



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Éducation Supérieure et de la Recherche Scientifique.
Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou.
Département des Sciences Biologiques et des Sciences Agronomiques
Département des Sciences Alimentaires.

Mémoire de fin d'études

En vue d'obtention du diplôme de Master

En Sciences Alimentaires

Spécialité : Agroalimentaire et Contrôle de Qualité

Thème

**Etude de certains facteurs biotiques et abiotiques
de la vigne de Boumerdès.**

Réalisé par :

-M^{elle} HADJ HAMMOU Melyssa

- M^{elle} HALIMI Lina

Soutenu le : 08 /09 /2025, Devant le jury composé de :

- Mr BOUACEM Khelifa Maître de Conférences (A) à l'UMMTO Président.

- Mme BENAHMED DJILALI Adiba Professeur à l'UMMTO Promotrice.

- Mme BERROUANE Naoual Maître Assistante (B) à l'UMMTO Examinatrice.

2024/2025

Remerciements

La rédaction de ce mémoire a été pour nous l'occasion d'exprimer toute notre reconnaissance envers les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à sa réalisation et à la validation de notre Master.

*Nous tenons tout d'abord à adresser nos plus sincères remerciements à notre promotrice, Mme **BENAHMED DJILALI Adiba**, pour sa disponibilité, son accompagnement rigoureux, ses conseils éclairés et son soutien tout au long de ce travail. Son encadrement exemplaire a été essentiel à la bonne conduite de ce mémoire.*

Nous remercions chaleureusement les membres du jury :

- À **Mr BOUACEM Khelifa** Maître de Conférences (A) à l'UMMTO, pour nous avoir fait l'honneur de présider cette soutenance ;*
- À **Mme BERROUANE Naoual** Maître Assistante (B) à l'UMMTO, pour avoir accepté d'évaluer ce travail, et pour ses remarques constructives et enrichissantes.*

*Nos remerciements vont également à **Mme OUHOCINE Djedjega**, pour le temps qu'elle nous a généreusement consacré, ainsi que pour son assistance précieuse au laboratoire. Son aide technique et ses conseils ont grandement facilité nos analyses.*

*Nous exprimons également notre profonde gratitude aux **agriculteurs** qui nous ont ouvert les portes de leurs champs. Merci de nous avoir permis d'accéder à vos parcelles, de nous avoir transmis des informations précieuses et d'avoir répondu avec patience et bienveillance à toutes nos questions. Votre collaboration a été d'une grande importance pour le bon déroulement de notre étude.*

*Nous n'oublions pas non plus **nos enseignants**, qui nous ont transmis leur savoir tout au long de nos années d'études. Grâce à leur implication et à leur passion, nous avons acquis les connaissances qui nous ont permis de mener à bien ce travail.*

*Enfin, nous tenons à exprimer toute notre gratitude à **nos parents**, pour leurs sacrifices, leur soutien indéfectible, leurs encouragements constants, et leur amour inconditionnel. Merci de nous avoir permis d'avancer, de croire en nous, et de construire notre avenir. Que Dieu vous protège.*

Un grand merci à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce mémoire de fin d'études.

Merci à tous.

Dédicace

À mes chers parents

À mes sœurs " Kenza, Melissa, Céline"

À toute ma famille

À tous mes amis

À tous ceux qui m'ont souhaité le succès et le bonheur dans ma vie.

À tous ceux qui me sont chers

Je dédie ce modeste travail

Lina

Dédicace

*Au commencement, je rends grâce à **Allah**, source de toute lumière et de toute sagesse, pour m'avoir donné la force, la patience et la détermination nécessaires pour mener ce travail à terme.*

*À **mes parents**, dont l'amour inconditionnel et les sacrifices silencieux ont toujours été mon refuge et ma motivation. Votre confiance en moi, vos encouragements constants et vos conseils précieux m'ont porté à chaque étape de ce parcours.*

*À mes frères **Yanis, Hichem et Mohamed**, pour leur soutien fraternel, leur humour, leur complicité et les moments partagés qui allègent les épreuves et rendent la vie plus belle.*

*À mes **oncles, tantes** et toutes **mes cousines** en particulier **Meriem et Amira**, pour leur présence affectueuse, leur écoute attentive et leur encouragement dans les moments de doute.*

*À mes **amies**, pour leur soutien indéfectible, leur énergie positive et leur capacité à transformer les difficultés en rires et en motivation.*

*À **moi-même**, pour la persévérance, le courage et la discipline face aux défis, pour avoir cru en mes capacités même lorsque le chemin semblait ardu.*

*Et enfin, à **une personne chère**, dont la présence, le soutien et l'inspiration ont illuminé mon parcours, rendant ce chemin plus doux et plus précieux.*

Que ce mémoire soit le reflet de gratitude, de respect et d'amour envers tous ceux qui ont contribué, d'une manière ou d'une autre, à sa réalisation.



Mello

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction 1

Chapitre I : synthèse bibliographique

1. Généralités sur *Vitis vinifera* 4

2. Histoire et origine de la vigne en Algérie 4

3. Aspects botanique et agronomique 5

3.1 Aspect botanique5

3.2 Aspect agronomique6

4. Exigences pédoclimatiques 7

4.1. Exigences climatiques7

4.2 Exigences édaphiques8

5. Principales maladies 8

5.1 Mildiou (*Plasmopara Viticola*)8

5.2. Oïdium (*Erysiphe necator*)9

5.3. Botrytis (*Botrytis cinérea*)10

6. Usages agroalimentaires et industriels 10

7. Propriétés thérapeutiques reconnues 11

8. Impact de la pollution chimique sur la culture de vigne 11

8.1. Principaux types de polluants chimiques en viticulture 11

8.2. Effets généraux des stress abiotiques12

8.3. Conséquences des intrants chimiques sur la vigne et le raisin13

8.4. Altérations physiologiques et déséquilibres nutritionnels14

8.5. Bioaccumulation et risques pour les produits viticoles15

Chapitre II: Matériel et Méthodes

1. Objectif de l'étude 16

2. Situation géographique de la région d'étude 16

3. Présentation de la région d'étude 16

4. Climat 17

5. Matériel 17

5.1. Matériel végétal17

5.2. Produits phytosanitaires17

5.3 Matériel du laboratoire et produits utilisés18

6. Méthodes 18

6.1 Echantillonnage18

6.1.1 Echantillonnage des feuilles de vigne18

6.1.2 Echantillonnage du sol19

6.1.3 Echantillonnage de la flore spontanée associée à la vigne	19
7. Analyses physico-chimiques	20
7.1. pH	20
7.2 Acidité titrable	21
7.3 Dosage de l'acide ascorbique.....	21
7.4 Dosage des flavonoïdes.....	22
7.5 Dosage des caroténoïdes.....	23
7.6 Dosage des Polyphénols Totaux.....	23
7.7 Détermination de l'activité antioxydante	24
7.8 Indice de gonflement	25
7.9 Dosage de la chlorophylle	25
7.10 Détermination de la texture de sol	26
7.11 Détermination de l'humidité	26
8. Analyse IR.....	27
9. Analyses microbiologiques	27
9.1 Préparation de l'inoculum.....	27
9.2 Isolement des bactéries lactiques	27
9.3 Isolement des champignons (Milieu Sabouraud)	28
9.4 Détermination de la flore totale sur gélose nutritive.....	28
9.5 Identification biochimique des isolats microbiens.....	28
Chapitre III : Résultats et discussion	29
1. Analyses physico-chimiques	30
1.1 Sol	30
1.2 Feuilles de vigne.....	32
1.3 Engrais chimiques	34
2. Résultats de l'IR.....	36
3. Résultats des analyses microbiologiques.....	38
3.1 Isolement des bactéries lactiques	38
a. Isolement sur le milieu Sabouraud	39
3.2 Recherche de la flore totale sur gélose nutritive.....	41
2.3 Identification biochimique des bactéries isolées	42
Conclusion et perspectives.....	45
Références bibliographiques	46

Liste des abréviations

- **ADH:** Arginine DiHydrolase
- **D.O:** Densité optique
- **DPPH:** 2,2-DiPhényl 1-Picrylhydrazyle
- **KIA:** kligeriron Agar
- **LDC:** Lysine-DéCarboxylase
- **M17:** Milieu de Terzaghi
- **MRS:** Man-Rogosa-Sharp
- **ODC:** Ornithine-DéCarboxylase
- **ONPG:** Ortho-NitroPhenyl- β -Galactoside
- **pH:** potentiel d'hydrogène
- **FTIR:** Fourier TransformInfrared Spectrum
- **IR:** infra-rouge

- **POPs :** polluants organiques persistants
- **HAP :** hydrocarbures aromatiques polycycliques
- **ROS :** Reactive Oxygen Species

Liste des figures

Figure 1 : Carte géographique qui représente l'origine de la vigne sur la terre	3
Figure 2 : Anatomie de la plante de vigne	5
Figure 3 : Taches marrons de mildiou de vigne	8
Figure 4 : L'oïdium des feuilles de vigne.....	9
Figure 5 : Fruits de vigne infectés par <i>Botrytis cinerea</i>	9
Figure 6 : Carte géographique représentatives de la wilaya de Boumerdès (Dellys)	16
Figure 7 : Engrais chimiques utilisés dans la parcelle (1 : PK 20-25- SO ₃ / 2 : engrais azoté urée 46% / 3 : Engrais 15-15-15+ 24% SO ₃ / 4 : Engrais NPK 20-20-20 TE).....	18
Figure 8 : feuille de vigne collectées	19
Figure 9 : Aspect des sols prélevés, 1 : Plat/ 2 : Pente/ 3 : Pourtour plat/ 4 : Pourtour pente.....	20
Figure 10 : Identification de la flore spontanée présente sur les champs de vigne (plat et pente)..	20
Figure 11 : Etapes de dosage des flavonoïdes.....	23
Figure 12 : Etapes de dosage des caroténoïdes.....	24
Figure 13 : Diagramme du dosage des PPT.....	25
Figure 14 : Préparation de la galerie biochimique.....	30
Figure 15 : Résultat d'analyse IR de la poudre de vigne	37
Figure 16 : Résultat d'analyse IR d'engrais PK 20-25-20 + SO ₃	38
Figure 17 : Résultats d'analyse IR d'engrais azoté urée 46%.....	39
Figure 18 : Résultats de croissance sur le milieu M17 (Feuille).....	39
Figure 19 : Observation macroscopique de la croissance bactérienne sur le milieu M17 (Feuille)	40
Figure 20 : Résultat de croissance de champignon sur le milieu Sabouraud	41
Figure 21 : Observation macroscopique de la croissance microbienne sur le milieu Sabouraud ...	41
Figure 22 : Résultats de la croissance de la flore totale isolée du sol et la poudre de feuilles de vigne).....	43

Liste des tableaux

Tableau I : Résultats des analyses physico-chimiques du sol (Champ plat).....	31
Tableau II : Résultats des analyses physico-chimiques des sols du pourtour du champ plat	31
Tableau III : Résultats des analyses physico-chimiques du sol (champ pente)	31
Tableau IV : Résultats d'analyses physico-chimiques du pourtour du champ pente	32
Tableau V : Résultats des paramètres physico-chimiques et biochimiques des poudres de feuilles de vigne.....	33
Tableau VI : Résultats des paramètres physico-chimiques des engrais chimiques.....	34
Tableau VII : Résultats des paramètres physico-chimiques de la flore spontanée	36
Tableau VIII : Résultats des tests biochimiques de souches bactériennes isolées de sol et de feuilles de vigne.....	44

Introduction



L'agriculture représente l'un des enjeux majeurs de la société moderne, car elle assure la satisfaction des besoins alimentaires des populations. Cependant, elle demeure continuellement menacée par divers bio-agresseurs susceptibles de provoquer d'importants dommages, se traduisant par une diminution des rendements ou une altération de la qualité des produits agricoles. Parmi les filières les plus concernées figure la viticulture, qui vise la production de raisins destinés à différents usages (raisin de table, raisin sec et raisin de cuve). Cette culture, à l'instar d'autres plantes cultivées, est particulièrement vulnérable à l'action de ces bio-agresseurs (Bousquet, 2021).

Le genre *Vitis* est composé d'une soixantaine d'espèces, seule l'espèce *Vitis vinifera* L., est d'intérêt agronomique, économique et social dans de nombreux pays viticoles du monde majeur tel que l'Algérie. Elle est considérée comme étant la plante la plus cultivée dans le monde avec une superficie de 7,528 millions d'hectares et une production en raisins de 691 millions de quintaux (Thibault, 2023), elle a la capacité de se développer sur les terres les plus riches et de mettre en valeur les sols à fortes pentes, rocheux et pauvres.

La viticulture en Algérie, riche d'une histoire millénaire, connaît aujourd'hui une dynamique de renouveau, notamment dans les régions du nord et du sud comme (Tizi Ouzou, Boumerdès, Tlemcen, Medea).

En effet, la wilaya de Boumerdès, surnommée le « Royaume de la vigne », domine la production nationale de raisins de table. En 2024, elle a consacré plus de 20 000 hectares à la viticulture, représentant 31 % de la surface agricole utile de la région et 70 % de sa superficie irriguée. Les variétés les plus cultivées sont le Sabel (60 % de la production), le Cardinal et le Red Globe. La production annuelle dépasse les 2,4 millions de quintaux, avec un rendement pouvant atteindre 800 quintaux par hectare pour certaines variétés (Ammour, 2021).

La vigne occupe un rôle central dans le secteur agricole, notamment par sa capacité à produire des fruits, les raisins qui sont commercialisés principalement sous forme de raisin de table et de jus. Cependant, son utilité ne s'arrête pas là. Les produits viticoles donnent lieu à de nombreux dérivés, tels que le moût, le tarte, ou encore des boissons à base de raisins. À cela s'ajoutent des produits transformés comme l'huile de pépins de raisin, reconnue pour ses bienfaits nutritionnels, ainsi que des extraits utilisés dans l'industrie cosmétique pour leurs propriétés antioxydants (Guidouam Amina, 2022).

Au-delà de sa dimension économique, la vigne contribue aussi au développement rural, à la valorisation des terres agricoles, et à la création d'emplois dans les zones de production. Elle représente donc un pilier stratégique pour les territoires à forte vocation viticole, comme la région de Boumerdès.

Comme tout autre organisme vivant animal ou organisme humain, la vigne est attaquée par des agresseurs biologiques (facteurs biotiques) tels que les bactéries, les virus, les nématodes, les champignons, et les insectes, etc. Il est également être endommagé par divers facteurs environnementaux (facteurs abiotiques, engrais chimiques) tels que la chaleur, le vent, l'humidité ou la sécheresse (Lehad, 2016).

Afin de garantir une production agricole suffisante pour répondre aux besoins d'une population en constante augmentation, tout en assurant la protection des cultures et la sécurité sanitaire des récoltes, les agriculteurs ont recours à divers moyens de lutte. Parmi ceux-ci, l'utilisation de pesticides constitue l'une des principales solutions adoptées pour combattre les bio-agresseurs qui menacent la viticulture.

Il convient de rappeler que, bien que l'usage des produits phytosanitaires (pesticides) soit souvent indispensable pour protéger les cultures, ces substances restent toxiques et nécessitent une maîtrise rigoureuse de leurs modes d'application. Leur utilisation implique également une évaluation attentive des risques qu'ils représentent pour la santé humaine (Devillers et *al.*, 2005). De nombreuses études épidémiologiques ont mis en évidence un lien entre l'exposition prolongée aux pesticides et l'apparition de diverses pathologies, notamment certains cancers, des maladies neurologiques, des troubles dermatologiques ainsi que des dysfonctionnements du système reproducteur.

Une proportion importante des vignobles algériens est désormais affectée par des maladies virales dégénératives, notamment la maladie du court-noué et le virus de l'enroulement foliaire de la vigne, qui aggravent la situation sanitaire des plantations (Tahirine, 2015). À l'échelle mondiale, les maladies virales constituent l'un des défis majeurs de la viticulture, en grande partie en raison de l'absence de traitements chimiques efficaces et de l'utilisation abusive et anarchique des pesticides et des engrais chimiques. Ces infections entraînent des pertes significatives en termes de rendement, de vigueur végétative et de longévité des ceps (Amedjkouh, 2004).

Ainsi, la problématique de ce travail s'articule autour de la question suivante :
Quels sont les impacts des facteurs biotiques et abiotiques sur la vigne ?

Cette interrogation s'inscrit dans une démarche visant à mieux comprendre les interactions entre la plante, son environnement et les pratiques culturales, afin d'améliorer la durabilité et la qualité de la production viticole dans la région de Boumerdès.

Ce mémoire a pour objectif d'évaluer l'impact de certaines conditions environnementales et pratiques sur la culture de vigne de la willaya de Boumerdès. Pour cela, des caractérisations physico-chimiques et nutritionnelles de différents échantillons (sol, feuilles de vigne, engrais chimiques, flore spontanée) ont été réalisés. Afin de caractériser la

qualité sanitaire, le potentiel biologique, l'isolement et l'identification des bactéries à partir des échantillons prélevés ont été analysés. Notre travail est scindé en trois chapitres :

- Le premier chapitre qui fait le tour d'une analyse bibliographique générale sur la vigne, maladies, utilisations, compositions, ...etc. Et traite aussi les impacts abiotiques et biotiques, la qualité nutritionnelle et les effets pharmacologiques de la vigne.

- Le deuxième chapitre regroupe l'ensemble des matériaux et méthodes utilisés pour réaliser ce travail.

- Le troisième chapitre est une partie consacrée aux résultats de nos analyses et discussion, et qui se termine avec une conclusion générale.

Chapitre I :
Généralités sur la vigne
(*Vitis vinifera*L)



1. Généralités sur *Vitis vinifera*

L'espèce *Vitis vinifera* est une espèce de plante grimpante de la famille des *Vitaceae*, originaire de l'Eurasie. Elle est divisée en deux sous-espèces (Christenhusz & Byng, 2016) :

- ✚ *Vitis vinifera* subsp. *Sylvestris* (G.Mart.) ; la forme sauvage.
- ✚ *Vitis vinifera* subsp. *Vinifera* L ; la forme cultivée.

Les analyses archéobotaniques et génétiques situent l'origine de la vigne cultivée dans le sud du Caucase, notamment en Géorgie, Arménie, Azerbaïdjan, nord-est de la Turquie et nord ouest de l'Iran. C'est dans cette région, qualifiée de « berceau de la viticulture », que l'homme aurait domestiqué la vigne sauvage il y a environ 8000 à 6000 ans, à la fin du Néolithique (This et *al.*, 2006).

Les premières preuves matérielles de vinification, sous forme de résidus d'acide tartrique, marqueur chimique du vin, ont été retrouvées dans des jarres en céramique datées d'environ 6000 av. J.-C. en Géorgie, attestant de l'existence d'une production viticole précoce dans la région du Caucase (McGovern et *al.*, 2017).



Figure 1 : Carte géographique qui représente l'origine de la vigne sur la terre.

2. Histoire et origine de la vigne en Algérie

La vigne (*Vitis vinifera*) occupe une place singulière dans l'histoire agricole de l'Algérie. Présente depuis l'Antiquité, elle a connu un essor particulier durant la colonisation française, avant de connaître un déclin marqué après l'indépendance. Cette culture, bien que marquée par les influences religieuses, économiques et politiques.

Sous la domination romaine (de -146 à environ 430 apr. J.-C.), la vigne devient une culture courante dans les cités romaines d'Algérie comme Césarée de Maurétanie (Cherchell), Hippone (Annaba) et Cuicul (Djemila), (Fitz-James, 1889).

À partir du VII^e siècle, L'invasion musulmane mettra un terme à la production de vin, mais pas à la culture de la vigne pour la consommation de raisins de table et de raisins secs. L'arrivée des communautés juives et des tribus berbères ont continué à cultiver la vigne, des cépages locaux se sont ainsi développés, adaptés au climat méditerranéen du nord de l'Algérie.

Ensuite, c'est l'épidémie de phylloxéra en France qui amènera les colons à replanter de manière intensive des cépages très variés. L'essor qui en résulte dans les années 1890 aurait notamment poussé à l'institution de lois de traçabilité, préfigurant les appellations d'origine (Henni 2018).

La surface viticole algérienne passe de quelques milliers d'hectares à plus de 400 000 hectares en 1939, faisant de l'Algérie le premier exportateur mondial de vin, en grande partie vers la France pour le "coupage" (mélange avec des vins plus légers français) (Tayeb, 2010).

Des cépages français comme le Carignan, le Cinsault ou l'alicante Bouschet sont plantés à grande échelle dans les plaines de l'Oranie, autour d'Oran, Mascara, et Aïn Témouchent.

Les vitacées sont une famille de 14 genres et environ 900 espèces, dont les raisins (Christenhusz & Byng, 2016).

Les tiges (sarments) de la vigne ont la capacité de s'enrouler autour de supports grâce à des vrilles, ce qui lui permet de grimper et d'optimiser l'exposition au soleil.

La diversité variétale très importante de cette espèce, avec des cépages adaptés à des usages différents : raisins de table, raisins pour vinification, raisins secs, etc. Cette diversité est aussi liée à l'adaptation aux terroirs et aux conditions climatiques variées.

3. Aspects botanique et agronomique

3.1 Aspect botanique

La vigne, comme toutes les plantes supérieures, est constituée d'organes clairement différenciés, répartis en deux grandes parties fonctionnelles (Fig. 1). La partie aérienne, appelée greffon, comprend le tronc, qui se divise en bras portant les bois de taille. Ces bois sont les rameaux lignifiés issus des pousses annuelles, qui assurent la production des grappes de raisin. La partie souterraine, ou porte-greffe, forme le système racinaire, qui s'étend dans le sol et le sous-sol pour assurer l'absorption de l'eau et des éléments minéraux nécessaires à la croissance et au développement de la plante (Herpin, 1889).

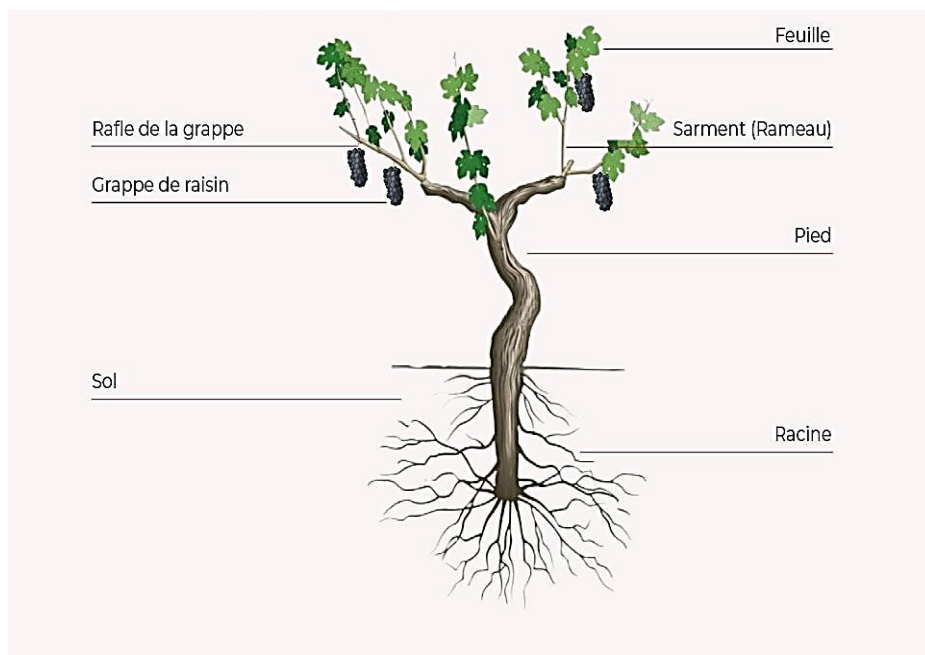


Figure 2 : Anatomie de la plante de vigne

Les feuilles de vigne sont généralement grandes, en forme de cœur ou lobées, avec des bords dentelés. Leur morphologie dépend du type de cépage. Elles sont d'un vert vif et peuvent atteindre jusqu'à 20 cm de large. Elles sont une partie également essentielle de la vigne, jouant un rôle crucial tant sur le plan culturel que biologique (Bensalem-Fnayou et *al.*, 2011). Elles sont notamment responsables de la photosynthèse, un processus vital qui permet à la plante de convertir la lumière du soleil en énergie. Par ailleurs, les feuilles protègent les grappes de raisin des rayons du soleil excessifs, de la pluie et des ravageurs, contribuant ainsi à la qualité des raisins. Elles participent également à la régulation de l'eau dans la plante, favorisant l'absorption des nutriments du sol.

3.2 Aspect agronomique

L'agronomie de la vigne repose sur l'interaction complexe entre le sol, le climat, le choix des porte-greffes et cépages, ainsi que les pratiques culturales. Le sol, par ses propriétés physiques et chimiques, influence fortement la nutrition hydrique et minérale de la plante. La gestion du sol, notamment l'enherbement (Spring & Delabays, 2006), doit être équilibrée pour éviter la compétition avec la vigne.

Le choix du porte-greffe (Boursiquot & Legros, 2017) adapté aux contraintes du sol et du climat est essentiel pour assurer la vigueur et la résistance de la vigne. Le climat, en particulier l'ensoleillement et la disponibilité en eau, conditionne la croissance et la maturation des raisins. La taille et la conduite de la vigne permettent de réguler la charge fruitière et

d'optimiser la qualité. L'agroforesterie, en intégrant des arbres dans les parcelles, modifie le microclimat et la dynamique du sol, avec des effets à la fois positifs et compétitifs. Enfin, une fertilisation raisonnée, surtout en azote, est indispensable pour soutenir la croissance et la production.

Ces éléments combinés forment la base d'une viticulture durable et performante.

4.Exigences pédoclimatiques

4.1 Exigences climatiques

4.1.1 Lumière

La lumière joue un rôle fondamental dans la croissance et le développement de la vigne, principalement par son impact sur la photosynthèse. Plus la vigne reçoit de lumière, plus elle produit de glucose, favorisant ainsi une meilleure croissance et une maturation optimale des baies (JULIA, 2023).

L'exposition à la lumière du soleil favorise également l'accumulation des sucres dans les raisins, ce qui contribue à leur douceur et à la qualité finale du vin. Cependant, une exposition excessive à la lumière peut être nuisible. Un ensoleillement trop intense peut provoquer une sur maturité des raisins, altérer leur couleur et leurs saveurs, voire brûler les feuilles et les fruits.

4.1.2 Température

La vigne est une plante thermophile qui nécessite des températures modérées à chaudes pour assurer un cycle végétatif et reproducteur optimal. La plage de température idéale pour la photosynthèse (LA VIGNE, 2014) se situe autour de 25 °C, avec une assimilation maximale observée entre 27,5 et 31 °C durant la période allant de la floraison à la véraison. En dessous ou au-dessus de ces valeurs, la photosynthèse est moins efficace, ce qui impacte négativement la croissance et la maturation des raisins.

Lorsque les températures dépassent 35 °C de façon prolongée, la vigne subit un stress thermique important (Bonnefoy, 2013). Ce stress entraîne une fermeture stomatique pour limiter la perte d'eau, réduisant ainsi l'absorption de CO₂ et la photosynthèse. En hiver, la température joue un rôle crucial dans la survie de la vigne.

4.1.3 Précipitation et source hydrique

L'eau est indispensable à la croissance des vignes et au développement des grappes, cependant un excès d'humidité favorise le développement de maladies fongiques comme le mildiou ou la pourriture grise, pouvant entraîner des pertes de récolte et une baisse de la qualité du raisin (Ollat, 2024).

Chez *Vitis vinifera*, l'eau et les nutriments sont étroitement liés : une hydratation optimale du sol facilite l'absorption de macro-éléments essentiels comme l'azote, le potassium et le magnésium, favorisant la croissance et la qualité des raisins. Un déficit hydrique réduit l'absorption minérale et peut affecter la vigueur de la plante ainsi que la teneur en sucre des fruits (Verdenal et al., 2021; Martínez-Vidaurre et al., 2023).

Le changement climatique modifie le régime des précipitations, avec une augmentation des pluies hivernales et une diminution des précipitations estivales, ce qui accroît la fréquence et l'intensité des épisodes de sécheresse en période de croissance active de la vigne (Lakatos & Mitre, 2023). Cette sécheresse prolongée génère un stress hydrique qui affecte la photosynthèse, la croissance et la qualité des raisins, mais un stress modéré peut aussi améliorer la concentration des sucres et la qualité aromatique des vins rouges (Verdonal et al., 2021).

4.2 Exigences édaphiques

Les exigences édaphiques de la vigne concernent principalement les caractéristiques du sol qui influencent sa croissance, sa nutrition, sa résistance au stress hydrique et la qualité finale des raisins. Selon Attia, (2007), la vigne est une culture capable de s'adapter à une large gamme de sols, allant des sols pauvres et secs jusqu'aux sols argilo-calcaires, mais elle donne de meilleures performances sur des sols bien drainés, profonds et riches en éléments nutritifs.

5. Principales maladies

5.1 Mildiou (*Plasmopara Viticola*)

Le mildiou est sans doute la maladie fongique la plus connue et répandue affectant la vigne, mais également d'autres cultures comme la tomate ou la pomme de terre. Originaire d'Amérique, il a été introduit en Europe en 1878 et s'est depuis propagé dans le monde entier. Cette maladie peut causer des dégâts importants dans les vignobles, mais elle reste traitable (Kolić, 2022).

Le mildiou est provoqué par des oomycètes, des organismes microscopiques proches des algues, qui se développent principalement dans des conditions d'humidité élevée. La maladie se transmet par le vent ou les éclaboussures d'eau lorsque la température dépasse 11°C.

Sur la vigne, le mildiou se manifeste par l'apparition de taches brunes (Fig.2) ou blanches sur les feuilles, accompagnées d'un feutrage cotonneux caractéristique. Si l'infection progresse, elle peut entraîner la pourriture des feuilles, des rameaux, des baies, voire la mort complète du pied de vigne.

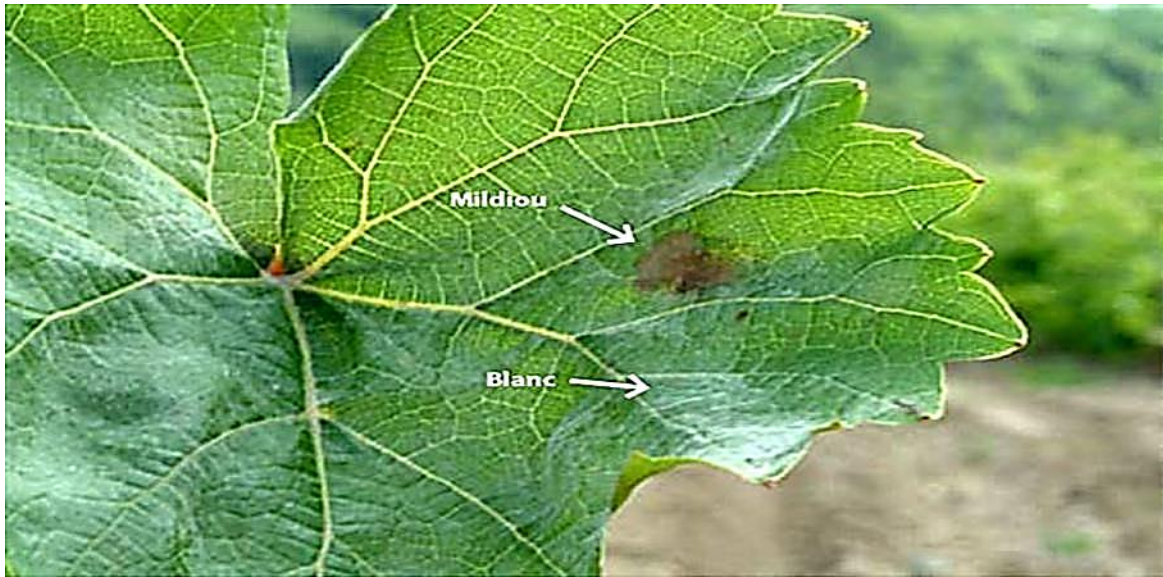


Figure 3 : Taches marrons de mildiou de vigne(Site web 1)

5.2 L'oïdium (*Erysiphe* *necator*)

L'oïdium de la vigne est une maladie cryptogamique majeure causée par le champignon *Erysiphe necator* (anciennement *Uncinula necator*), un ascomycète filamenteux microscopique. Originaire d'Amérique du Nord, ce pathogène est présent dans tous les vignobles du monde et affecte tous les organes verts de la vigne (Constant, 2013). L'oïdium (Fig.3) se développe dans des conditions chaudes (entre 25 et 30 °C) et une humidité relative élevée (40-100 %), mais contrairement à d'autres maladies fongiques, la présence d'eau libre sur les feuilles gêne la germination des spores. La contamination primaire débute dès la reprise de végétation, avec une propagation secondaire assurée par les conidies transportées par le vent (Pelsy&Merdinoglu, 2021).



Figure 4: Oïdium des feuilles de vigne (site web).

5.3 Botrytis (*Botrytis cinerea*)

La pourriture grise, ou botrytis, est une maladie fongique majeure de la vigne causée par *Botrytis cinerea*, un champignon polyphage très destructeur. Cette maladie peut affecter tous les organes verts de la vigne et surtout les grappes (Fig. 4), provoquant des pertes importantes en quantité et en qualité de la récolte. Le développement du botrytis est favorisé par des conditions climatiques humides, avec des températures comprises entre 17 et 23 °C et une humidité relative élevée (90-95 %) (Amarouchi, 2022).



Figure 5 : Fruits de vigne infectés par *Botrytis cinerea* (Site web 2).

6. Usages agroalimentaires et industriels

La vigne (*Vitis vinifera*) est principalement exploitée pour la production de raisins de table, de raisins secs, de jus, de moûts et de vins. Le raisin constitue une matière première essentielle dans de nombreuses industries alimentaires, allant de la vinification à la fabrication de vinaigre, confitures, gelées et sirops. Les boissons fermentées alternatives, telles que certains cidres ou bières aromatisées au moût de raisin, enrichissent également l'offre agroalimentaire.

- Les sous-produits issus de la transformation, comme les rafles, marcs et pellicules, présentent une forte valeur ajoutée. Ils sont réutilisés pour l'extraction de fibres alimentaires, de polyphénols, de colorants naturels, ainsi que comme additifs fonctionnels et ingrédients technologiques dans les formulations agroalimentaires (Căpruciu, 2025).
- L'huile de pépins de raisin est un produit notable, largement utilisée en cuisine pour sa richesse en acides gras polyinsaturés (acide linoléique) et sa bonne stabilité thermique. Elle présente également un intérêt nutritionnel majeur pour la santé cardiovasculaire (AbdEl-Hack et al., 2024).

6.1 Produits transformés à usage nutritionnel, cosmétique et phytothérapeutique

Les extraits de vigne issus des pépins, peaux et feuilles sont valorisés dans les secteurs nutraceutique, cosmétique et phytothérapeutique. Ils contiennent des polyphénols, proanthocyanidines, anthocyanes et flavonoïdes qui confèrent des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et protectrices contre le vieillissement cellulaire. Ces extraits sont utilisés dans les crèmes anti-âge, les produits capillaires, les compléments alimentaires et certaines préparations de phytothérapie traditionnelle (Sousa Cruz et *al.*, 2024).

L'industrie cosmétique exploite notamment l'huile de pépins pour ses propriétés émollientes et régénératrices. Ces applications renforcent la place de la vigne comme ressource multifonctionnelle, valorisable à toutes les étapes de la transformation (Căpruciu, 2025).

7. Propriétés thérapeutiques reconnues

Des études récentes montrent que les extraits de vigne peuvent contribuer à la prévention des maladies chroniques, notamment les affections cardiovasculaires, le diabète de type 2 et certains cancers. Leurs effets antioxydants aident à ralentir le vieillissement cellulaire et protègent les fonctions cognitives (Sousa Cruz et *al.*, 2024).

Par ailleurs, la recherche actuelle explore le rôle des polyphénols de la vigne dans la prévention des maladies neurodégénératives telles qu'Alzheimer et Parkinson, en raison de leurs effets neuroprotecteurs et anti-inflammatoires sur le système nerveux central (Căpruciu, 2025).

8. Impact de la pollution chimique sur la culture de vigne

Après avoir étudié les exigences pédoclimatiques et les pressions biotiques, il est nécessaire de s'intéresser aux stress abiotiques, qui regroupent l'ensemble des facteurs environnementaux non vivants affectant la croissance et la qualité de la vigne. Parmi eux, la pollution chimique constitue une menace majeure pour la durabilité de la viticulture moderne (Cataldo, Fucile & Mattii, 2022). Ces stress entraînent des modifications physiologiques profondes de la plante, compromettant non seulement le rendement et la qualité organoleptique du raisin, mais aussi sa valeur nutritionnelle et ses effets pharmacologiques (Cataldo et *al.*, 2022).

8.1 Principaux types de polluants chimiques en viticulture

Parmi eux, les engrais chimiques, en particulier ceux riches en azote, peuvent favoriser l'accumulation de nitrates dans les raisins, ce qui présente un risque pour la santé humaine (Ju

et *al.*, 2009 ; FAO, 2021). Certains engrais phosphatés sont également contaminés par des métaux lourds comme le cadmium, pouvant être absorbés par la vigne (Grant et *al.*, 2002).

Ensuite, les pesticides, bien que largement utilisés pour protéger la vigne, laissent des résidus chimiques (organochlorés, organophosphorés, néonicotinoïdes) qui persistent parfois jusqu'à la récolte. Ces résidus peuvent affecter la qualité microbiologique et chimique des raisins (Ecobichon, 2001 ; Aktar et *al.*, 2009 ; Goulson, 2013).

Aussi, les métaux lourds, en particulier le cuivre utilisé en viticulture biologique, peuvent s'accumuler dans le sol puis dans la plante, risquant de dépasser les seuils réglementaires dans les produits finis (Komárek et *al.*, 2010).

Enfin, les polluants organiques persistants (POPs), tels que les dioxines et les HAP (hydrocarbures aromatiques polycycliques), issus de sources industrielles ou atmosphériques, peuvent contaminer directement les baies exposées, compromettant la salubrité des produits issus de la vigne (UNEP, 2021 ; ClientEarth, 2022).

Ces différentes formes de pollution chimique soulèvent des enjeux majeurs en matière de contrôle qualité, notamment pour assurer la conformité réglementaire, la sécurité des consommateurs, elles ne sont pas seulement un problème environnemental : elles représentent un risque direct pour la chaîne agroalimentaire et la santé humaine (Komárek et *al.*, 2010 ; Pavlović et *al.*, 2023).

8.2 Effets généraux des stress abiotiques

8.2.1 Altération de la fertilité des sols

La pollution chimique compromet directement la qualité agronomique des sols en perturbant leur fonctionnement biologique. Certains polluants, notamment les métaux lourds comme le cuivre, peuvent inhiber l'activité enzymatique essentielle du sol et déséquilibrer les communautés microbiennes utiles à la santé des cultures. À des concentrations élevées, le cuivre exerce une phyto-toxicité avérée, réduisant l'activité des micro-organismes impliqués dans la décomposition de la matière organique, un processus crucial pour la fertilité du sol (Neaman et *al.*, 2024).

En résumé La pollution chimique affecte la vigne au niveau physiologique : Inhibition enzymatique, stress oxydatif, déficience chlorophyllienne.

8.2.2 Induction de stress physiologiques chez la plante

Les contaminants chimiques présents dans l'environnement viticole affectent les fonctions physiologiques des plantes, en particulier en générant un stress oxydatif par la

production excessive d'espèces réactives de l'oxygène (ROS). Ils peuvent également interférer avec l'absorption de nutriments essentiels tels que le zinc (Zn) et le fer (Fe), ou encore perturber le bon fonctionnement des chloroplastes. Ces altérations se traduisent généralement par des symptômes visibles comme la chlorose, une croissance ralentie, voire des anomalies morphologiques et métaboliques compromettant le rendement et la qualité des raisins (Zhu et *al.*, 2025).

8.2.3 Risques de contamination des produits finis

L'une des principales préoccupations en agroalimentaire concerne la présence de résidus de polluants dans les produits finis. Des analyses ont mis en évidence la persistance de pesticides et de métaux lourds dans les raisins et les vins issus de parcelles exposées à des intrants chimiques. Bien que des seuils réglementaires aient été fixés par l'Union européenne à travers les Limites Maximales de Résidus (LMR), des dépassements sont parfois constatés. Par exemple, des niveaux de cuivre supérieurs aux normes autorisées dans plusieurs vignobles slovènes, soulignant ainsi un risque pour la sécurité alimentaire et la conformité des produits aux exigences de qualité Pavlović et *al.* (2023).

8.3 Conséquences des intrants chimiques sur la vigne et le raisin

La vigne est une culture sensible, dont la qualité dépend fortement de l'environnement, des pratiques culturales et de la gestion phytosanitaire. Dans un contexte viticole marqué par l'usage intensif d'intrants chimiques, il devient essentiel d'évaluer les effets de la pollution sur le développement de la plante, la qualité du raisin et la sécurité des produits finis (Verdenal et *al.*, 2021; Wang et *al.*, 2021).

8.3.1 Effets sur la croissance végétative de la vigne

• Réduction de la croissance et anomalies physiologiques

La croissance de la vigne dépend d'un sol équilibré, exempt de toxines, et d'un métabolisme cellulaire fonctionnel. Or, la pollution chimique perturbe ce fonctionnement : les pesticides, les herbicides et les métaux lourds présents dans le sol ou absorbés par la plante entraînent des effets visibles tels qu'une réduction de la longueur des sarments, une chlorose foliaire et un développement racinaire déficient (Neaman et *al.*, 2024 ; Komárek et *al.*, 2010).

8.3.2 Altération de la qualité des raisins

8.3.2.1 Modification de la composition chimique

Le stress chimique modifie la composition biochimique des baies. L'exposition à des métaux lourds comme le cadmium, le cuivre ou le plomb diminue la teneur en sucres (°Brix), affecte l'acidité titrable et modifie le pH, éléments déterminants pour l'équilibre gustatif et la vinification (Eltafi et *al.*, 2025 ; McLaughlin et *al.*, 1999).

8.3.2.2 Perte d'arômes et réduction des composés phénoliques

L'inhibition du métabolisme secondaire provoquée par les pesticides réduit la synthèse de flavonoïdes, anthocyanes et composés aromatiques spécifiques aux cépages (Zhu et *al.*, 2025 ; Martín-García et *al.*, 2024). Cela a un impact direct sur la typicité des vins, leur potentiel antioxydant et leur qualité organoleptique – des critères clés pour les contrôles qualité en laboratoire.

8.3.3 Conséquences sur le rendement et la productivité

- **Diminution du rendement par pied et par hectare**

La pollution chronique diminue le nombre de grappes, le calibre des baies et le poids total récolté à l'hectare. Ces pertes sont liées à la dégradation du sol, à la réduction de la biodiversité microbienne et à l'inhibition de l'absorption des nutriments (Fließbach et *al.*, 2007 ; Horticulturae, 2024). tel que le cuivre qui est un polluant historique en viticulture

L'effet cumulatif du cuivre utilisé en traitement fongicide (bouillie bordelaise) est bien documenté. Il a été démontré que des taux élevés de Cu dans le sol entraînent une baisse significative de rendement, parfois sur plusieurs campagnes viticoles successives (Neaman et *al.*, 2024 ; Arias-Estévez et *al.*, 2008).

8.4 Altérations physiologiques et déséquilibres nutritionnels

8.4.1 Carences induites par la pollution

Les polluants chimiques interfèrent avec l'absorption des éléments essentiels (Mg, Fe, Zn), entraînant des carences nutritionnelles visibles (chloroses, retard de croissance). Ces carences affectent le bon déroulement de la photosynthèse et le métabolisme carboné (Kabata-Pendias&Pendias, 2001).

8.4.2 Stress oxydatif chronique

Face aux toxines, la vigne tente de mobiliser ses défenses antioxydantes (enzymes telles que SOD, peroxydase, catalase). Toutefois, cette réponse est souvent insuffisante, conduisant à la peroxydation des lipides, la détérioration des membranes cellulaires et la perte de certaines fonctions enzymatiques vitales (Zhu et *al.*, 2025 ; Eltafi et *al.*, 2025).

8.5 Bioaccumulation et risques pour les produits viticoles

•Transfert de résidus dans les moûts et les vins

La contamination des raisins se répercute directement sur les jus et vins. Des résidus de glyphosate, triazoles, cuivre ou cadmium ont été retrouvés dans des échantillons commerciaux, parfois au-delà des limites maximales résiduelles (Pavlović et *al.*, 2023 ; Client Earth, 2023).

Chapitre II

Matériel et Méthodes



1. Objectif de l'étude

Cette étude a été réalisée au niveau des Laboratoires d'analyses physico-chimiques et microbiologiques du département Microbiologie-Biochimie de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou durant la période (Mars-Juillet 2025).

Cette étude a pour objectif d'analyser l'impact de diverses conditions environnementales et pédoclimatiques sur la culture de vigne. Nous avons évalué certaines propriétés physicochimiques, et biochimiques des échantillons de feuilles de vigne et du sol. De plus, une analyse microbiologique a été réalisée.

2. Situation géographique de la région d'étude

La région d'étude se trouve dans un vignoble à Dellys, dans la wilaya de Boumerdès au nord-centre de l'Algérie (Latitude 36.91563 et Longitude 36.91563).



Figure 6 : carte géographique représentatif de la région de Dellys (WEB).

3. Présentation de la région d'étude

La wilaya de Boumerdès est une région à forte vocation agricole. La superficie totale dédiée à la viticulture y est estimée à environ 11 000 hectares, dont la majorité se trouve dans la partie Est, notamment à Dellys, où se concentrent les grands vignobles. Cette wilaya occupe une place importante dans la production nationale, puisque 40 à 45 % du raisin de table

algérien en provient. Chaque année, la surface viticole augmente d'environ 500 hectares, reflétant une dynamique de croissance soutenue (DSA, 2024).

4. Climat

La commune de Dellys, située sur le littoral méditerranéen, est soumise à un climat typiquement méditerranéen, modulé par la diversité du relief, qui influence la répartition thermique et pluviométrique (WeatherSpark, n.d.). Ce dernier joue un rôle déterminant dans la distribution des températures et des précipitations sur l'ensemble du territoire communal (a-contresens, n.d.). Les hivers sont généralement doux et humides, caractérisés par des précipitations abondantes, tandis que les étés sont secs et relativement chauds, avec des pluies rares (AccuWeather, n.d.; MétéoConsult, n.d.).

Selon les données de l'Office National de la Météorologie (2006–2025), la température moyenne annuelle oscille entre 15 °C et 28 °C, avec des maxima atteignant parfois 31 °C en été (Samson, 2025). La pluviométrie moyenne annuelle avoisine 600 mm, concentrée entre novembre et mars. L'humidité relative est modérée, autour de 60 %, et les vents, souvent réguliers, contribuent à la régulation thermique (WeatherSpark, 2025).

Cette alternance saisonnière, combinée à la topographie, joue un rôle clé dans la fertilité des sols, la physiologie de la vigne et la diversité des écosystèmes agricoles.

5. Matériel

5.1 Matériel végétal

Le matériel végétal étudié est constitué de feuilles de vigne (*Vitis vinifera* L.), prélevées sur une parcelle viticole de la région de [Dellys wilaya de Boumerdès] et de la flore spontanée associée à la vigne.

5.2 Produits phytosanitaires

Des produits chimiques (engrais et intrants viticoles) (Fig. 7) couramment utilisés dans la région ont été examinés, à savoir :

- PK-20-25-20 SO₃
- Engrais azoté urée 46%

Ces intrants ont été manipulés et préparés conformément aux méthodes analytiques retenues pour l'évaluation de leurs impacts sur la vigne et le sol.



Figure 7 : Engrais chimiques utilisés dans la parcelle (1 : PK 20-25- SO_3 / 2 : engrais azoté urée 46% / 3 : Engrais 15-15-15+ 24% SO_3 / 4 : Engrais NPK 20-20-20 TE).

5.3 Matériel du laboratoire et produits utilisés

Les annexes 1 et 2 rassemblent l'ensemble des équipements, solvants, réactifs chimiques, milieux de culture et matériels ayant servi à la conduite de cette étude expérimentale.

6. Méthodes

6.1 Echantillonnage

6.1.1 Echantillonnage des feuilles de vigne

Les feuilles de vigne (*Vitis vinifera* L.), ont été collectées sur des parcelles viticoles situées dans la région de [Dellys wilaya de Boumerdès]. Les prélèvements ont été effectués à l'aide de ciseaux désinfectés à l'alcool pour éviter toute contamination croisée. Les feuilles récoltées ont été soigneusement lavées afin d'éliminer les impuretés superficielles, puis séchées à température ambiante à l'abri de la lumière. Elles ont ensuite été broyées à l'aide d'un broyeur électrique (mixeur) jusqu'à l'obtention d'une poudre homogène, conservée dans des bocaux en verre hermétiques pour les analyses ultérieures.

Environ 50 feuilles par zone ont été collectées, conformément aux protocoles standards utilisés pour les analyses physico-chimiques.



Figure 8 : Feuilles de vigne collectées

6.1.2 Echantillonnage du sol

Nous avons analysé des échantillons de sol provenant de différents endroits de la même parcelle viticole (Fig.8). Ces échantillons ont été collectés à une profondeur moyenne d'environ 35cm comme suit :

- **Dans la parcelle (zone en pente et zone plane) :** Quatre échantillons de sol ont été prélevés directement dans la parcelle (avec fusion de deux d'entre eux), à une profondeur d'environ 35cm, correspondant à la couche active des racines et de l'activité biologique. Les points de prélèvement ont été choisis de manière à représenter la diversité topographique (zone en pente et zone plane).
- **Sur le pourtour de la parcelle :** Trois échantillons supplémentaires ont été collectés aux abords de la parcelle (échantillons témoins), respectivement sur les côtés Ouest (5 m), Nord (5 m), Sud (5 m) et Est (limite du champ). Ces prélèvements périphériques visent à évaluer l'hétérogénéité du sol et à identifier d'éventuelles influences extérieures. Chaque échantillon a été prélevé à l'aide d'une tarière, après élimination de la litière superficielle, afin d'obtenir uniquement le sol minéral. Les échantillons ont ensuite été placés dans des sacs plastiques propres, soigneusement étiquetés (localisation, profondeur), puis transportés au laboratoire pour des analyses physico-chimiques.



Figure 9 : Aspect des sols prélevés, 1 : Plat/ 2 : Pente/ 3 : Pourtour plat/ 4 : Pourtour pente.

6.1.3 Echantillonnage de la flore spontanée associée à la vigne

La flore spontanée associée à la vigne a été inventoriée et prélevée de manière sélective. On a trouvé les espèces suivantes : *Genista Pilosa* L. ; *Vicia Faba* L. ; *Ecballium El Aterium* (L.) A Rich. ; *Mercunrialis Annu*a L. ; *Sorghum Halepense* (L.) Pers ; *Epilobium Tetragonum* L. *Vicia Sativa* L. Ces plantes adventices, présentes naturellement dans la parcelle, ont été collectées afin d'évaluer leur rôle potentiel comme bioindicateurs de la qualité du sol et de la pollution chimique. Après identification botanique, elles ont été séchées, broyées et conservées dans les mêmes conditions que les feuilles de vigne.



Figure 10 : Identification de la flore spontanée présente sur les champs de vigne étudiés (plat et pente).

7. Analyses physico-chimiques

Nous avons adopté les mêmes protocoles pour effectuer les analyses physico-chimiques des échantillons de sol, des feuilles de vigne, et de la flore spontanée.

7.1 Mesure de pH

Le pH représente le degré d'acidité ou de basicité d'un produit. Sa détermination s'effectue à l'aide d'un pH-mètre.

- **Mode opératoire**

Prélever 4 g de l'échantillon, les macérer dans 100 ml d'eau distillée, puis agiter la solution pendant 5min jusqu'à l'obtention d'un liquide homogène. Procéder à l'étalonnage du pH-mètre à l'aide d'une solution tampon. Prélever un volume adéquat de l'extrait, suffisant pour immerger complètement l'électrode du pH mètre dans le filtrat de cette solution, puis relever directement la valeur du pH indiquée par l'appareil, réalisé trois essais (AOAC, 2000).

7.2 Acidité titrable

En suivant la méthode colorimétrique par la norme Française NF V 05-101 (AFNOR 1974), elle se repose sur un titrage acido-basique avec une solution de NaOH (0,1N), en présence de phénolphaléine comme indicateur coloré.

• Mode opératoire

1. Peser 1 g de poudre de l'échantillon.
2. Introduire l'échantillon dans une fiole conique et ajouter 100 mL d'eau distillée. Agiter soigneusement.
3. Chauffer le mélange au bain-marie pendant 30 minutes, puis laisser refroidir, ensuite filtrer.
4. Transvaser le contenu dans une fiole jaugée de 100 mL, compléter au trait de jauge avec de l'eau distillée chaude (bouillie puis refroidie), puis homogénéiser.
5. Filtrer la solution et prélever 10 mL, puis diluer ce volume dans 10 mL d'eau distillée.
6. Ajouter quelques gouttes de phénolphaléine à 1% comme indicateur.
7. Titrer avec la solution de NaOH 0,1 N jusqu'à l'apparition d'une coloration rose stable pendant au moins 30 secondes.
8. Noter le volume de NaOH dépensé pour le titrage.

• Expression des résultats

L'acidité titrable est calculée selon la formule suivante :

$$A\% = 175 \times V_1 / (V_0 + M) \dots \dots \dots (1)$$

Soit :

M : masse prélevée en gramme ;

V₀ : volume en mL de la prise d'essai ;

V₁ : volume en mL de la solution NaOH à 0,1N.

7.3 Dosage de l'acide ascorbique

Ce dosage a été réalisé par la méthode iodométrique telle décrite par Lépengué et *al.* (2011). Elle est basée sur la réaction d'oxydation de l'acide ascorbique par l'iode en milieu acide.

• Mode opératoire

1. Prélever 50 mL de filtrat.
2. Ajouter 3 mL d'acide sulfurique (H₂SO₄) à 0,1 N.
3. Incorporer quelques gouttes de solution d'amidon à 0,5 % servant d'indicateur coloré.

4. Titrer la solution par une solution d'iode à 0,05 % jusqu'à l'apparition d'une coloration bleue caractéristique, indiquant le point d'équivalence.

• **Expression des résultats**

La teneur en acide ascorbique dans l'échantillon est calculée selon la relation suivante :

$$Y = V \times 20 \times 4,4 \text{ d'acide ascorbique} \dots \dots \dots (2)$$

Avec :

- **Y** : quantité de vitamine C dans l'échantillon (mg/L),
- **V** : volume de solution d'iode consommé (ml).

7.4 Dosage des flavonoïdes

Les flavonoïdes ont été évalués par la méthode du trichlorure d'aluminium (Bahorun et al. 1996).

• **Mode opératoire**

Le digramme de la (Figure 9) présente les différentes étapes respectées pour le dosage des flavonoïdes. La quantification des flavonoïdes a été effectuée en utilisant l'équation de régression de la droite d'étalonnage présentée en annexe N3. Les résultats en flavonoïdes sont exprimés en mg Quercétine /g MS.

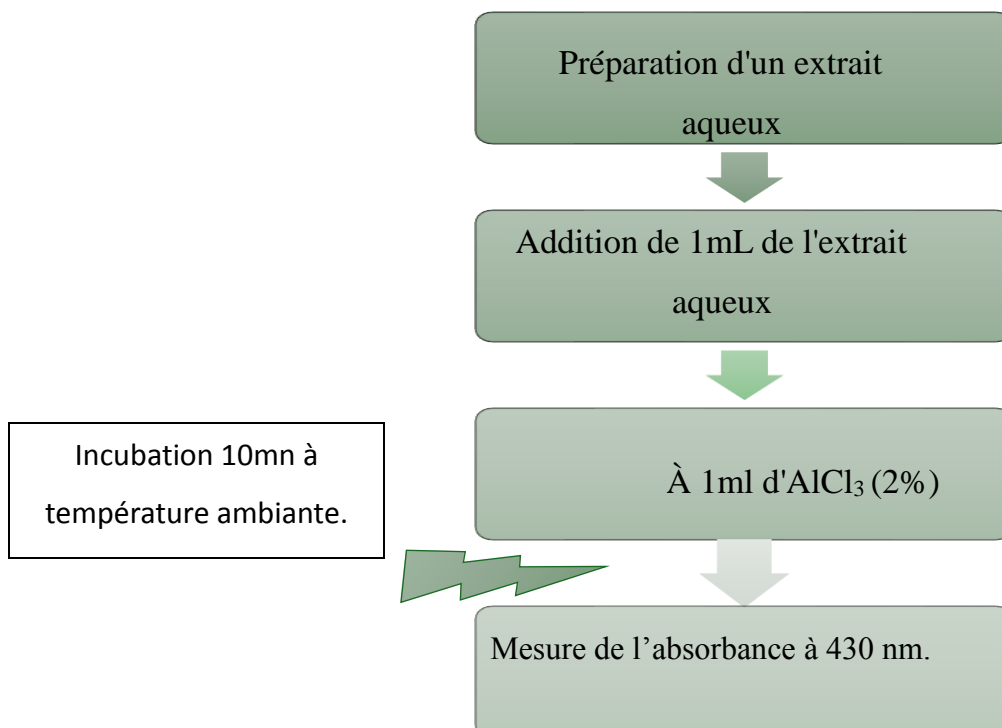


Figure 11 : Etapes de dosage des flavonoïdes

7.5 Dosage des caroténoïdes

La méthode de Sass-Kiss et *al.* (2005), a été utilisée pour le dosage des caroténoïdes qui repose sur les propriétés spectrophotométriques de ces pigments liposolubles.

•Mode opératoire

Les différentes étapes respectées pour le dosage des caroténoïdes sont résumées sur la figure N°10.

Les concentrations en caroténoïdes sont calculés au moyen d'une droite d'étalonnage présentée dans l'annexe N°3 et exprimées en mg β carotène /g MS.

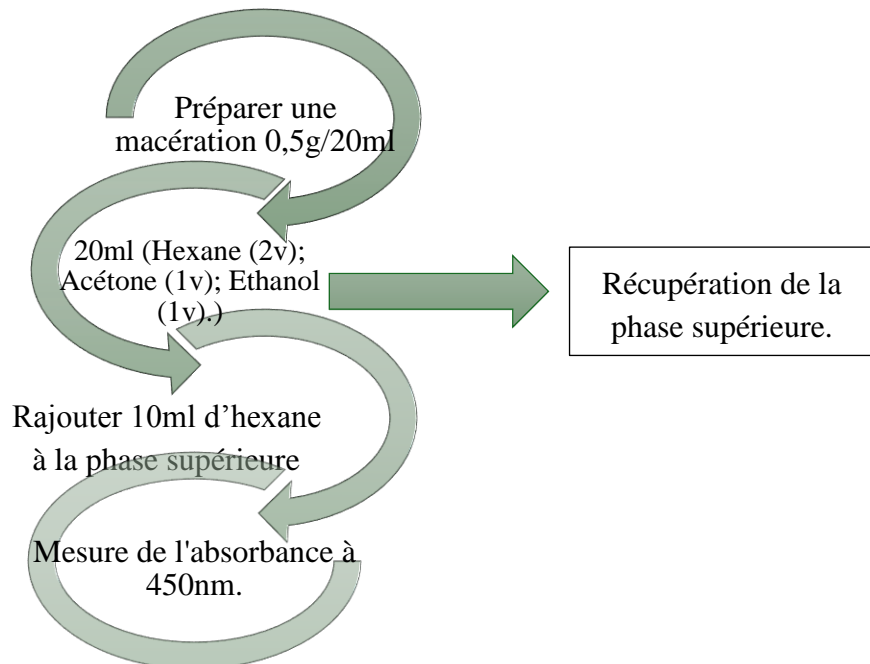


Figure 12 : Etapes de dosage des caroténoïdes (Sass-Kiss et *al.*2005)

7.6 Dosage des Polyphénols Totaux

Le dosage des Polyphénols Totaux (PPT) dans chaque extrait a été réalisé selon la méthode de Folin-Ciocalteu (Singleton et *al.* 1999).

•Mode opératoire

Une quantité de 0,5 g de poudre a été soumise à une extraction par macération dans 20 ml d'eau distillée, durant 24 à 48 heures. Les extraits obtenus ont ensuite été filtrés.

Le schéma de la figure N°11 présente les différentes étapes de dosage des PPT.

Les concentrations en PPT ont été calculées aux moyennes d'une courbe d'étalonnage (Annexe N°3) utilisant l'acide Gallique comme Standard et exprimées en mg EAG/g MS.

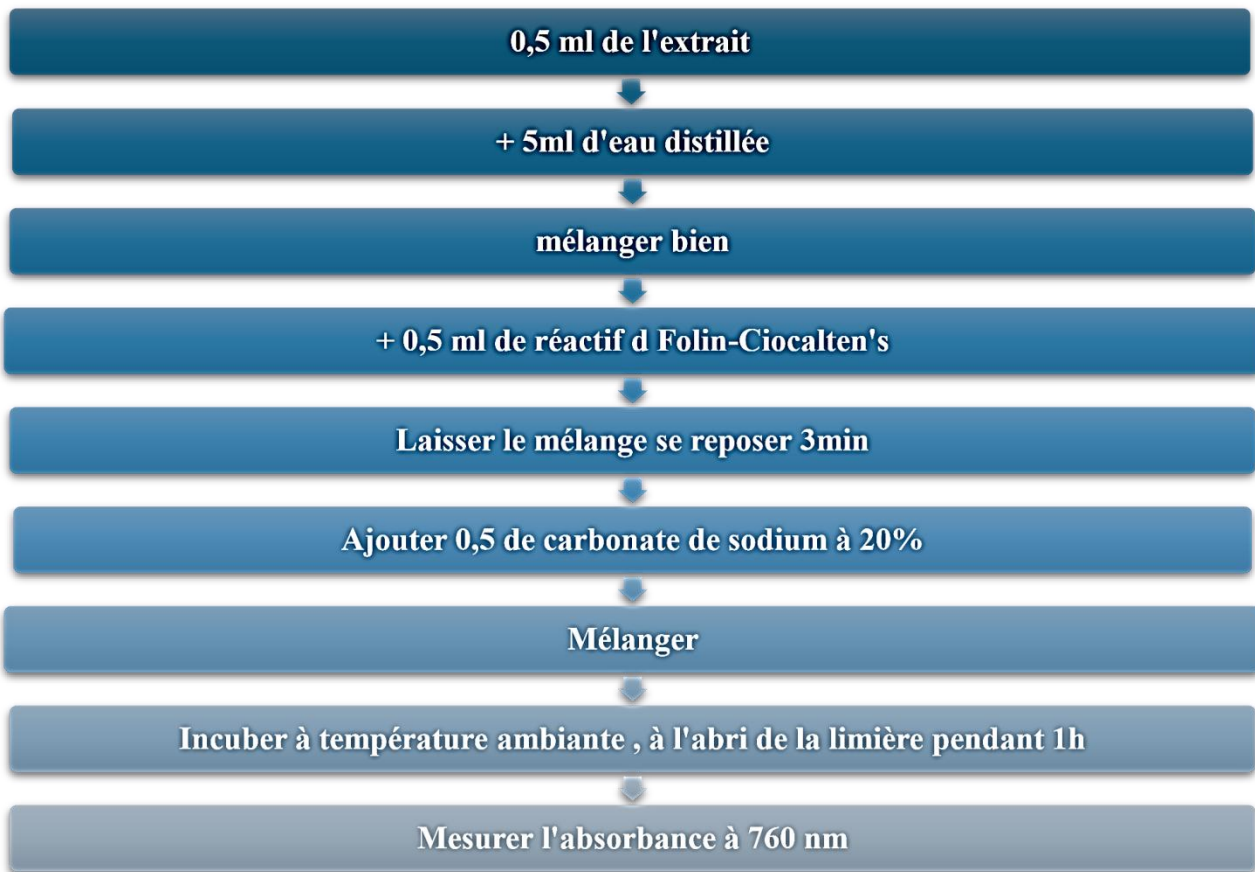


Figure 13 : diagramme du dosage des PPT (Singleton et *al.*, 1999).

7.7 Détermination de l'activité antioxydante par DPPH

L'activité antioxydante des extraits de feuilles de vigne a été déterminée selon la méthode décrite par Kroyer et Hegedus (2001).

•Mode opératoire

Un volume de 0,1 ml d'extrait a été ajouté à 3,9 ml d'une solution de DPPH à 0,004 % (60 mM) préparée dans un mélange éthanol/eau.

Les mélanges ont été incubés pendant 30 minutes à l'obscurité, puis l'absorbance a été mesurée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. La solution radicalaire de DPPH a été préparée fraîchement avant chaque essai, lequel a été répété au moins trois fois afin d'assurer la reproductibilité des résultats (Kroyer&Hegedus, 2001).

Le pourcentage d'inhibition du radical DPPH a été calculé selon l'équation suivante :

$$\% \text{ inhibition} = \frac{\text{DO e blanc} - \text{DO de l'échantillon}}{\text{DO de blanc}} \dots \dots \dots (3)$$

7.8 Indice de gonflement

- **Principe**

L'indice de gonflement correspond au volume (en ml) occupé par 1 g de poudre après hydratation dans l'eau, y compris le mucilage qui s'y développe (Paris, 1976).

- **Mode opératoire**

1. Introduire 1 g de poudre dans une éprouvette graduée à bouchon rodé (20 cm de hauteur, 20 mm de diamètre).
2. Humecter la poudre avec 1 ml d'alcool, puis ajouter 25 ml d'eau distillée.
3. Agiter énergiquement toutes les 10 minutes pendant une durée totale d'1 heure.
4. Réaliser trois essais simultanément.

L'indice de gonflement (IG) est calculé comme la moyenne des volumes obtenus :

$$IG = (V1 + V2 + V3)/3 \dots \dots \dots (4)$$

Où V1, V2, V3 représentent les volumes (en ml) relevés pour chaque essai.

7.9 Dosage de la chlorophylle

- **Principe**

La chlorophylle est un pigment photosynthétique majeur présent dans les tissus végétaux. Son dosage repose sur une extraction par solvant organique, suivie d'une lecture spectrophotométrique. Les chlorophylles absorbent fortement à deux longueurs d'ondes 645 et 663 nm. Les concentrations en chlorophylle a, chlorophylle b et la chlorophylle totale sont déterminées à partir des équations d'Arnon (1949), révisées par Lichtenthaler (1987).

- **Mode opératoire**

1. Prélever 1 g de poudre de feuille de vigne.
2. Extraire les pigments avec 10 ml d'acétone à 80 %.
3. Centrifuger à 4000 tr/min pendant 10 minutes pour clarifier l'extrait.
4. Mesurer l'absorbance du surnageant à 645 nm et 663 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible.

$$\text{Chlorophylle totale} = (7,12 \times A663) + (16,8 \times A645) \dots \dots (5)$$

$$\text{Chlorophylle a} = (9,93 \times A663) - (0,777 \times A645) \dots \dots (a)$$

$$\text{Chlorophylle b} = (17,6 \times A663) - (2,81 \times A645) \dots \dots (b)$$

7.10 Détermination de la texture de sol (méthode par saturation)

•Principe

La texture est définie comme l'ensemble des propriétés physiques (fermeté, plasticité, cohésion) que présente une pâte issue de la poudre végétale. La méthode par saturation consiste à hydrater progressivement la poudre avec de l'eau jusqu'à obtention d'une pâte homogène. L'aspect et la consistance de la pâte obtenue permettent d'évaluer la texture du matériau.

○Mode opératoire

1. Peser une capsule vide.
2. Peser une quantité de 5 g de l'échantillon.
3. Mettre l'échantillon dans la capsule et repeser (P1).
4. Ajouter de l'eau distillée goutte à goutte jusqu'à saturation, tout en homogénéisant à l'aide d'une spatule.
5. Continuer l'addition d'eau jusqu'à ce que la pâte formée ne puisse plus absorber davantage de liquide.
6. Sécher à l'étuve à 105°C pendant 24h.
7. Peser la capsule une troisième fois (P2).
8. Évaluer la texture de la pâte formée :
 - **Plasticité** : capacité à se modeler sans se fissurer. ○
 - **Cohésion** : maintien de la forme sans se désagréger. ○
 - **Collant** : adhérence de la pâte aux doigts ou au récipient.

7.11 Détermination de l'humidité

L'analyse de l'humidité a été effectuée selon le mode opératoire suivant :

1. Peser trois capsules vides, prendre P1
2. Tarer la balance, puis peser 3g de l'échantillon dans chaque capsule.
3. Prendre le poids totale (capsule+ échantillon), P2.
4. Placer les capsules dans l'étuve à 105°C pendant 24H.
5. Après 24H, en utilisant le dessiccateur, on les déplace pour repeser P3.
6. Replacer dans l'étuve, et repeser chaque 30min jusqu'à avoir un poids P4 stable.

$$Hg = \frac{MsMe - Ms}{Ms} \times 100 \dots \dots (6)$$

- Hg : humidité gravimétrique (%)

- Me : masse de l'échantillon humide (g)
- Ms : masse de l'échantillon sec après étuvage (g)

8. Analyse IR

Cette analyse a été réalisée au niveau du laboratoire de chimie du département des Sciences de l'UMMTO.

9. Analyses microbiologiques

9.1 Préparation de l'inoculum

1. Les feuilles de vigne collectées ont été découpées en petits fragments dans un mortier stérile, devant le bec Bunsen.
2. Une suspension a été préparée en mélangeant 25 g d'échantillon avec 225 mL d'eau physiologique stérile (NaCl), correspondant à une dilution initiale de 10^{-1} .
3. Le mélange a été homogénéisé à l'aide d'un homogénéisateur pendant 3min.
4. La suspension a été ensuite filtrée à travers un papier filtre stérile afin d'éliminer les débris grossiers et obtenir l'extrait végétal.

9.2 Isolement des bactéries lactiques

1. Des dilutions en série décimales (jusqu'à 10^{-3}) ont été préparées à partir de la dilution 10^{-1} dans l'eau physiologique stérile.
2. Chaque dilution a étéensemencée sur :
 - MRS Agar (de Man, Rogosa& Sharpe ; Biokar Diagnostics, France) : sélectif pour l'isolement des *Lactobacilles*.
 - M17 Agar (Oxoid, Royaume-Uni) : sélectif pour le développement Streptocoques lactiques.
3. Les ensemencements ont été réalisés :
 - En profondeur (ensemencement en masse, 1 mL/dilution),
 - En surface (stries sur surface avec 0,1 mL/dilution).
4. Les boîtes ont été incubées à 30 ± 2 °C et 37 ± 2 °C pendant 48 à 72 h en conditions anaérobies.
5. Après incubation, les colonies présentant une morphologie typique des bactéries lactiques (blanches, crémeuses, convexes) ont été sélectionnées.

6. Les isolats ont été purifiés par repiquages successifs toutes les 48 h jusqu'à obtention de cultures pures.
7. Les souches purifiées ont ensuite été caractérisées par :
 - Examen morphologique (taille, forme, bordure, élévation).

9.3 Isolement des champignons (Milieu Sabouraud)

- Ensemencement en surface sur le milieu Sabouraud avec 0,1 mL d'extrait puis incubation à 37 °C pendant 24–48 h.
- Ensemencement en surface avec 0,1 mL d'extrait sur le milieu Sabouraud puis incubation à 30 °C pendant 24–48 h.
- Ensemencement en profondeur avec 1 mL d'extrait puis incubation à 30 °C pendant 24–48 h.

9.4 Détermination de la flore totale sur gélose nutritive

Afin d'évaluer la flore bactérienne totale (aérobie et anaérobie), des ensemencements complémentaires ont été réalisés sur gélose nutritive (Nutrient Agar; Biokar Diagnostics, France) :

1. Ensemencement en surface avec 0,1 mL d'extrait, puis incubation à 37 °C pendant 24–48 h (boîte témoin incluse).
2. Ensemencement en surface avec 0,1 mL d'extrait, puis incubation à 30 °C pendant 24–48 h (boîte témoin incluse).
3. Ensemencement en profondeur avec 1 mL d'extrait, puis incubation à 30 °C pendant 24–48 h.

9.5 détermination biochimique des isolats microbiens

- **Principe**

La galerie biochimique classique regroupe une série de tests permettant d'identifier et de caractériser les souches bactériennes en fonction de leur capacité à utiliser différents substrats ou à produire certaines enzymes. Chaque test repose sur une réaction observable (trouble, changement de coloration, production de gaz ou formation de précipité), traduisant un résultat positif ou négatif.

- **Mode opératoire**

1. Préparer des suspensions bactériennes à partir de cultures pures.

2. Ensemencer aseptiquement les milieux sélectifs ou différentiels correspondant à chaque test biochimique (par ex. ODC, LDC, ONPG, test du nitrate, mannitol, mobilité, etc.).
3. Incuber à 30–37 °C pendant 24 à 48 h (jusqu'à 72 h selon le test et la croissance des bactéries lactiques).
4. Relever les résultats en observant les modifications de turbidité, de couleur ou la présence éventuelle de gaz.

Les résultats des tests biochimiques sont consignés dans une fiche d'identification et comparés aux clés de détermination proposées dans le Bergey's Manual of Systematic Bacteriology (Holt et *al.*, 2000).



Figure 14 : Préparation de la galerie biochimique au niveau de laboratoire microbiologie.

Chapitre III : Résultats Et Discussion.



1. Résultats des analyses physico-chimiques des échantillons

1.1 Sol

Les résultats des analyses physico-chimiques des sols prélevés à différents endroits de la parcelle sont présentés dans les tableaux N° I, II, III, IV.

Tableau I : Résultats des analyses physico-chimiques du sol (Champ plat)

Paramètres physicochimiques	Echantillon 1	Echantillon 2
pH	7,09 ± 0,37	5,72 ± 0,56
Texture (%)	41,88 ± 0,80	57,23 ± 1,65
Humidité (%)	48,48 ± 0,26	46,07 ± 0,24

Tableau II : Résultats des analyses physico-chimiques des sols du pourtour du champ plat

Paramètres physicochimiques	5M nord	5M sud	5M sud-est
pH	7,25 ± 0,04	8,08 ± 0,05	8,11 ± 0,03
Texture (%)	33,87 ± 0,75	34,01 ± 0,82	34,30 ± 0,73
Humidité(%)	54,36 ± 0,44	56,93 ± 0,47	54,04 ± 0,56

Tableau III : Résultats des analyses physico-chimiques du sol (champ pente)

Paramètres physicochimiques	Echantillon 1	Echantillon 2
pH	6,97 ± 0,23	7,52 ± 0,06
Texture (%)	70,08 ± 0,79	70,41 ± 0,72
Humidité (%)	54,30 ± 0,43	52,52 ± 0,35

Tableau IV : résultats d'analyses physico-chimiques du pourtour du champ pente.

Paramètres physicochimiques	5M nord	5M sud	5M sud-est
pH	7,44 ± 0,01	7,73 ± 0,02	7,77 ± 0,01
Texture (%)	68,74 ± 0,72	80,75 ± 0,81	60,63 ± 11,20
Humidité (%)	50,72 ± 0,36	48,86 ± 0,57	49,44 ± 0,56

○Sol champ plat

- Les échantillons de sol prélevés à l'intérieur du champ plat présentent un pH est neutre à légèrement acide ($7,09 \pm 0,37$ et $5,72 \pm 0,56$). En ce qui concerne leur texture varie entre $41,88 \pm 0,80$ et $57,23 \pm 1,65$, correspondant à des sols équilibrés à moyennement argileux. L'humidité est modérée ($48,48 \pm 0,26\%$ et $46,07 \pm 0,24\%$).
- Les échantillons de sol prélevés au tour du site présentent un pH alcalin variant de 7,25 à 8,11. Leur texture est relativement homogène (~34 %), et ils présentent une humidité élevée variant de 54,04% à 56,93%.

○Sol champ en pente

- Les échantillons de sol collectés à l'intérieur du site se caractérisent par une texture très argileuse (70,08 – 70,41), et une humidité élevée variant de 54,30 % à 52,52 %.
- Les échantillons de sol collectés au tour du site présentent un pH légèrement alcalin variant de 7,44 à 7,77, une texture est contrastée comprise entre 60,63 à 80,75 %), et une humidité modérée qui varie de 48,86% à 50,72%.

Les résultats obtenus montrent que, le sol plat présente une humidité modérée ($\approx 48-56\%$) et une texture équilibrée, des conditions qui favorisent la photosynthèse, la disponibilité en nutriments et la synthèse des composés bioactifs (polyphénols, flavonoïdes, caroténoïdes) essentiels à la qualité nutritionnelle et pharmacologique du raisin (Scholasch et *al.*, 2023).

À l'inverse, le sol en pente possède une texture très argileuse, une humidité élevée (54%) et une forte exposition à l'érosion hydrique et éolienne. Ce déficit hydrique induit un stress

abiotique qui limite l'ouverture stomatique et réduit l'activité photosynthétique (Chaves et *al.*, 2010 ; Costa et *al.*, 2024).

Ces contraintes abiotiques (sécheresse, déséquilibre chimique) fragilisent la vigne et augmentent sa sensibilité aux facteurs biotiques tels que les maladies cryptogamiques ou la perte de biodiversité microbienne du sol, ce qui affecte la résilience et la qualité des raisins (Morlat & Symoneaux, 2023 ; Torres et *al.*, 2025).

La pollution chimique interagit avec ces processus : sur un sol plat, elle a tendance à s'accumuler et à perturber l'équilibre chimique, tandis que sur un sol en pente, elle est lixiviée ce qui contribue à la dégradation du sol et à la contamination des eaux (FAO, 2024).

- Le champ plat est plus favorable au développement de la vigne grâce à une humidité et une structure équilibrée, bien qu'il présente un risque d'accumulation de polluants.
- Le champ en pente, est fortement exposé à l'érosion et au déficit hydrique, subit des stress abiotiques sévères (sécheresse, déséquilibre chimique). Ces conditions réduisent la photosynthèse, affaiblissent la vigne et la rendent plus sensible aux stress biotiques (agents pathogènes, perte de microbiote bénéfique). Cela entraîne une baisse du rendement et une diminution de la valeur nutritionnelle et pharmacologique des raisins.

1.2 Feuilles de vigne

Tableau V : Résultats des paramètres physico-chimiques et biochimiques des poudres de feuilles de vigne

Paramètres physicochimiques	Poudre de feuilles de vigne (champ plat)	Poudre de feuilles de vigne (champ pente)
pH	3,333 ± 0,058	3,467 ± 0,058
Acidité titrable (%)	1,100 ± 0,000	2,300 ± 0,100
Acide ascorbique (mg/g MS)	0,367 ± 0,058	0,300 ± 0,173
Chlorophylle totale (mg/g MS)	5,11 ± 0,63	5,34 ± 0,98
Indice de gonflement %	3,167 ± 0,416	3,300 ± 0,346
Taux des flavonoïdes Mg EQ/g MS	13,333 ± 1,806	25,62 ± 4,135

Taux des caroténoïdes Mg/g MS	0,35671±0,03451	0,48086±0,04033
Taux de Polyphénols Totaux mg GAE/g MF	26,702±5,847	3,649±1,900
Activité antioxydante (%)	0%	0%

Les feuilles issues du champ plat présentent un pH acide modéré ($3,333 \pm 0,058$), une faible acidité titrable ($1,100 \pm 0,000 \%$) et une teneur élevée en polyphénols totaux ($26,702 \pm 5,847$ mg GAE/g MF) et en acide ascorbique ($0,367 \pm 0,058$ mg/g MS). Ces résultats reflètent une bonne valeur nutritionnelle et pharmacologique, soutenant les fonctions antioxydantes et protectrices de la vigne (Scholasch et *al.*, 2023).

En revanche, les feuilles issues du champ en pente présentent une acidité titrable plus élevée ($2,300 \pm 0,100 \%$) et un taux de polyphénols totaux beaucoup plus faible ($3,649 \pm 1,900$ mg GAE/g MF). Cette diminution peut traduire une adaptation physiologique au stress abiotique (érosion, déficit hydrique), entraînant une réorientation métabolique vers l'accumulation de flavonoïdes ($25,62 \pm 4,135$ mg EQ/g MS) et de caroténoïdes ($0,480 \pm 0,040$ mg/g MS), connus pour leur rôle protecteur face au stress oxydatif. Cependant, cette réponse adaptative se fait au détriment de la photosynthèse et de la production de certains métabolites clés (Chaves et *al.*, 2010 ; Costa et *al.*, 2024).

Généralement, les conditions abiotiques tels que le déficit hydrique, l'érosion, le type sol, fragilisent la vigne et augmentent sa sensibilité aux stress biotiques (attaques microbiennes, diminution du microbiote bénéfique), impactant indirectement la qualité des feuilles (Morlat & Symoneaux, 2023 ; Torres et *al.*, 2025).

Nous pouvons constater que, la culture plane de la vigne favorise une meilleure synthèse de composés bioactifs et une photosynthèse optimale, tandis que la culture en pente induit une réponse adaptative au stress, avec un compromis entre protection physiologique et qualité nutritionnelle.

1.3 Engrais chimiques

Tableau VI : Résultats des paramètres physico-chimiques des engrais chimiques

Paramètres physicochimiques	Urée 46%	PK 20-25-20 + SO ₃
PH	6,667 ± 0,115	3,5 ± 0,0
Acidité titrable (%)	0,233 ± 0,058	0,2 ± 0,1
Acide ascorbique (mg/ g MS)	0,167 ± 0,058	0,233 ± 0,058
Chlorophylle totale mg/g MS	0,40 ± 0,04	3,08 ± 0,16
Indice de gonflement %	4,667 ± 1,443	4,067 ± 0,777
Taux de flavonoïdes Mg EQ/g MS	1,948±1,751	13,564 ± 0,427
Taux des caroténoïdes Mg/g MS	0,11310 ± 0,19822	0,00346 ± 0,00418
Polyphénols Totaux mg GAE/g MF	7,811 ± 0,517	4,028 ± 1,442
Activité antioxydante (%)	0%	0%

L'urée (46%) présente un pH proche de la neutralité ($6,667 \pm 0,115$), une faible acidité titrable ($0,233 \pm 0,058$ %) et des concentrations très faibles en flavonoïdes ($1,948 \pm 1,751$ mg EQ/g MS) et caroténoïdes ($0,113 \pm 0,198$ mg/g MS). Ces résultats suggèrent que cet engrais azoté n'induit pas directement la synthèse de composés bioactifs, mais qu'il favorise la croissance végétative en apportant de l'azote, élément clé de la fertilité et du métabolisme primaire de la vigne (Chaves *et al.*, 2010).

À l'inverse, l'engrais PK 20-25-20 + SO₃, très acide (pH 3,5), a stimulé l'accumulation de flavonoïdes ($13,564 \pm 0,427$ mg EQ/g MS), tout en entraînant une réduction drastique des caroténoïdes ($0,003 \pm 0,004$ mg/g MS) et des polyphénols totaux ($4,028 \pm 1,442$ mg GAE/g MF). Cette modulation indique que cet intrant chimique influence la voie des métabolites secondaires, en favorisant certaines synthèses (flavonoïdes) mais en inhibant d'autres

(caroténoïdes, polyphénols), traduisant un compromis physiologique de la vigne face au stress chimique et aux conditions environnementales (Costa et *al.*, 2024).

L'utilisation de l'Urée impact positivement la croissance de la vigne grâce à l'apport d'azote, mais n'améliore pas directement la synthèse de composés bioactifs ou l'activité antioxydante. En revanche ; l'utilisation du deuxième engrais le PK 20-25-20 + SO₃ a stimulé la production des flavonoïdes, mais la production de certains composés (caroténoïdes, polyphénols totaux) a diminué, traduisant un compromis physiologique de la vigne face au stress chimique et aux conditions environnementales.

1.4 Flore spontanée

Tableau VII : Résultats des paramètres physico-chimiques de la flore spontanée

Paramètres physicochimiques	Flore spontanée champ plat	Flore spontanée champ pente
pH	5,633 ± 0,115	5,867 ± 0,058
Acidité titrable (%)	0,167 ± 0,058	0,633 ± 0,058
Acide ascorbique (mg/g MS)	0,233 ± 0,058	0,167 ± 0,058
Dosage de la chlorophylle mg/g MS	2,77±0,58	2,58±0,83
Indice de gonflement %	4,067 ± 0,777	4,667 ± 1,443
Taux des flavonoïdes Mg EQ /g MS	6,421±1,333	4,43±0,47
Taux des caroténoïdes mg/g MS	0,13006±0,02439	0,31221±0,03606
Polyphénols Totaux mg GAE/g MF	4,204±1,214	4,309±0,458
Activité antioxydante (%)	10%	7%

La flore spontanée collectée dans le champ plat présente un pH légèrement acide (5,633 ± 0,115), une acidité titrable faible (0,167 ± 0,058 %) et une concentration modérée en flavonoïdes (6,421 ± 1,333 mg EQ/g MS) et polyphénols totaux (4,204 ± 1,214 mg GAE/g MF). L'activité antioxydante reste faible (10 %), indiquant une composition biochimique stable mais limitée en potentiel protecteur (Scholasch et *al.*, 2023).

En champ en pente, la flore spontanée montre une acidité titrable plus élevée ($0,633 \pm 0,058 \%$), une accumulation plus importante de caroténoïdes ($0,312 \pm 0,036 \text{ mg/g MS}$) et une légère diminution en flavonoïdes ($4,43 \pm 0,47 \text{ mg EQ/g MS}$) et polyphénols totaux ($4,309 \pm 0,458 \text{ mg GAE/g MF}$). Cette réorientation métabolique traduit une réponse adaptative aux stress abiotiques (érosion, déficit hydrique), avec un renforcement des composés photoprotecteurs pour limiter le stress oxydatif (Costa et *al.*, 2024).

La teneur relativement stable en chlorophylle ($2,77 \pm 0,58 \text{ mg/g MS}$ au plat vs $2,58 \pm 0,83 \text{ mg/g MS}$ en pente) suggère que la photosynthèse des espèces spontanées est moins affectée que celle de la vigne cultivée. Cependant, les variations observées dans les flavonoïdes et caroténoïdes confirment que les conditions de pente influencent la qualité biochimique et pharmacologique de ces plantes, en augmentant leur vulnérabilité aux stress biotiques et à la compétition interspécifique (Morlat & Symoneaux, 2023).

Ces résultats montrent aussi que les caroténoïdes sont des indicateurs sensibles de la réponse de la vigne aux contraintes environnementales. Leur accumulation en conditions stressantes contribue à la protection des tissus foliaires, à une photosynthèse efficace et à la valeur nutritionnelle et pharmacologique des feuilles.

2. Résultats de l'infra rouge

L'analyse de l'infrarouge a été effectuée sur la poudre de vigne et les produits chimiques.

A. Poudres de vigne

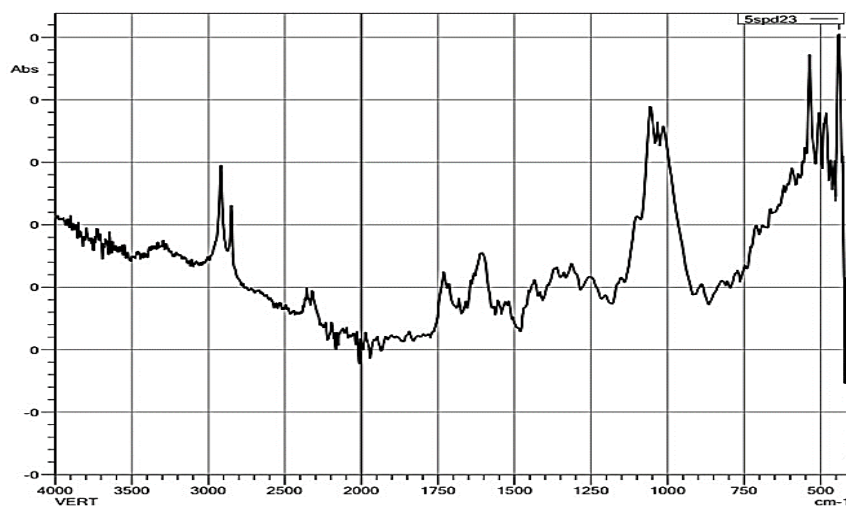


Figure 15 : résultat de l'analyse de l'IR de la poudre de vigne

Le spectre FTIR de la poudre de vigne présente plusieurs bandes caractéristiques, notamment une large absorption vers 3300 cm^{-1} (O-H des polyphénols) et des signaux

autour de 1600 cm^{-1} (C=C aromatiques). Ces résultats confirment la richesse de la vigne en composés bioactifs (polyphénols, flavonoïdes), en cohérence avec les dosages chimiques.

B. Produits chimiques

On a réalisé l'infrarouge de deux types de produits chimiques utilisée dans le champ, les résultats sont présentés ci-dessous :

- **Infrarouge de l'engrais PK 20-25-20 +S03**

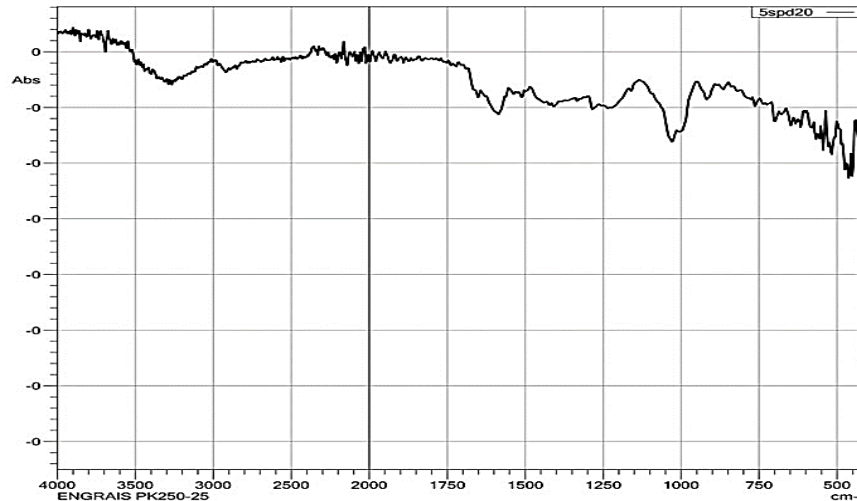


Figure 16 : résultat de l'analyse de l'IR de l'engrais PK 20-25-20 + SO_3

Le spectre de l'engrais PK montre des pics intenses dans la zone $1100\text{--}1000\text{ cm}^{-1}$, liés aux vibrations des groupements P–O (phosphates) et S=O (sulfates). Ces signaux reflètent sa nature minérale et confirment son rôle d'apport en phosphore, potassium et soufre, sans composés organiques complexes.

- **Infrarouge de l'engrais azoté urée 46%**

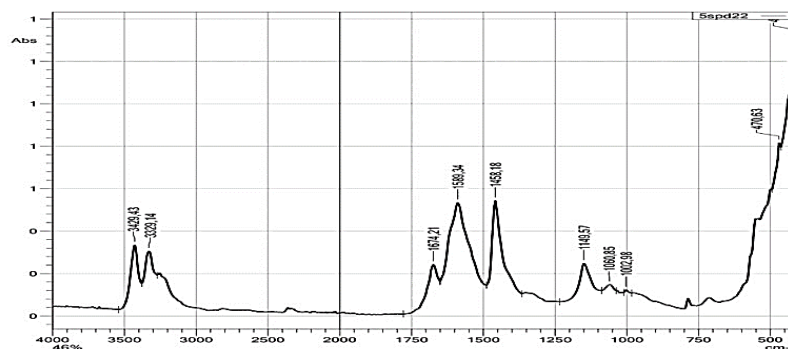


Figure 17 : résultats de l'analyse de l'IR de l'engrais azoté urée 46%

e à 3400 cm^{-1} (N–H) et un pic net autour de 1670 cm^{-1} (C=O des amides). Ce profil simple traduit la composition minérale de l'urée, qui fournit surtout de l'azote mais n'apporte pas de métabolites secondaires bioactifs.

En résumé :

- Vigne = spectre complexe → richesse biochimique.
- Urée = spectre simple → azote uniquement.
- PK = spectre minéral → phosphates et sulfates.

3. Résultats des analyses microbiologiques

3.1 Résultats de l'isolement des bactéries lactiques

Après incubation à 45°C des feuilles de vigne (champ plat) et (champ pente) sur les milieu M17, on a obtenu ces résultats suivants :

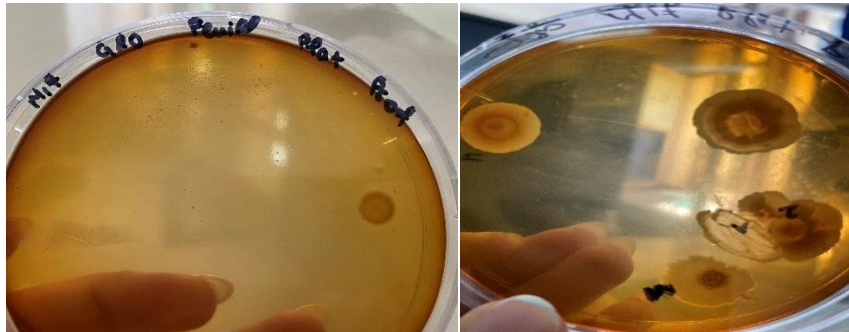


Figure 18 : résultats de croissance sur le milieu M17 (Feuille)

• Résultats de l'examen morphologique

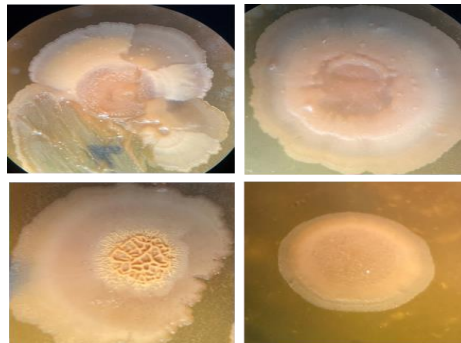


Figure 19 : observation macroscopique des résultats de croissance sur le milieu M17 (Feuille)

- Aucune croissance observée sur MRS et M17 pour le sol (Plat et pente).
- Quelques colonies obtenues sur M17 pour les feuilles (champ plat), et aucune apparition sur le milieu MRS (Plat et pente).

L'observation macroscopique des isolats de sols a révélé l'absence totale de croissance sur le milieu MRS, aussi bien pour les sols prélevés du terrain plat qu'en pente, ce qui indique une très faible abondance ou d'une absence de bactéries lactiques dans cet environnement. Ce constat peut s'expliquer par les conditions du sol (pH, humidité, faible apport de substrats fermentescibles) mais aussi par l'impact des intrants chimiques, connus pour réduire la biodiversité microbienne (Geisen et *al.*, 2023 ; Wei et *al.*, 2024).

Quelques colonies ont été observées sur le milieu M17 isolées à partir l'extrait des feuilles de vigne collectées sur le champ plat, alors qu'aucune croissance n'a été notée sur le MRS qui a été ensemencé pour l'extrait de feuilles de vigne issues du terrain en pente. Ces résultats suggèrent que, les bactéries lactiques présentes appartiendraient plutôt au genre *Lactococcus* ou apparentés, mieux adaptés aux conditions foliaires que les *Lactobacilles isolés sur le milieu MRS* (De Man, Rogosa, & Sharpe, 1960 ; Terzaghi&Sandine, 1975). L'absence des bactéries lactiques dans l'extrait de feuilles de vigne collectées du champ en pente peut refléter des conditions abiotiques plus stressantes (humidité, ensoleillement, ruissellement) ou une plus forte perturbation chimique du milieu (Santos et *al.*, 2023).

Dans l'ensemble, ces résultats mettent en évidence une faible diversité de la flore lactique dans les échantillons de feuilles de vigne, probablement influencée par les pratiques culturales et les conditions environnementales, ce qui confirme la sensibilité de ces bactéries au stress abiotique et à la pollution chimique (El Hage et *al.*, 2024 ; Wang et *al.*, 2025).

a. Résultats d'isolement sur le milieu Sabouraud

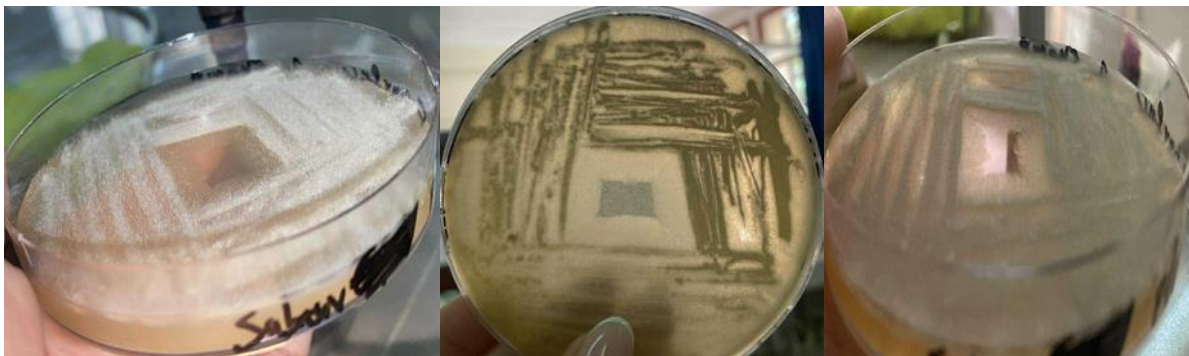


Figure 20 : Résultat de croissance de bactérie sur le milieu Sabouraud.

La culture d'extraits de feuilles de vigne sur le milieu Sabouraud a montré la croissance de bactéries (champignons). En revanche, les extraits de sols n'ont montré aucun développement sur ce milieu. La dominance bactérienne au niveau des feuilles est cohérente avec la littérature. Les organes aériens de la vigne sont en effet fréquemment colonisés par des champignons endophytes ou épiphytes, capables de résister aux conditions de stress abiotique (humidité variable, rayonnement UV) et de se développer sur des substrats pauvres (Pinto et *al.*, 2014 ; Zarraonaindia et *al.*, 2015).

L'absence de la flore fongique dans le sol, qui peut s'expliquer par des conditions édaphiques peu favorables ou par l'impact des intrants chimiques qui réduisent la viabilité des micro-organismes.

Ces résultats mettent en évidence que, contrairement aux bactéries lactiques fortement sensibles aux pratiques culturales et à la pollution chimique, certains champignons parviennent à persister et se développer. Cela confirme le rôle du microbiote fongique comme indicateur écologique plus résistant, capable de refléter l'état de santé de l'écosystème viticole.



Figure 21 : observation macroscopique de la croissance microbienne sur le milieu Sabouraud.

L'examen macroscopique de la culture fongique a révélé la présence des colonies caractérisées par les critères morphologiques suivants :

- **Aspect général** : Colonies circulaires, étalées, occupant la quasi-totalité de la surface.
- **Couleur (recto)** : Blanche.
- **Texture** : Duveteuse, cotonneuse, évoquant un champignon filamenteux.
- **Relief** : Plane à légèrement bombée au centre.
- **Contour** : Régulier.
- **Revers de la colonie** : Jaunâtre à brun clair.
- **Vitesse de croissance** : Rapide (colonisation complète en quelques jours).

Cette différence peut s'expliquer par plusieurs facteurs que les deux échantillons (sol et feuilles de vigne) sont soumis aux intrants chimiques et aux conditions abiotiques (pH neutre à légèrement basique, humidité variable, ruissellement), constitue un milieu moins favorable au développement des champignons saprophytes.

Les **feuilles**, en revanche, offrent une surface plus riche en nutriments (sucres, composés phénoliques) et sont directement exposées aux spores présentes dans l'air, favorisant ainsi la colonisation fongique.

L'isolement observé témoigne donc de la présence d'une flore fongique active dans l'environnement viticole étudié, reflétant à la fois les conditions climatiques et l'impact des pratiques culturales.

3.2 Résultats de la recherche de la flore totale sur la PCA (Plate Count Agar)

L'ensemencement des extraits de sol et de poudre de feuilles de vigne sur la gélose nutritive a révélé le développement des colonies blanchâtres lisses, jaunes lisses et orangemarron lisses. Avec des morphologies très similaires entre les deux matrices (Fig.n°22). Cela indique que, le microbiote de la vigne reflète en grande partie la flore du sol, soulignant l'importance des interactions biotiques dans la modulation des propriétés de la plante.

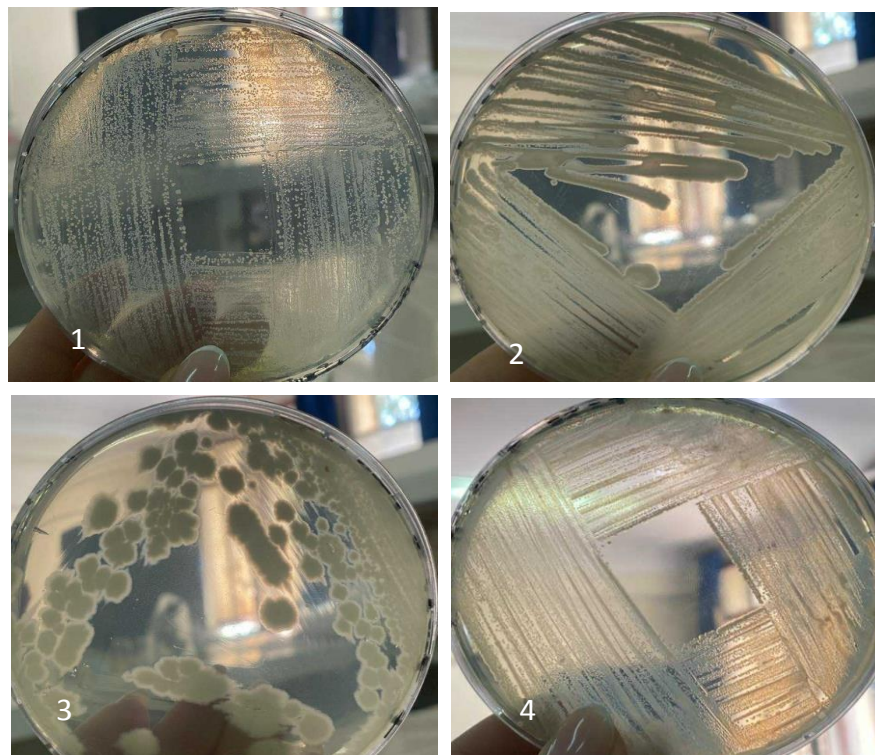


Figure 22 : Résultats de la croissance microbienne isolée du sol et la poudre de feuilles de vigne).

1 : extrait de feuille de vigne, champ plat, ensemencement en profondeur 1.

2 : extrait de feuille de vigne, champ plat, ensemencement en profondeur, souche 3.

3 : extrait de feuille de vigne, champ pente, ensemencement en surface.

4 : sol, champ pente, ensemencement en profondeur.

●Rôle des colonies :

- Les colonies blanchâtres, lisses correspondent probablement à des bactéries saprophytes fréquemment présentes dans le sol et sur les surfaces des plantes. Elles sont impliquées dans la décomposition de la matière organique, la libération de nutriments et la

colonisation compétitive de la surface végétale, limitant l'implantation de micro-organismes pathogènes (Berg et *al.*, 2014 ; Compant et *al.*, 2019).

- Les colonies jaunes, lisses sont susceptibles d'être des bactéries pigmentées produisant des pigments caroténoïdes. Ces pigments jouent un rôle dans la protection contre le stress oxydatif, la compétition microbienne et la prévention de la croissance de pathogènes, contribuant indirectement à la santé et à la résilience de la vigne (Singh et *al.*, 2017 ; Choudhary et *al.*, 2021;).
- Les colonies orange-marronnées, lisses correspondent probablement à des *Actinobacteria* ou à des levures pigmentées telles que *Rhodotorulaspp*. Elles sont connues pour produire des métabolites secondaires bioactifs, stabiliser le microbiote de la plante et participer à la défense contre les pathogènes (Goodfellow et *al.*, 2012 ; Rastogi et *al.*, 2020).

La flore totale du sol et de la vigne est similaire et équilibrée, composée de bactéries saprophytes et pigmentées ainsi que de levures ou *Actinobacteria*. Ces micro-organismes jouent un rôle clé dans la colonisation de la vigne et le maintien d'un microbiote sain, assurant la stabilité et la résilience de l'écosystème microbien associé à la plante.

2.3 Résultats de caractérisation biochimique des bactéries isolées

On a eu plusieurs souches similaires, on a choisi celle qui se diffère légèrement et on a réalisé les tests biochimiques présentés dans le tableau suivant :

Tableau VIII : Résultats des tests biochimiques de souches bactériennes isolées de sol et de feuilles de vigne

Souche Test	Souches (A) isolée à partir du sol	Souches (B) isolée à partir de feuilles du terrain en pente	Souches (C) isolée à partir de feuilles de vigne du terrain plat (profondeur 3)	Souches (D) isolée à partir de feuilles de vigne du terrain plat (profondeur 1)
Mannitol mobilité	Mannitol : + Mobilité : -	Mannitol : + Mobilité : +	Mannitol : + Mobilité : +	Mannitol : + Mobilité : +
Nitrate réductase	Positif stade II	-	Positif stade 2	Positif stade II
Citrate de Simmons	-	Positif tardif	+	+
Urée indole	/	+	-	+
Gélose KIA	+	+	-	+
MEVAG	Avec vaseline : + Sans vaseline : - sur surface, + en culot	Avec vaseline : + Sans vaseline : - sur surface, + en culot	Avec vaseline : + Sans vaseline : - sur surface, + en culot	Avec vaseline : + Sans vaseline : +
Clark et Lubs VP et RM	RM : - VP : -	RM : - VP : +	RM : + VP : -	RM : + VP : +
ONPG	+ jaune	-	-	+
LDC	-	-	+	-
ODC	+	+	-	-

-**Souche (A)** isolée à partir du sol c'est une souche saprophyte, capable d'utiliser certains sucres simples et de réduire les nitrates, mais peu versatile.

-**Souche B** isolée à partir de feuilles du terrain en pente est une bactérie hétérotrophe capable de dégrader plusieurs substrats et elle s'adapte aux surfaces foliaires.

-**Souche C (feuilles – échantillon “plat 3”)**: c'est une souche diversifiée, mais au métabolisme sélectif, a une bonne capacité de fermentation des sucres et une activité lysine décarboxylase.

-**Souche D (feuilles – échantillon “plat 1”)**: c'est une souche plus polyvalente et métaboliquement riche, capable de s'adapter à divers environnements de la phyllosphère.

Les résultats de l'identification biochimique de l'ensemble des souches isolées montrent que la souche isolée à partir du sol (A) a un métabolisme limité, tandis que les souches isolées des feuilles de vigne (B, C, D) présentent une plus grande diversité et adaptabilité. Parmi elles, la souche D est la plus polyvalente, traduisant une forte capacité d'adaptation à la microflore foliaire de la vigne par rapport à celle du sol.

Conclusion et perspectives

L'étude menée démontre que la vigne constitue une culture stratégique, non seulement pour sa valeur économique et alimentaire, mais également pour ses potentialités pharmacologiques grâce à sa richesse en composés bioactifs. Les résultats physico-chimiques confirment que la qualité des sols (H; 54%), (T; 71%) et des feuilles (pH, acidité titrable, acide ascorbique, polyphénols totaux, indice de gonflement, caroténoïdes...) varie selon les conditions environnementales, tandis que les analyses microbiologiques montrent une diversité microbienne plus développée au niveau des feuilles (*Lactococcus* ou apparentés). Une absence de la flore fongique au niveau du sol ce qui confirme l'impact des intrants chimiques (facteurs biotiques) qui réduisent la variabilité des micro-organismes et les conditions édaphiques peu favorables (facteurs abiotiques). Cette absence et cette diversité traduit une meilleure adaptabilité aux contraintes environnementales, mais souligne aussi la nécessité d'un contrôle rigoureux des pratiques agricoles, notamment l'usage des engrais et pesticides, afin de limiter les risques de pollution et d'altération de la qualité.

En perspective, il serait pertinent d'élargir l'étude à un suivi saisonnier et multiparcellaire, afin de mieux comprendre l'évolution des paramètres de qualité et des interactions plante-sol-microorganismes. L'intégration de techniques analytiques actuellement (HPLC, spectrométrie de masse, séquençage génomique) permettrait également d'affiner la caractérisation des composés bioactifs et de la biodiversité microbienne, offrant des pistes de valorisation agroalimentaire et pharmaceutique pour la filière viticole algérienne. Aussi essayer de remplacer les produits chimiques par des produits naturels qui ont le même effet mais sans danger, c'est une bonne démarche.

Références bibliographiques



- AbdEl-Hack, M. E., Alagawany, M., El-Saadony, M. T., et al. (2024). Grapeseedoil as a source of bioactive compounds for humanhealth. *Journal of Food Biochemistry*, 48(2), e14123.
- AFNOR. (1974). *Norme française NF V 05-101. Produits agricoles alimentaires – Détermination de l'acidité titrable*. Paris : Association Française de Normalisation.
- Aktar, M. W., Sengupta, D., & Chowdhury, A. (2009). Impact of pesticides use in agriculture: Their benefits and hazards. *Interdisciplinary Toxicology*, 2(1), 1–12.
- Amedjkouh, A. (2004). Les maladies virales de la vigne et leurs impacts en Algérie. *Revue Algérienne d'Agronomie*, 10(2), 45–52.
- Ammour, A. (2021). La viticulture en Algérie : État des lieux et perspectives. *Revue Algérienne d'Agronomie*, 15(3), 55–67.
- AOAC. (2000). *Official Methods of Analysis* (17e éd.). Association of Official Analytical Chemists.
- Arias-Estévez, M., López-Periago, E., Martínez-Carballo, E., Simal-Gándara, J., Mejuto, J. C., & García-Río, L. (2008). The mobility and degradation of pesticides in soils and the pollution of groundwater resources. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 123(4), 247–260.
- Attia, F. (2007). Influence des sols sur la qualité de la vigne en Algérie. *Revue des Sciences Agronomiques*, 12(1), 31–42.
- Bajorun, T., Gressier, B., Trotin, F., Brunet, C., Dine, T., Luyckx, M., Vasseur, J., & Pinkas, M. (1996). Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Arzneimittel-Forschung*, 46(11), 1086–1089.
- Bensalem-Fnayou, A., Ben Abdely, C., & Mliki, A. (2011). Morphological and physiological responses of grapevine leaves to environmental stress. *African Journal of Biotechnology*, 10(56), 11928–11934.
- Boursiquot, J. M., & Legros, J. P. (2017). *Les porte-greffes de la vigne et leurs usages*. Éditions France Agricole.
- Bousquet, J. (2021). *Viticulture et protection des cultures*. Lavoisier.
- Căpruciu, D. (2025). Polyphénols de la vigne et prévention des maladies chroniques. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 73(4), 1121–1134.

-
- Chaves, M. M., Zarrouk, O., Francisco, R., Costa, J. M., Santos, T., Regalado, A. P., Rodrigues, M. L., & Lopes, C. M. (2010). Grapevine under deficit irrigation: Hints from physiological and molecular data. *Annals of Botany*, 105(5), 661–676.
- Costa, J. P., Almeida, R., & Silva, C. (2024). Adaptive metabolic responses of grapevine under abiotic stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, 205, 107029.
- Devillers, J., Farret, R., Girardin, P., Rivière, J. L., & Soulas, G. (2005). *Indicateurs pour évaluer les risques des pesticides sur l'environnement*. Lavoisier.
- Ecobichon, D. J. (2001). Pesticide use in developing countries. *Toxicology*, 160(1–3), 27–33.
- Eltafi, L., Zairi, A., & Doumandji, S. (2025). Effets du cadmium et du cuivre sur la qualité des raisins. *Revue Algérienne de Sciences Agronomiques*, 21(1), 13–25.
- FAO. (2021). *The state of the world's food and agriculture*. Rome : FAO.
- Fitz-James, H. (1889). La vigne en Algérie durant l'époque romaine. *Revue Africaine*, 33(4), 201–223.
- Fließbach, A., Oberholzer, H. R., Gunst, L., & Mäder, P. (2007). Soil organic matter and biological soil quality indicators after 21 years of organic and conventional farming. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 118(1–4), 273–284.
- Grant, C. A., Flaten, D. N., Tomasiewicz, D. J., & Sheppard, S. C. (2002). The importance of phosphorus in the initial development of plants. *Canadian Journal of Plant Science*, 82(2), 301–314.
- Guidouam, A. (2022). Valorisation agroalimentaire des produits dérivés de la vigne en Algérie. Mémoire de Master, Université de Boumerdès.
- Goulson, D. (2013). An overview of the environmental risks posed by neonicotinoid insecticides. *Journal of Applied Ecology*, 50(4), 977–987.
- Henni, M. (2018). *Histoire de la vigne et du vin en Algérie*. Alger : Éditions ENAG.
- Herpin, A. (1889). *Anatomie et physiologie de la vigne*. Paris : Masson.
- Holt, J. G., Krieg, N. R., Sneath, P. H. A., Staley, J. T., & Williams, S. T. (2000). *Bergey's manual of determinative bacteriology* (9e éd.). Baltimore : Williams & Wilkins.

-
- Ju, X. T., Kou, C. L., Zhang, F. S., & Christie, P. (2009). Nitrogen balance and groundwater nitrate contamination: Comparison among three intensive cropping systems on the North China Plain. *Environmental Pollution*, 157(11), 2544–2550.
- Kabata-Pendias, A., & Pendias, H. (2001). *Trace elements in soils and plants* (3e éd.). CRC Press.
- Komárek, M., Čadková, E., Chrástný, V., Bordas, F., & Bollinger, J. C. (2010). Contamination of vineyard soils with fungicides: A review of environmental and toxicological aspects. *Environment International*, 36(1), 138–151.
- Kroyer, G. T., & Hegedus, N. (2001). Evaluation of bioactive properties of plant extracts for natural antioxidative food additives. *LWT-Food Science and Technology*, 34(2), 193–196.
- Lehad, A. (2016). Effets des facteurs abiotiques et biotiques sur la vigne en Algérie. *Revue Nord-Africaine d’Agronomie*, 12(1), 25–36.
- Lépengué, A. N., Mouaragadja, I., & Ondo, J. P. (2011). Dosage de l’acide ascorbique dans les feuilles de plantes médicinales. *Journal Gabonais des Sciences Naturelles*, 7(2), 55–61.
- Martín-García, B., López-Millán, A. F., & Calderón, R. (2024). Impact of pesticides on grapevine secondary metabolism. *Plant Science*, 338, 111567.
- McLaughlin, M. J., Parker, D. R., & Clarke, J. M. (1999). Metals and micronutrients – Food safety issues. *Field Crops Research*, 60(1–2), 143–163.
- MDPI. (2020). Special issue on pesticide residues in food. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 17(23), 8901.
- Morlat, R., & Symoneaux, R. (2023). Sols viticoles et qualité des raisins : Études récentes. *Progrès Agricole et Viticole*, 140(4), 159–170.
- Neaman, A., Reyes, L., & Hernández, P. (2024). Copper toxicity in vineyard soils and its impact on vine health. *Soil Biology and Biochemistry*, 182, 109512.
- Paris, R. (1976). *Plantes médicinales : Études pharmacognosiques et chimiques*. Masson.
- Pavlović, M., Novaković, R., & Petrović, D. (2023). Heavy metal residues in vineyards: Risk assessment. *Environmental Monitoring and Assessment*, 195, 112–123.
- Samson, R. (2025). Tendances climatiques dans la région de Boumerdès. *Revue Algérienne de Climatologie*, 12(1), 77–91.

-
- Sass-Kiss, A., Kiss, J., Milotay, P., Kerek, M. M., & Toth-Markus, M. (2005). Differences in anthocyanin and carotenoid content of fruits and vegetables. *Food Research International*, 38(8–9), 1023–1029.
- Scholasch, T., Ojeda, H., & Prieto, J. (2023). Soil-plant interactions and grapevine physiology under water deficit. *Australian Journal of Grape and Wine Research*, 29(3), 345–357.
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin–Ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 299, 152–178.
- Sousa Cruz, A., Fernandes, L., & Pinto, E. (2024). Nutraceutical applications of grapevine extracts. *Phytotherapy Research*, 38(5), 2345–2358.
- Tahirine, M. (2015). Viroses de la vigne et impacts agronomiques en Algérie. *Revue Nord Africaine de Phytopathologie*, 9(1), 15–22.
- Tayeb, A. (2010). *La viticulture algérienne entre passé et avenir*. Alger : Éditions Casbah.
- Thibault, J. (2023). *Statistiques mondiales de la viticulture*. Organisation Internationale de la Vigne et du Vin (OIV).
- This, P., Lacombe, T., & Thomas, M. R. (2006). Historical origins and genetic diversity of winegrapes. *Trends in Genetics*, 22(9), 511–519.
- Torres, N., González, M., & Pérez, R. (2025). Soil erosion and grapevine stress: Implications for yield and quality. *Journal of Soil and Water Conservation*, 80(2), 101–110.
- UNEP. (2021). *Report on persistent organic pollutants*. Nairobi : United Nations Environment Programme.
- WeatherSpark. (2025). Données climatiques de la région de Boumerdès (2006–2025).
- Zhu, Y., Chen, X., & Li, H. (2025). Oxidative stress responses in grapevine under heavy metal pollution. *Environmental and Experimental Botany*, 211, 105403.

.

Annexes



Annexe 01

Matériels et réactifs utilisés dans notre étude au niveau des laboratoires physicochimique (I et II) et de Microbiologie de l'université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

Appareillage	Verrerie	Autres matériels	Réactifs et solvants
Balance de précision	Tubes à essai	Spatules	Eau distillée
Bain Marie	Verre a montre	Papier aluminium	Alcool
Réfrigérateur	Béchers	Portoirs	Naoh
PH mètre manuelle	Éprouvettes graduées	Gants stériles	Acide sulfurique
Ph mètre électrodes	Erlenmeyer	Bavettes	Amidon
Étuve	Pipettes graduées	Micropipette	Iode
Spectrophotomètre	Flacons	Embouts	AlCl ₃
Four pasteur	Pipettes pasteur	Papiers hygiéniques	Folin
Bec Bunsen	Boites de pétri	Tamis	Carbonate de sodium
Plaque chauffante			Hexane
			Acétone
			Ethanol
			DPPH
			Eau physiologique stérile

Annexe 02

○Composition du MilieuM17 (terzaghi et sandine, 1975)

Peptone de caséine.....	10 g
Peptone pepsique de viande.....	2,5 g
Peptone papaïne de soja.....	5 g
Extrais de levure.....	2,5 g
de viande.....	5 g

B-glycérophosphate.....	19 g
MgSO ₄	0,25 g
Lactose.....	5 g
Acide ascorbique.....	0,5 g
Agar-agar.....	20 g
Eau distillée.....	.1000ml

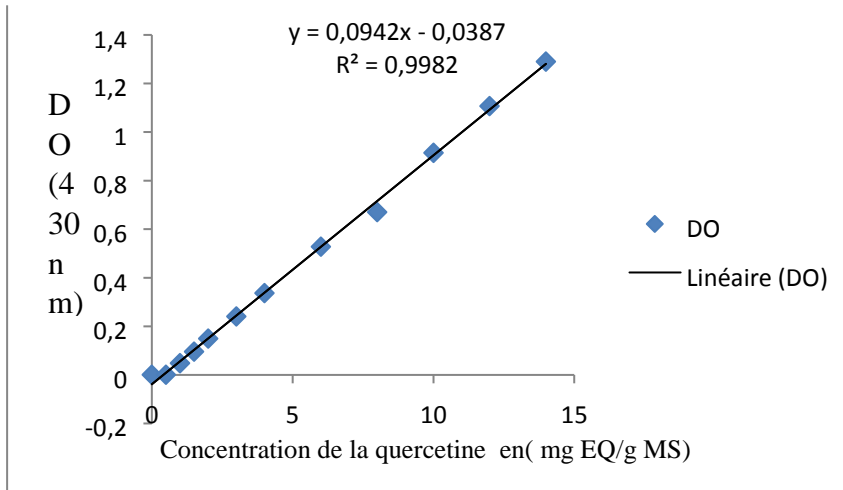
○Composition du milieu MRS (Man, Rogosa, Sharpe)

Pour g/L d'eau purifiée

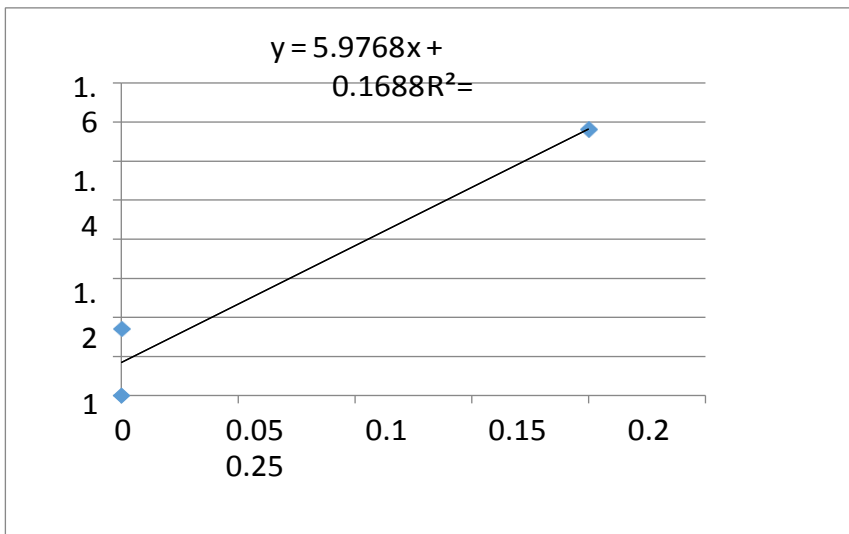
Peptone.....	10,00
Acétate de sodium.....	5,00
Extrait de viande.....	10,00
Sulfate de magnésium.....	0,10
Extrait de levure.....	5,00
Sulfate de manganèse	0,05
Glucose.....	20,00
Phosphate disodique.....	2,00
Polysorbate 80.....	1,00
Agar.....	15,00
Citrate d'ammonium.....	2,00
pH=6,5	

Annexe 03

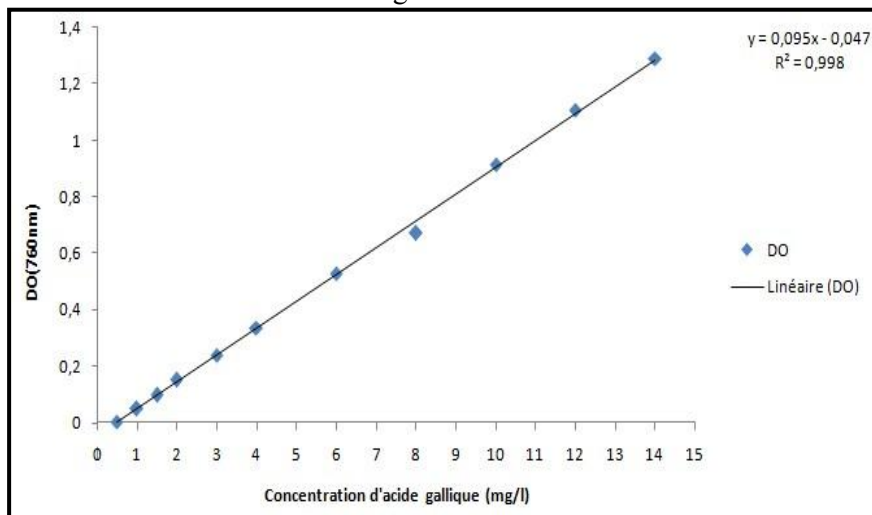
Droite d'étalonnage des flavonoïdes, caroténoïdes et polyphénols totaux (loi de Bernard)



Droite d'étalonnage des flavonoïdes



Droite d'étalonnage des caroténoïdes



Droite d'étalonnage des polyphénols totaux

Résumé

La présente étude combine une revue bibliographique sur les impacts de la pollution chimique, les aspects agronomiques, nutritionnels et pharmacologiques de la vigne, ainsi qu'une étude expérimentale. Les analyses physico-chimiques (pH, acidité titrable, humidité, chlorophylle, polyphénols, flavonoïdes, caroténoïdes, activité antioxydante par DPPH, texture, indice de gonflement) ont été effectuées sur des échantillons de sols et de feuilles. Parallèlement, des analyses microbiologiques (isolement des bactéries lactiques, champignons et flore totale, identification biochimique) ont permis de caractériser la microflore associée à la vigne. Les résultats ont montré une variabilité des paramètres selon les zones d'échantillonnage et révélé une richesse métabolique plus marquée des souches microbiennes foliaires par rapport à celles du sol. L'ensemble des résultats confirment la sensibilité de la vigne aux stress abiotiques et biotiques et met en évidence la nécessité d'un suivi rigoureux de la qualité, afin de préserver la valeur nutritionnelle, sanitaire et économique de cette culture.

- **Mots clés :** *Vitis vinifera* ; Facteurs biotiques et abiotiques ; Composés bioactifs ; Diversité microbienne ; Qualité nutritionnelle et pharmacologique.

Abstract

This dissertation highlights the importance of quality control applied to the viticulture sector, focusing on grapevine (*Vitis vinifera*) cultivated in the Boumerdès region. The study combines a bibliographic review on the impacts of chemical pollution and the agronomic, nutritional, and pharmacological aspects of grapevine, with an experimental analysis. Physicochemical parameters (pH, titratable acidity, moisture, chlorophyll, polyphenols, flavonoids, carotenoids, antioxidant activity by DPPH, texture, swelling index) were measured on soil and leaf samples, while microbiological analyses (isolation of lactic acid bacteria, fungi, and total flora, biochemical identification) characterized the microbial communities associated with grapevine. The results showed variability across sampling zones and revealed a higher metabolic richness in leaf-associated microbial strains compared to those from soil. These findings confirm the sensitivity of grapevine to abiotic and biotic stresses and underline the necessity of rigorous quality monitoring to ensure the nutritional, sanitary, and economic value of this strategic crop.

- **Keywords:** *Vitis vinifera*; Biotic and abiotic factors; Bioactive compounds; Microbial diversity; Nutritional and pharmacological quality.

ملخص

مع التركيز على الكرمة (*Vitis vinifera*) في منطقة بومرداس، يجمع هذا العمل بين مراجعة بيولوجية تناولت آثار التلوث الكيميائي والجوانب الزراعية والتغذية والدوائية للكرمة، ودراسة تجريبية. أجريت تحليلات فيزيائية وكيميائية (الرقم الهيدروجيني، الحموضة القابلة للمعايرة، الرطوبة، الكلوروفيل، البوليفينولات، الفلافونويدات، الكاروتينويدات، النشاط المضاد للأكسدة بواسطة DPPH، الملمس، مؤشر التمدد) على عينات من التربة والأوراق. وبالتوازي، سمحت التحليلات الميكروبيولوجية، بما في ذلك عزل البكتيريا اللبنية والفطريات والنباتات الدقيقة الكلية، بالإضافة إلى تحديدها البيوكيميائي، بتوصيف الميكروفلورا المرتبطة بالكرمة. أظهرت النتائج تبايناً في المعايير حسب مناطق أخذ العينات وكشفت عن ثراء استقلابي أكبر للسلالات الميكروبية الورقية مقارنة بتلك الموجودة في التربة. تؤكد الدراسة بشكل عام حساسية الكرمة للإجهادات الحيوية وغير الحيوية، وتبرز الحاجة إلى متابعة دقيقة للجودة للحفاظ على القيمة الغذائية والصحية والاقتصادية لهذا المحصول.

الكلمات المفتاحية: *Vitis vinifera*؛ العوامل الحيوية وغير الحيوية؛ المركبات النشطة بيولوجياً؛ التنوع

الميكروبي؛ الجودة الغذائية والدوائية.