0,05	0,09	0,11	0,13	0,15
Effet combiné : Extrait de l'arganier + Cuivre 1,5g/l	Extrait de l'arganier (100%) + Cuivre 1,5 g/l	0	0	0,02	0,04	0,06	0,03	0,08	0,08
Dose toxique de fongicide	6g/l	0	0	0,01	0,02	0,05	0,07	0,09	0,14
Effet combiné : Extrait de l'arganier + fongicide 6 g/l	Extrait de l'arganier (100%) + fongicide (6 g/l)	0	0	0	0	0	0,01	0,01	0,01
Dose toxique de mercure	1,5g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de l'arganier + Mercure 1,5g/l	Extrait de l'arganier (100%) + mercure (1,5	0	0	0	0	0	0	0	0

	g/l								
Dose toxique d'eau de mer	Mer	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de l'arganier + eau de mer	Extrait de l'arganier (100%) + eau de mer	0	0	0	0	0	0	0	0
Laurier Extrait 100%	100%	0	0	0	0	0	0	0	0
Laurier Extrait 20%	40%	0	0	0	0	0	0	0	0
Laurier Extrait 40%	20%	0	0,03	0,08	0,15	0,24	0,30	0,30	0,30
Dose toxique de NaCl	15g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de Laurier + NaCl 15g/l	Extrait de laurier (100%) + NaCl (15 g/l)	0	0	0	0	0	0	0	0
Dose toxique de Cuivre	1,5g/l	0	0	0,01	0,05	0,09	0,11	0,13	0,15
Effet combiné : Extrait de Laurier + Cu 1,5 g/l	Extrait de laurier (100%) + Cuivre 1,5 g/l	0	0	0,04	0,05	0,05	0,05	0,05	0,05
Dose toxique de fongicide	6g/l	0	0	0,01	0,02	0,05	0,07	0,09	0,14
Effet combiné : Extrait de Laurier + fongicide 6 g/l	Extrait de laurier (100%) +fongicide (6 g/l)	0	0,02	0,03	0,03	0,03	0,03	0,03	0,03
Dose toxique de mercure	1,5g/l	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de Laurier + Mercure 1,5g/l	Extrait de laurier (100%) + mercure (1,5 g/l)	0	0	0	0	0	0	0	0
Dose toxique d'eau de mer	mer	0	0	0	0	0	0	0	0
Effet combiné : Extrait de Laurier + eau de mer	Extrait de laurier (100%) + eau de mer	0	0	0	0	0	0	0	0

Figure 101: Évolution de la croissance des jeunes plantules de la tomate, pendant 8 jours, sous l'effet des différents traitements: effet de l'eau distillée; effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium); effet des doses toxiques du stress: NaCl, cuivre, fongicide, mercure, et eau de mer; effet combiné de chaque extrait(Arganier, Nerium) avec les doses toxiques du stress.



Les résultats obtenus montrent que les extraits hydro-méthanoliques des feuilles fraîches d'arganier (*Arganiaspinosa*) et de laurier (*Neriumoleander.*) influencent significativement la croissance des plantules de tomate en fonction de leur concentration et de leur association avec différents agents de

stress. La longueur des plantules constitue un indicateur fiable de la vigueur des graines après la germination, car elle reflète l'activité des cellules méristématiques de la radicule et de l'hypocotyle responsables de la division et de l'élongation cellulaires.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une augmentation progressive de la longueur des plantules, atteignant 0,51 cm au huitième jour. Cette croissance traduit un fonctionnement normal des processus physiologiques, notamment l'imbibition des graines, la mobilisation des réserves, la respiration cellulaire et la synthèse des protéines nécessaires au développement embryonnaire. Des résultats similaires ont été rapportés par Bewley *et al.* (2013), qui ont montré que l'allongement de la radicule dépend directement de l'absorption de l'eau et de l'activation des enzymes hydrolytiques.

Les extraits hydro-méthanoliques d'arganier utilisés seuls aux concentrations de 20 %, 40 % et 100 % inhibent totalement la croissance des plantules. De même, les extraits de laurier aux concentrations de 40 % et 100 % empêchent tout développement, alors que l'extrait à 20 % permet une croissance atteignant 0,30 cm à j8. Cette différence met en évidence un effet dose-dépendant des extraits. À faible concentration, les composés bioactifs peuvent favoriser certains processus physiologiques, tandis qu'à forte concentration ils deviennent phytotoxiques. Cette inhibition est probablement liée à la présence de fortes quantités de polyphénols, flavonoïdes, tanins et terpènes, qui peuvent perturber l'équilibre hormonal, notamment celui des auxines et des gibbérellines, responsables de l'élongation cellulaire. Ces observations sont comparables à celles de Rice (1984), qui a démontré que plusieurs composés allélopathiques végétaux inhibent la croissance des plantules lorsqu'ils sont présents à des concentrations élevées.

Le traitement par le NaCl (15 g/L) inhibe totalement la croissance des plantules. Cette absence de développement s'explique par le stress osmotique induit par la salinité, qui diminue le potentiel hydrique du milieu et limite l'absorption de l'eau par les cellules. En outre, l'accumulation des ions Na^+ et Cl^- provoque une toxicité ionique qui perturbe l'équilibre minéral, réduit la turgescence cellulaire et inhibe la division des cellules méristématiques de la radicule. En conséquence, l'élongation racinaire est totalement bloquée. Ces résultats concordent avec ceux de Munns et Tester (2008), qui ont montré que la salinité réduit fortement la croissance des racines en inhibant l'expansion cellulaire et en perturbant l'homéostasie ionique.

Le mercure (1,5 g/L) constitue le traitement le plus toxique puisqu'aucune croissance n'est observée durant toute l'expérimentation. Ce métal lourd possède une forte affinité pour les groupements sulfhydryles des protéines, entraînant l'inactivation de nombreuses enzymes essentielles au métabolisme énergétique. Il favorise également une accumulation importante d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables de la peroxydation des membranes cellulaires, de la dégradation des protéines et de l'altération de l'ADN. Les cellules méristématiques de la racine sont particulièrement sensibles à ces dommages, ce qui empêche toute division et tout allongement cellulaires. Ces observations sont en accord avec les travaux de Sharma et Dubey (2005), qui ont montré que les métaux lourds réduisent fortement la croissance racinaire en raison du stress oxydatif qu'ils induisent.

L'eau de mer exerce également une inhibition totale de la croissance. Ce résultat s'explique par sa forte concentration en sels dissous, qui provoque simultanément un stress osmotique et une toxicité ionique, limitant l'absorption de l'eau et des éléments nutritifs indispensables à la croissance des jeunes plantules.

En revanche, le CuSO_4 (1,5 g/L) permet une croissance progressive des plantules atteignant 0,15 cm au huitième jour, tandis que le fongicide (6 g/L) permet une longueur de 0,14 cm. Bien que ces valeurs restent nettement inférieures à celle du témoin, elles montrent que ces traitements sont moins toxiques que le NaCl, le mercure ou l'eau de mer. Le cuivre est un oligoélément indispensable au fonctionnement de nombreuses enzymes impliquées dans la photosynthèse, la respiration et les réactions d'oxydoréduction. Cependant, lorsqu'il s'accumule dans les tissus, il stimule la production de radicaux libres qui ralentissent la division et l'élongation cellulaires. Ces résultats sont comparables à ceux de Yruela (2005), qui a montré que le cuivre possède un double effet, bénéfique à faible concentration mais toxique lorsqu'il dépasse le seuil de tolérance des plantes. Quant au fongicide, sa toxicité pourrait résulter d'une perturbation de la respiration mitochondriale et de la synthèse des protéines, ce qui ralentit la croissance sans l'inhiber totalement.

Les associations entre les extraits hydro-méthanoliques et les traitements toxiques montrent des réponses contrastées. L'association Arganier + CuSO_4 permet une croissance de 0,08 cm, alors que le CuSO_4 seul atteint 0,15 cm, indiquant que l'extrait d'arganier ne réduit pas la toxicité du cuivre mais semble au contraire limiter davantage la croissance. De même, l'association Arganier +

fongicide ne permet qu'une croissance de 0,01 cm, nettement inférieure à celle obtenue avec le fongicide seul (0,14 cm). En présence de NaCl, de mercure ou d'eau de mer, aucune croissance n'est observée, montrant que l'extrait d'arganier est incapable de protéger les tissus contre ces stress sévères.

L'extrait de laurier présente des résultats légèrement différents. L'association Laurier + CuSO₄ permet une longueur de 0,05 cm, inférieure au cuivre seul mais montrant une légère croissance. L'association Laurier + fongicide atteint 0,03 cm, tandis qu'aucune croissance n'est observée avec les associations impliquant le NaCl, le mercure ou l'eau de mer. Ces résultats indiquent que l'extrait de laurier exerce une faible activité protectrice, probablement grâce à ses composés antioxydants, mais que cette protection demeure insuffisante pour restaurer une croissance normale.

Les effets protecteurs limités des extraits peuvent être expliqués par leur richesse en polyphénols et flavonoïdes, connus pour leur capacité à neutraliser les espèces réactives de l'oxygène, à protéger les membranes cellulaires et à stimuler les systèmes enzymatiques antioxydants, notamment la superoxydedismutase (SOD), la catalase (CAT) et les peroxydases (POD). Selon Apel et Hirt (2004), ces mécanismes permettent d'améliorer la tolérance des plantes aux stress oxydatifs. Toutefois, les concentrations élevées utilisées dans cette étude semblent avoir exercé un effet allélopathique ou phytotoxique, réduisant ainsi leur capacité protectrice. Il est donc probable que des concentrations plus faibles permettraient de bénéficier des propriétés antioxydantes des extraits tout en limitant leurs effets inhibiteurs.

En conclusion, les résultats montrent que la croissance des plantules est plus sensible que la germination aux différents stress chimiques. Les principaux organes affectés sont les cellules méristématiques de la racine, dont la division et l'élongation conditionnent directement la longueur des plantules. Parmi les traitements étudiés, le mercure, le NaCl et l'eau de mer se révèlent les plus toxiques, alors que le CuSO₄ et le fongicide présentent une toxicité plus modérée. Les extraits hydro-méthanoliques de laurier et d'arganier, utilisés à forte concentration, n'ont pas permis d'atténuer efficacement cette toxicité, ce qui suggère que des doses plus faibles ou des fractions enrichies en composés antioxydants pourraient présenter un meilleur potentiel bioprotecteur dans de futures études.

C. Effet des extrait de l *Argania spinosa* et *Nerium oleander* sur la croissance des jeunes plantules

Figure 102.indique l'évolution de la croissance des jeunes plantules de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet de différentes concentrations (0, 20, 40, et 100%) des extraits hydro méthanoïques des feuilles fraîches de plante (*Argania spinosa* et *Nerium oleander*)

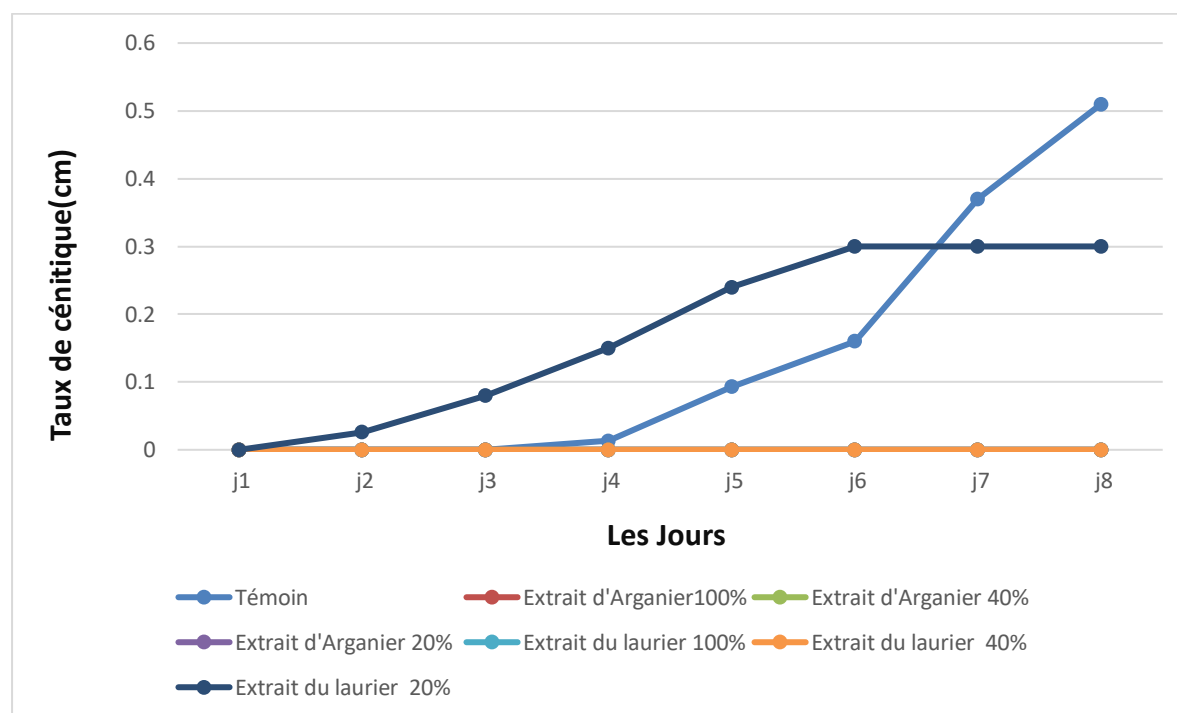


Figure 102 : Evolution de la longueur de germination(cm) des graines de tomate en fonction du temps pour une période de 8 jours sous l'effet séparé des extraits de plante (Arganier, Nerium)

Les résultats obtenus montrent que les extraits hydro-méthanoliques des feuilles fraîches d'arganier (*Argania spinosa*.) et de laurier (*Neriumoleander*.) influencent fortement la croissance des plantules de tomate, évaluée par la longueur de la radicule. L'effet observé dépend de la nature de l'extrait ainsi que de sa concentration. Les extraits d'arganier inhibent totalement la croissance des plantules quelle que soit la concentration testée (20 %, 40 % et 100 %), tandis que seul l'extrait de laurier à 20 % permet une croissance limitée de la radicule. Les concentrations de 40 % et 100 % du laurier entraînent également une inhibition complète du développement. Ces résultats mettent en évidence

un effet dose-dépendant des extraits végétaux, les fortes concentrations exerçant une activité phytotoxique importante.

Le témoin, irrigué à l'eau distillée, présente une croissance régulière de la racine à partir du quatrième jour, atteignant 0,51 cm au huitième jour. Cette évolution reflète le déroulement normal des processus physiologiques de la germination et du développement des jeunes plantules. L'allongement de la racine résulte de la division active des cellules méristématiques, de leur élongation ainsi que d'une mobilisation efficace des réserves nutritives de la graine. Ces observations sont conformes aux travaux de Bewley et Black (2013), qui considèrent la croissance de la racine comme un indicateur fiable de la vigueur des graines.

Les extraits d'arganier aux concentrations de 20 %, 40 % et 100 % inhibent totalement la croissance de la racine durant toute la période expérimentale. Cette absence complète d'élongation indique que les composés bioactifs présents dans les feuilles d'arganier exercent une forte activité phytotoxique aux concentrations utilisées. Les feuilles d'arganier renferment divers métabolites secondaires tels que les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les saponines et certains composés terpéniques. À forte concentration, ces molécules peuvent perturber les membranes cellulaires, inhiber l'activité enzymatique, réduire la respiration cellulaire et limiter la synthèse des protéines nécessaires à la division et à l'élongation des cellules de la racine. Plusieurs auteurs ont montré que les composés phénoliques possèdent une activité allélopathique capable d'inhiber fortement la croissance racinaire des espèces sensibles (Rice, 1984).

Les extraits de laurier présentent une réponse différente selon la concentration. Les concentrations de 40 % et 100 % entraînent également une inhibition totale de la croissance, tandis que l'extrait à 20 % permet une élongation progressive de la racine, atteignant 0,30 cm au huitième jour. Cette longueur reste inférieure à celle du témoin (0,51 cm), mais elle montre qu'une réduction de la concentration diminue la phytotoxicité de l'extrait. Cette réponse suggère que les métabolites secondaires présents dans les feuilles de laurier deviennent moins inhibiteurs lorsqu'ils sont plus dilués.

L'effet inhibiteur des extraits de laurier est principalement attribué à la présence d'huiles essentielles riches en 1,8-cinéole, eugénol, linalol et autres composés phénoliques. À forte concentration, ces molécules peuvent modifier la perméabilité des membranes cellulaires, perturber les échanges

ioniques, inhiber certaines enzymes respiratoires et ralentir la division cellulaire. Plusieurs études ont montré que les huiles essentielles possèdent une activité allélopathique importante susceptible de réduire la croissance des racines lorsqu'elles sont appliquées à des doses élevées (Singh *et al.*, 2005).

La toxicité observée avec les deux extraits affecte principalement la radicule, premier organe à se développer après la germination. Les cellules méristématiques racinaires sont particulièrement sensibles aux composés phénoliques, qui réduisent leur capacité de division et d'élongation. Cette inhibition ralentit ensuite l'absorption de l'eau et des éléments minéraux, compromettant le développement ultérieur de la plantule. Par ailleurs, l'accumulation de composés phénoliques peut favoriser la production d'espèces réactives de l'oxygène (ROS), responsables d'un stress oxydatif entraînant la peroxydation des membranes cellulaires, la dégradation des protéines et des dommages à l'ADN. Ces mécanismes ont été largement décrits par Apel et Hirt (2004).

La comparaison entre les deux espèces végétales montre que l'extrait de laurier à 20 % est moins phytotoxique que les extraits d'arganier, puisqu'il permet encore une croissance partielle de la radicule. Cette différence peut être liée à la composition chimique des deux plantes. Les feuilles d'arganier semblent contenir une concentration plus élevée de composés allélopathiques capables d'inhiber totalement la croissance, alors que les feuilles de laurier présentent une activité inhibitrice plus modérée lorsqu'elles sont suffisamment diluées.

Ces résultats illustrent également le phénomène d'hormèse, selon lequel certaines substances naturelles peuvent être bénéfiques à faibles concentrations mais deviennent toxiques lorsque leur concentration augmente. Dans cette étude, aucune stimulation de la croissance n'a toutefois été observée avec les extraits d'arganier, tandis que seule la dilution à 20 % de l'extrait de laurier a permis une croissance limitée de la radicule. Ce comportement est cohérent avec les observations de Calabrese et Baldwin (2002), qui décrivent les réponses dose-dépendantes des composés biologiquement actifs chez les végétaux.

Dans l'ensemble, les résultats montrent que les extraits hydro-méthanoliques des feuilles fraîches d'arganier et de laurier exercent un effet inhibiteur important sur la croissance des plantules de tomate. Les extraits d'arganier inhibent totalement l'élongation de la radicule à toutes les concentrations testées, tandis que seul l'extrait de laurier à 20 % permet une croissance partielle (0,30 cm), inférieure à celle du témoin (0,51 cm). Cette inhibition résulte principalement de l'action

des métabolites secondaires sur la division des cellules méristématiques, la respiration cellulaire, l'activité enzymatique et le stress oxydatif. Ces résultats sont en accord avec les travaux de Rice (1984), Apel et Hirt (2004), Singh *et al.* (2005) et Calabrese et Baldwin (2002), qui montrent que les extraits végétaux riches en composés phénoliques peuvent exercer une forte activité allélopathique. Ils suggèrent que des concentrations plus faibles ou une purification des fractions actives seraient nécessaires afin d'identifier des doses susceptibles de favoriser la croissance sans provoquer de phytotoxicité.

Etude statistique:

1-Analyses statistique pour la tomate pour le taux de germination:

- **Effet des eaux:** l'analyse statistique présente un effet hautement significatif pour l'effet des eaux suivantes: eau de robinet, pluie, des sources, eau minérale, eau distillée pour le temps et la dose (Annex).
- **Métaux lourds, fongicide et NaCl:** un effet de cuivre présente un effet non significatif pour la dose et un effet hautement significatif pour le temps. Pour le mercure et le fongicide et NaCl présente un effet hautement significatif pour la dose et le temps.
- **Extraits:** un effet hautement significatif est enregistré pour les deux extraits contre le taux de germination de la tomate soit pour la dose ou même le temps.
- **2- Analyses statistique pour le blé pour le taux de germination:**
- **Effet des eaux** l'analyse statistique présente un effet hautement significatif pour l'effet des eaux suivantes: eau de robinet, pluie, des sources, eau minérale, eau distillée pour le temps et la dose.
- **Métaux lourds, fongicide et NaCl :** Pour le mercure et le fongicide et NaCl présente un effet hautement significatif pour la dose et le temps (Annex).
- **Extraits:** Les deux extraits présentent un effet hautement significatif pour la dose et le temps sur le taux de germination du blé.

Discussion général :

L'effet des polluants appliqués seuls révèle une phytotoxicité dose-dépendante. Aux faibles concentrations de NaCl, de fongicide, de mercure et de CuSO₄, les graines initient leur germination grâce à des mécanismes basaux de détoxification. Cependant, les fortes doses bloquent le processus : la salinité impose un stress hyperosmotique et une toxicité ionique, tandis que les métaux lourds et les fongicides inactivent les enzymes hydrolytiques majeures (alpha-amylase), privant l'embryon de l'énergie nécessaire à l'émergence de la radicule (Gill *et al.* ; Potters *et al.*).

D'autre part, l'évaluation des extraits hydro-méthanoliques d'arganier et de laurier seuls met en évidence un effet allélopathique typique. À concentration pure (100%), ces extraits hydro-méthanoliques provoquent une inhibition totale de la germination en altérant la perméabilité membranaire et en bloquant les hormones promotrices. En revanche, leur dilution progressive à 40% puis à 20% abaisse la concentration des métabolites secondaires (polyphénols, flavonoïdes, tannins) sous le seuil de phytotoxicité, permettant ainsi la reprise du développement embryonnaire (Gniazdowska et Bogatek ; Saddique *et al.*).

Enfin, l'étude des interactions combinées montre que les extraits hydro-méthanoliques exercent un pouvoir protecteur sélectif. Co-appliqués avec le CuSO₄ ou le mercure, ces extraits hydro-méthanoliques atténuent la toxicité métallique et permettent la germination grâce à la capacité de leurs composés phénoliques à chélater les cations libres Cu²⁺, Hg²⁺. À l'inverse, cette protection est inefficace contre le NaCl à 15 g/L ; le stress salin impose une barrière osmotique stricte que les antioxydants ne peuvent modifier, l'accumulation des solutés aggravant l'hyper tonicité du milieu (Aziz *et al.* ; Flowers et Colmer).

L'exposition au cuivre (CuSO₄) et au mercure (Hg) réduit drastiquement la longueur des plantules de blé et de tomate au cours des 8 jours de suivi. Physiologiquement, l'accumulation de ces métaux lourds génère un stress oxydatif aigu (production de DRO) qui cause la peroxydation lipidique des membranes et rigidifie précocement les parois cellulaires, bloquant ainsi l'extension des tissus. Au niveau cellulaire, ils se lient aux groupements sulfhydryles (-SH) des protéines, dénaturant les enzymes clés et perturbant les microtubules, ce qui inhibe la mitose méristématique (Gillet *al.* ; Potters *et al.*). De plus, une sensibilité différentielle est observée : la tomate (dicotylédone) est beaucoup plus vulnérable que le blé (monocotylédone). Cela s'explique par la

structure fasciculée du blé qui séquestre les ions toxiques Cu^{2+} , Hg^{2+} au niveau racinaire, limitant leur translocation, tandis que la racine pivotante et fragile de la tomate subit un flux toxique direct et systémique vers les parties aériennes (Cheeseman).

Conclusion Générale

Au terme de ce travail de recherche, nous avons pu explorer et valoriser le double potentiel biotechnologique et agro-écologique des extraits hydro-méthanoliques d'arganier (*Argania spinosa* L.) et de laurier-rose (*Nerium oleander* L.) face à des contraintes biotiques et abiotiques majeures affectant le blé et la tomate. Sur le plan des stress abiotiques et chimiques, l'évaluation de la germination et de la cinétique d'élongation a mis en évidence une phytotoxicité sévère des polluants testés. Cependant, le pretraitement par les extraits hydro-méthanoliques a révélé un effet protecteur et une atténuation remarquable de la toxicité métallique induite par le cuivre et le mercure, permettant de maintenir une croissance résiduelle chez les plantules grâce à la chélation des ions libres. En revanche, cette action s'est avérée impuissante face au stress hyperosmotique strict imposé par le NaCl. Par ailleurs, l'étude séparée de ces extraits hydro-méthanoliques a confirmé un comportement allélopathique dose-dépendant typique, caractérisé par un effet inhibiteur absolu à la concentration pure de 100% et un effet régulateur progressif suite aux dilutions à 40% et 20%.

Sur le plan du stress biotique, l'évaluation de l'activité insecticide de l'extrait hydro-méthanolique de *Nerium oleander* contre le puceron *Aphis gossypii* a révélé une efficacité toxicologique majeure. La cinétique de mortalité s'est montrée étroitement liée au temps d'exposition, enregistrant un taux de mortalité maximal et hautement significatif après un intervalle de 72 heures de traitement, ce qui confirme la richesse de cette plante sauvage en métabolites secondaires doués de propriétés insecticides puissantes capables de bloquer le développement des bioagresseurs. Pour ouvrir de nouvelles perspectives agronomiques à cette étude, il sera particulièrement intéressant d'élargir ces tests en serre ou en plein champ afin d'évaluer le comportement et la tolérance des plantes adultes traitées par ces extraits hydro-méthanoliques tout au long de leur cycle de développement. De plus, il conviendra d'analyser l'efficacité de ce traitement naturel sur d'autres ravageurs majeurs des cultures maraîchères tout en s'assurant de son impact sur la faune utile du sol. Enfin, le développement d'une formulation pratique de biopesticide à base de laurier-rose permettra de proposer aux agriculteurs une solution de biocontrôle concrète, économique et respectueuse de l'environnement pour protéger durablement la production végétale.

Liste des Références Bibliographiques

- **Adom, R. O., et al. (2003).** Usages traditionnels et propriétés pharmacologiques de *Neriumoleander* L., *Journal of Ethnopharmacology*, 45(2), 112-120.
- **Al-Jaboobi, B., et al. (2014).** Effect of using treated wastewater for irrigation on soil and lettuce crop (*Lactuca sativa*). *Journal of Saudi Society of Agricultural Sciences*, 13(2), 125-130.
- **Al-Khashman, O. A. (2007).** Chemical characteristics of rainwater as an indicator of pollution in Southwest Jordan. *Environmental Pollution*, 146(1), 211-222.
- **Almahy, H. A., et al. (2006).** Phytochemical screening and antibacterial activity of some native plants used in Sudanese traditional medicine. *Sudanese Journal of Science*, 2(1), 54-61.
- **Amokrane, H. (2001).** Exigences hydriques et adaptation du blé dur (*Triticumdurum*Desf.) aux conditions de stress du milieu. Thèse de Magister, Institut National Agronomique (INA), El Harrach, Alger.
- **Ammar, B. (2015).** Importance socio-économique et rôle des céréales dans la sécurité alimentaire en Algérie. *Revue des Sciences Agronomiques*, 4(2), 112-125.
- **Anonyme. (1999).** Fiches techniques des cultures maraîchères : La culture de la tomate. Publication interne du Centre Technique des Cultures Maraîchères.
- **Anonyme. (2013).** Guide pratique de la défense des cultures : Pathologie de la tomate. Éditions Agricoles, 45-52.
- **Anonyme. (2015).** Maladies cryptogamiques des cultures sous abris plastiques. *Bulletin Sanitaire du Végétal*, N° 12.
- **Ayers, R. S., & Westcot, D. W. (1985).** Water quality for agriculture (Vol. 29). Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome.
- **Banon, S., et al. (2006).** Effects of water stress and salinity on *Nerium oleander* growth and physiology. *ScientiaHorticulturae*, 109(4), 377-383.
- **Barbosa, R., et al. (2008).** Ornamental plants toxicity: A focus on *Nerium oleander* poisoning. *Toxicon*, 52(3), 411-417.

- **Battinger, M. (2002).** Physiologie végétale et écophysiologie des grandes cultures. Éditions Tec & Doc, Paris, 320 p.
- **Beck, E., & Ziegler, P. (1989).** Biosynthesis and degradation of starch in higher plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 40(1), 101-117.
- **Begum, S., et al. (1997).** Cardenolides and cardenolides from the leaves of *Nerium oleander*. *Phytochemistry*, 44(2), 329-332.
- **Begum, S., et al. (1999).** Triterpenoids from the leaves of *Nerium oleander*. *Chemical and Pharmaceutical Bulletin*, 47(5), 687-690.
- **Beni-Aameur, F. (1997).** Flower morphology and biology of *Argania spinosa* (L.) Skeels. In: *Proceedings of the International Conference on Argan Tree*, Agadir, Morocco.
- **Beni-Aameur, F., & Zahidi, A. (2005).** Stomatal characteristics of *Argania spinosa* (L.) Skeels leaves. *Environmental and Experimental Botany*, 54(2), 145-152.
- **Blackman, R. L., & Eastop, V. F. (1985).** *Aphids on the World's Crops: An Identification and Information Guide*. John Wiley & Sons, Chichester.
- **Blackman, R. L., & Eastop, V. F. (2000).** *Aphids on the World's Crops: An Identification and Information Guide* (2nd ed.). Wiley, Chichester.
- **Bonjean, A. (2001).** L'histoire des blés et de leur diffusion en Afrique du Nord. Dans : *Le Monde des Céréales*, Éditions de l'Orge, 78-95.
- **Boudy, P. (1931).** *Économie forestière de l'Afrique du Nord*. Tome I : Fascicule II. Larose, Paris.
- **Boudy, P. (1950).** *Guide du forestier en Afrique du Nord*. Larose, Paris, 505 p.
- **Boufenar, S., & Yalloui, A. (2006).** Impact du stress hydrique sur l'instabilité de la production de blé tendre (*Triticum aestivum* L.) en zones semi-arides. *Journal Algérien des Régions Arides (JARA)*, 14, 22-31.
- **Bousselman, N., et al. (2003).** Arbuscular mycorrhizal symbiosis of *Argania spinosa*: Influence on plant growth and nutrient uptake. *Mycorrhiza*, 13(4), 215-222.
- **Bouzerzour, H., Djekoun, A., & Benmahammed, A. (2000).** Accumulation et remobilisation des réserves de la tige chez le blé dur (*Triticum durum* Desf.) soumis au stress hydrique. *Agronomie*, 20(3), 285-296.
- **Bruneton, J. (2001).** *Pharmacognosie, Phytochimie, Plantes médicinales* (3e éd.). Éditions Tec & Doc, Paris, 1120 p.
- **CABI. (2026).** *Crop Protection Compendium*. CAB International, Wallingford, UK.

- **Cavelier A., 1976.** *Cours de phytopharmacie*. Éditions de l'I.N.R.A. (Institut National de la Recherche Agronomique), Alger, Tome 1, 90 pages
- **Celini, L. (2001a).** Biologie, dynamique des populations et cycle de vie des pucerons en milieu agricole. Thèse de Doctorat, Université de Paris-Sud, 185 p.
- **Celini, L. (2001b).** Cycles de développement et bio-écologie des pucerons d'intérêt agronomique. Bull. Soc. Ent. Fr, 106, 23-31.
- **Challot, F. (1948).** L'Arganier (*Arganiaspinosa* L.). Revue Internationale de Botanique Appliquée et d'Agriculture Tropicale, 28(311), 450-457.
- **Charrouf, Z., & Guillaume, D. (1999).** Argan oil: Occurrence, composition and impact on human health. European Journal of Lipid Science and Technology, 101(1), 22-26.
- **Charrouf, Z., & Guillaume, D. (2008).** *Argania spinosa* (L.) Skeels: A review of its traditional uses, phytochemistry and pharmacology. Journal of Ethnopharmacology, 115(3), 433-444.
- **Chaux, C., & Foury, C. (1994).** Productions légumières - Tome 3 : Légumes-fruits (Tomate, Poivron, Aubergine, Cucurbitacées). Lavoisier, Tec & Doc, Paris, 564 p.
- **Chopra, R. N., et al. (1971).** Poisonous Plants of India. Indian Council of Agricultural Research, New Delhi.
- **Choukr-Allah, R., et al. (2002).** L'utilisation des eaux usées épurées en agriculture. Édit. Actes, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat.
- **Clément, R., & Prats, J. (1970).** L'éclairement et la photosynthèse chez les Graminées de grande culture. Annales de l'Amélioration des Plantes, 20(4), 415-430.
- **Dam, B. V., Goffau, M. D., Lidth de Jeude, J. V., & Naika, S. (2006).** La culture de la tomate : Production, transformation et commercialisation. Fondation Agromisa et CTA, Wageningen, Pays-Bas, Série Agrodok N° 17, 92 p.
- **Debiton, S. (2010).** Valorisation industrielle des céréales : De la meunerie aux biocarburants. Industries Alimentaires et Agricoles, 127(5), 18-25.
- **Delille, D. (2007).** Plantes toxiques et d'ornement : risques et réalités. Éditions Maloine, Paris.
- **Direction des Services Agricoles (DSA) de Mostaganem. (2022).** Rapport annuel des statistiques agricoles de la Wilaya de Mostaganem. Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural, Algérie.

- **Djelti, M. (2014).** Technologie des céréales : Différences technologiques fondamentales entre blé dur (semoulerie) et blé tendre (meunerie). Éditions Universitaires Européennes, 142 p.
- **Doré, T., et al. (2006).** Agronomie : Les critères de morphogénèse et d'organogénèse face aux stress environnementaux. Éditions Lavoisier, Paris.
- **Doussinault, G., Delos, M., & Trottet, M. (1992).** Origine, domestication et évolution de la structure génétique des blés. *Agronomie*, 12(8), 569-584.
- **Dupont, F., & Guignard, J. L. (2012).** Botanique : Les familles de plantes (15ème édition). Masson, Paris, 324 p.
- **Ehrig, F. R. (1974).** Zum Problem der Arganie (*Argania spinosa* L.) in Marokko. *Geographische Zeitschrift*, 62(2), 121-134.
- **El Hadrami, I., et al. (1995).** *Pestalotiopsis clavispora*, a new pathogen of *Argania spinosa* in nurseries. *Plant Disease*, 79(10), 1075.
- **El Kabouss, S., et al. (1995).** Composés polyphénoliques et fractions lipidiques des feuilles d'*Argania spinosa*. *Actes de l'Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II*, 15(2), 25-31.
- **EPPO. (2026).** EPPO Global Database. European and Mediterranean Plant Protection Organization.
- **FAO. (2010).** La bioéconomie de l'arganier au Maroc : valorisation et développement durable. Rapport de l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, Rome.
- **FAO. (2014).** Suivi des marchés des produits céréaliers et base de données sur la sécurité alimentaire. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, Rome.
- **FAO. (2021).** Perspectives de l'alimentation : Analyse des marchés mondiaux. Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture, Rome, Rapport semestriel.
- **FAOSTAT. (2023).** Base de données statistiques sur la production agricole mondiale et nationale (Données 1994-2021).
- **Fatiha, B., Mokhtar, M., & Zahra, F. (2019).** Inventaire et impact des nématodes à kystes du genre *Heterodera* sur la céréaliculture en Algérie. *Journal of Crop Protection and Pathology*, 8(3), 143-151.
- **Feillet, P. (2000).** Le grain de blé : Composition et utilisation industrielle. INRA Éditions, Paris, 308 p.

- **Feliachi, M., et al. (2001).** Effet du stress hydrique sur la germination des semences de céréales en zones semi-arides. *Journal d'Agronomie Saharienne*, 1(2), 44-51.
- **Fonds Français pour l'Alimentation et la Santé (FFAS). (2016).** Gluten : État des lieux scientifique sur la maladie cœliaque, l'allergie au blé et l'hypersensibilité. Rapport de synthèse, Paris.
- **Gallais, A., &Bannerot, H. (1992).** Amélioration des espèces végétales cultivées : Objectifs et critères de sélection. INRA Éditions, Paris, 768 p.
- **Garg, N., & Singla, P. (2011).** Arsenic, cadmium, and mercury toxicity: effects on plants. *Environmental Chemistry Letters*, 9(2), 165-181.
- **Gaufichon, L., et al. (2010).** Impact of water deficit on vegetative growth and nitrogen metabolism in higher plants. *Plant Science*, 179(3), 137-145.
- **Germain, J. F., & Lacordaire, A. I. (2009).** Tuta absoluta, un nouveau ravageur de la tomate en Europe : Identification et biologie. *Phytoma - La Défense des Végétaux*, N° 623, 12-16.
- **Granier, C., et al. (2000).** Cell leaf expansion and cell division rate in response to water deficit. *Plant, Cell & Environment*, 23(11), 1189-1198.
- **GTZ. (1994).** Guide de la protection intégrée des cultures maraîchères. Deutsche Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit, Eschborn, Allemagne, 210 p.
- **Guelmine, M. (2018).** Étude de l'activité antibactérienne des extraits de deux plantes médicinales (*Artemisia herba-alba*) et (*Nerium oleander*) dans la région de Biskra. Mémoire de Master, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université de Biskra.
- **Hopkins, W. G. (2003).** Physiologie végétale (Traduction de la 2e éd. américaine par S. de Roton). De Boeck Supérieur, Bruxelles.
- **Huguenin, J. (2010).** Modélisation des stades phénologiques de croissance de *Solanum lycopersicum*. *Revue Européenne de Physiologie Végétale*, 18(1), 34-47.
- **Huxley, A. (1992).** The New Royal Horticultural Society Dictionary of Gardening. Macmillan Press, London.
- **Ingram, J., et al. (1996).** The molecular basis of dehydration tolerance in plants. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*, 47(1), 377-403.
- **INRAE Ephytia. (2026).** Applications et fiches outils en protection des cultures : Pathologies de la tomate et des céréales. Institut National de Recherche pour l'Agriculture, l'Alimentation et l'Environnement.

- **Iserin, P. (2001).** Larousse des Plantes Médicinales : Identification, préparation, soins. Éditions Larousse, Paris.
- **Jaccard, P. (1926).** Le latex de l'Arganier. Bulletin de la Société Botanique Suisse, 35, 82-90.
- **Jouve, J. (2009).** Le Laurier-rose : guide complet de culture et variétés. Éditions Rustica, Paris.
- **Kaabèche, M., et al. (2010).** Cartographie et distribution de l'arganier (*Arganiaspinosa* L. Skeels) dans le Sahara nord-occidental algérien. Sécheresse, 21(3), 189-196.
- **Kaiser, W. M. (1987).** Effects of water deficit on photosynthetic capacity. Physiologia Plantarum, 71(1), 142-149.
- **Kechairi, R. (2009).** Statut écologique et perspectives de valorisation de l'arganier (*Arganiaspinosa* L.) dans la région de Tindouf (Algérie). Thèse de Magister, Université de Tlemcen.
- **Kechairi, R. (2018).** Capacités de régénération et rejets de souches chez *Arganiaspinosa* en zone aride. Revue d'Écologie et d'Environnement, 14(1), 45-52.
- **Kechairi, R., & Benmahioul, B. (2019).** Comportement ex situ de l'Arganier (*Arganiaspinosa* L. Skeels) après 16 ans de transplantation en Algérie. Réseau Biologie et Foresterie, 22(2), 112-119.
- **Kellou, R. (2008).** Qualités technologiques et d'utilisation des blés durs locaux et introduits en Algérie. Éditions de l'Office des Publications Universitaires (OPU), Alger.
- **Khallouki, F., et al. (2005).** Ecology, biology and chemistry of *Argania spinosa*. Phytochemistry Reviews, 4(2), 211-224.
- **Kothe, H. W. (2007).** Plantes toxiques : les reconnaître et éviter les accidents. Éditions Vigot, Paris.
- **Laberche, J. C. (2004).** Biologie végétale (2e éd.). Dunod, Paris, 304 p.
- **Lesage, C. (2011).** Structure moléculaire des protéines de réserve du blé et formation du réseau de gluten lors de la panification. Thèse de Doctorat, AgroParisTech, Paris, 215 p.
- **Lewalle, J. (1991).** Lexique des noms scientifiques et vernaculaires des plantes du Maroc. Éditions Hassan II, Rabat.
- **Maftah, H., et al. (2003).** Enquête ethnobotanique sur les plantes utilisées en médecine traditionnelle dans le traitement des affections bucco-dentaires. Phytothérapie, 1(3), 85-91.

- **Margot, P., & Roland, M. (2008).** Guide de toxicologie clinique des plantes d'Europe. Éditions Lavoisier, Paris.
- **Morugán-Coronado, A., et al. (2011).** Effects of wastewater irrigation on soil properties and plant growth. *Agricultural Water Management*, 98(11), 1721-1728.
- **M'Hirit, O., et al. (1998).** L'Arganier : une espèce forestière à usages multiples. Éfese, Rabat, 150 p.
- **Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural (MADR). (2018).** Rapport bilan de la campagne céréalière et maraîchère 2017-2018. Direction des Statistiques Agricoles, Alger, Algérie.
- **Monnier, Y. (1965).** L'Arganier : essai de synthèse biogéographique. *Revue de Géographie du Maroc*, 7, 53-64.
- **Morard, P. (2013).** La nutrition minérale et la composition nutritionnelle de la tomate. Éditions Tec & Doc, Lavoisier, Paris, 198 p.
- **Moule, C. (1971).** Phytotechnie spéciale - Tome 1 : Les Céréales. Maison Rustique, Paris, 240 p.
- **Msanda, F., et al. (2005).** L'arganeraie marocaine : structures, écologie et dynamique. *Cahiers Agricultures*, 14(4), 357-364.
- **Munns, R. (2002).** Comparative physiology of salt and water stress. *Plant, Cell & Environment*, 25(2), 239-250.
- **Munns, R., & Tester, M. (2008).** Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59, 651-681.
- **Munro, D. B., & Small, E. (1997).** Les légumes du Canada. CNR Research Press, Ottawa, Canada, 345 p.
- **Nagajyoti, P. C., Lee, K. D., & Sreekanth, T. V. M. (2010).** Heavy metals, toxicity and vegetable productivity. *Environmental Chemistry Letters*, 8(3), 199-216.
- **Naika, S., de Jeude, J. V. L., de Goffau, M., & van Dam, B. (2005).** La culture de la tomate : Production, transformation et commercialisation. Agrodok 17, Fondation Agromisa, Wageningen.
- **Neggaz, M. (2007).** Architecture racinaire et adaptation des arbres sahariens au déficit hydrique. *Journal des Zones Arides*, 6(2), 77-84.
- **Nouaim, R., et al. (1991).** L'arganier : un atout contre la désertification. Énergie et Végétation en Milieu Tropical, Éditions Édisud, Aix-en-Provence.

- **Oukal, M. (2008).** Contribution à l'étude des propriétés insecticides et répulsives de *Nerium oleander* L. face aux ravageurs des cultures. Mémoire d'Ingénieur, Université de Blida.
- **Ozenda, P. (2004).** Flore du Sahara (3e éd. revue et augmentée). Éditions du CNRS, Paris, 662 p.
- **Paris, R. R., et al. (1971).** Précis de Matière Médicale. Tome II : Pharmacognosie spéciale. Masson et Cie, Paris.
- **Peltier, J. P. (1983).** Les séries de végétation d'un arbre remarquable : l'Arganier. Bulletin de la Société Botanique de France, 130(2), 129-141.
- **Plaut, Z., & Federman, E. (1991).** Acclimation of CO₂ assimilation in cotton leaves to water stress and high light. Plant Physiology, 97(2), 515-522.
- **Polese, J. M. (2007).** La culture de la tomate. Éditions Artémis, Paris, 95 p.
- **Radhouane, L. (2014).** Le comportement du mil (*Pennisetum glaucum* L.) face au stress hydrique aux stades germination et croissance. Euro-Mediterranean Journal of Environmental Integration, 2(1), 12-19.
- **Ratiba, B. (2003).** Contribution à l'inventaire et à l'étude de la toxicité du laurier-rose (*Nerium oleander* L.) dans le Tassili et le Hoggar. Mémoire de Fin d'Études, INA El Harrach, Alger.
- **Rey, Y., & Costes, C. (1965).** La floraison et la fructification de la tomate : Étude morphologique et physiologique. Annales des Sciences Naturelles - Botanique, 6, 211-230.
- **Reynolds, J. E. F. (1989).** Martindale: The Extra Pharmacopoeia (29th ed.). Pharmaceutical Press, London.
- **Ridings, J. E. (1976).** The distribution and ornamental management of *Nerium oleander* in Mediterranean ecosystems. Landscape Planning, 3(1), 89-96.
- **Rondon, S. I., et al. (2005).** Population dynamics and temperature-dependent development of *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae) on cucurbits. Environmental Entomology, 34(5), 1014-1021.
- **Saint-Laurent, J. de. (1932).** Anatomique des bois du Maroc : L'Arganier. Station de Recherches Forestières du Nord de l'Afrique, Rabat.
- **Sandret, F. (1957).** Nouvelles recherches sur la composition chimique de la pulpe du fruit d'Argan. Thèse de Doctorat, Faculté des Sciences de Paris.

- **Sekkat, A. (2007).** Les pucerons des cultures maraîchères et fruitières en Afrique du Nord : Guide d'identification et de lutte. Éditions Actes IAV Hassan II, Rabat.
- **Shankara, N., Joep, V., Marja, d., & Barbara, v. D. (2005).** Cultivation of tomato: production, processing and marketing. AgromisaFoundation and CTA, Wageningen, 86 p.
- **Shannon, M. C., & Grieve, C. M. (1998).** Tolerance of vegetable crops to salinity. *ScientiaHorticulturae*, 78(1-4), 5-38.
- **Siddiqui, S., et al. (1987).** Isolation of a new cardenolide from the leaves of *Nerium oleander*. *Journal of Natural Products*, 50(6), 1058-1061.
- **Siddiqui, S., et al. (1989).** Oleandrin and other constituents from *Nerium oleander* leaves. *Phytochemistry*, 28(4), 1187-1191.
- **Soltner, D. (1990).** Phytotechnie générale : Le développement des plantes cultivées. Collection Sciences et Techniques Agricoles, Sainte-Gemmes-sur-Loire, 312 p.
- Spichiger, R. E., Savolainen, V. V., Figeat, M., & Jeanmonod, D. (2004). Botanique systématique des plantes à fleurs. Presses Polytechniques et Universitaires Romandes, Lausanne, 413 p.
- Tarrier, M., & Benzyane, M. (1995). L'arganeraie : Écosystème en péril. *Bulletin de l'Institut Scientifique de Rabat*, 19, 41-48.
- Vincent, C. (2026). Stratégies d'hivernage et de quiescence des populations d'Aphididae en régions tempérées. *Annales de la Société Entomologique*, 62(1), 89-96.
- Viron, N. (2010). Physiologie de la maturation et cycle de développement de la tomate. *Journal de Physiologie Végétale Appliquée*, 5(2), 89-101.
- **Witcombe, J. R., et al. (2009).** Coping with climate change: Mitigating the effects of water scarcity on agricultural production. *Field CropsResearch*, 112(1), 1-14.
- Plant responses to drought and metabolic adjustments under water deficit conditions. *Plant, Cell & Environment*, 29(3), 415-427.
- **Zettal, H. (2017).** Analyse de la filière céréalière en Algérie : Production, importation et consommation. *Revue Algérienne de Développement Économique*, N° 8, 45-58.

