

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A.MIRA-BEJAIA

Faculté : **Sciences de la Nature et de la Vie**
Filière : **Sciences Biologiques**
Département : **Microbiologie**
Spécialité : **Ecologie Microbienne**



Réf :.....

Mémoire De Fin De Cycle
En Vue De L'obtention Du Diplôme
MASTER

Thème

**Effet des margines et du grignon d'olive
sur la croissance des rhizobiums**

Présenté par :

AMRANE Siham &AMRANE Faiza

Soutenu le : 17/06/2017

Devant le jury composé de :

M^r RAMDANI N.	MAA	Président
M^r BELHADI D.	MAA	Encadreur
M^r MOUSAOUI B.	MAA	Examineur

Année universitaire : 2016/2017

Remerciements

Au terme de notre projet de fin de cycle, nous tenons à exprimer nos sentiments de respect et de la gratitude à toutes les personnes qui ont contribués à la réalisation de ce travail

Nous tenons à remercier notre promoteur **Mr BELHADI** de nous avoir encadré, orienté, aider et conseillé et nous avoir permis de mener ce travail dans des bonnes conditions.

Ce travail ne serait pas tel qu'il est aujourd'hui sans vos efforts. Merci également pour votre bonne humeur et vos conversations enrichissantes, grâce à vous on croit bien n'avoir jamais perdu notre enthousiasme pour la recherche.

Nous voudrions exprimer notre gratitude à l'ensemble des membres du jury **M^r RAMDANI** et **M^r MOUSAOUI** qui nous ont fait l'honneur en acceptant d'examiner ce travail.

Nous tenons également à remercier vivement toute l'équipe du laboratoire d'écologie microbienne pour leur bienveillance parmi eux et leur aide qui nous a permet de travailler et d'améliorer le sens d'un esprit d'équipe.

Nous souhaitons remercier **M^{me} Boulila**, directrice du laboratoire pour son accueil et sa rigueur, qu'elle trouve aussi l'expression de nos vives reconnaissances.



Dédicaces

J'ai *Le plaisir de dédier ce travail*

A la mémoire de mon père qui aurait été si fier de moi.

A ma chère maman, pour son soutien, sa patience et ses sacrifices durant toute mes années d'étude et n'a jamais porté d'aussi suprême espérances que celle de ma réussite.

Que Dieu te protège et t'accorde une longue vie pleine de santé et de bonheur.

A mes chères sœurs Nassima, Dalila, Taouas, Fahima et Ilham

Ce travail représente le fruit de votre soutien, et vos encouragements. Merci infiniment.

A mes chers frères, pour qui je souhaite que de bonheur. Merci pour m'avoir aidé, et m'orienter.

*A mes chères amies : Khalissa, Hayet, ma binôme Faiza.
A tous ceux qui me sont chers.*

Que ce travail soit le témoignage sincère et affectueux de ma profonde reconnaissance pour tout ce que vous avez fait pour moi.

Siham



Dédicaces

J e dédie ce travail

A la mémoire de mon très cher père, tous les souvenirs de ses conseils, de son soutien que grâce à lui que j'ai acquis la force et le courage d'avancer et de continuer jusqu'au bout. «Repose en paix ».

A ma chère maman : grâce à ces tendres encouragements et ces grands sacrifices, j'ai eu la confiance en soi et j'ai appris le sens de responsabilité, tous les mots ne sauraient exprimer. Tout l'amour et la reconnaissance.

A mon cher Fiancé Hillal

A ma belle famille : Zizi, Nana, Hamida, Fahem, Selma, Hicham, Mouma

A ma famille: Ma grande mère, Mes oncles, mes cousins.

Je ne peux oublier de remercier chaleureusement mes très chères amies et collègues avec qui j'ai partagé des moments forts : Lamia, Nadjet, Karima, Sandra, Dalila, Mounia, Nabila et ma chère binôme Siham.

Ainsi que tous les gens qui m'ont aidé de près ou de loin à l'accomplissement de ce travail.

Faiza

SOMMAIRE

Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	

Introduction	1
---------------------------	----------

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

I. PRODUCTION OLEICOLE

I.1. Production oléicole dans le monde	3
I.2. Production oléicole en Algérie	4

I.3. Systèmes d'extraction de l'huile d'olive

5

I.3.1. Système discontinu de presse (ou classique)	5
I.3.2. Procédé continu à trois phases	5
I.3.3. Système continu à deux phases	5

I.1.2. Les sous-produits de l'oléiculture

6

I.1.2.1. Les margines

6

I.1.2.1.1. Caractéristiques physicochimiques des margines	6
I.1.2.1.2. Caractéristiques microbiologiques des margines	6

I.1.2.2. Les grignons d'olive.....

7

I.1.2.2.1. Composition physico-chimique du grignon d'olive	7
--	---

I.1.2.3. Toxicité des margines sur l'environnement

8

I.1.2.4. Traitements biologiques des effluents d'huileries d'olive

9

I.1.2.4.1. Traitement aérobie.....	9
I.1.2.4.2. Traitement fongique	10
I.1.2.4.3. Traitement anaérobie ou bio-méthanisation.....	10
I.1.2.4.4. Compostage	10

II. BIODEGRADABILITE ET VALORISATION DES SOUS-PRODUITS OLEICOLES

II.1. Biodégradabilité des margines et grignons d'olive 11

II.1.1. Biodégradabilité des margines 11

II.1.2. Biodégradabilité du grignon d'olive 12

II.2. Valorisation des effluents d'huileries d'olive 12

II.2.1. Epannage 13

II.2.2. Production de composte 13

II.2.3. Production d'enzymes..... 14

II.2.4. Production des polymères et protéines d'organismes unicellulaires 14

PARTIE PRATIQUE

I. Matériel et méthodes 15

I.1. Echantillonnage 15

I.2. Matériel biologique 15

I.3. Préparation des échantillons..... 15

I.3.1. Préparation de la solution de margines 15

I.3.2. Préparation de la solution de grignon..... 15

I.4.1. Recherche d'effet inhibiteur..... 16

I.4.1.1. Préparation des précultures et standardisation 16

I.4.1.2. Préparation des solutions de dilution de margines et de grignons d'olive..... 16

I.4.1.3. Ensemencement et dépôt des disques 16

I.4.2. Test de biodégradabilité des margines et du grignon 17

II. Résultats et discussion 18

I.1. Mise en évidence d'effet inhibiteur 18

II.2. Test de biodégradabilité des margines et du grignon 22

Conclusion..... 26

Liste des abréviations

ONFAA : Observatoire National des Filières Agricole et Agroalimentaires

COI : Conseil Oléicole International

DCO : Demande chimique en oxygène

DBO : Demande biologique en oxygène

ITAFV : Institut Technique de l'Arboriculture Fruitière et de la Vigne

CE : Conductivité électrique

ql : quintal

qx : quintaux

hl : hectolitre

Liste des Tableaux

Tableau	Titre	Page
I	Evaluation de la campagne oléicole 2015/2016 à travers les wilayas potentielles	04
II	Composition physico-chimique du grignon d'olive (valeur en poids sec)	08
III	L'effet inhibiteur des margines et du grignons d'olive vis-à-vis des souches des rhizobiums	18

Liste des figures

N°	Titre	page
Fig. 01	Répartition de la production de l'huile d'olive dans le monde	03
Fig. 02	Processus d'extraction de l'huile d'olive	05
Fig. 03	Utilisations potentielles des déchets des usines d'olives dans la biotechnologie microbienne	13
Fig. 04	Photographie montrant la tolérance des rhizobiums vis-à-vis des différentes concentrations des margines	19
Fig. 05	Photographie montrant l'absence de l'effet inhibiteur sur les rhizobiums en présence de différentes concentrations du grignon	20
Fig. 06	Evaluation de la croissance des souches de rhizobium en fonction du temps d'incubation	22-23

Introduction

Introduction

Dans un monde où la sécurité alimentaire est actuellement menacée, assurer une production agricole satisfaisante et durable est un objectif majeur et souhaité (Dakhli et *al.*, 2014). Ainsi l'olivier connaît une extension progressive à travers le monde durant les dernières années.

La production d'huile d'olive a un impact vital sur le développement socio-économique dans la plupart des pays méditerranéens, qui restent prédominants avec 97.5% de la production d'huile d'olive (Munir, 2016).

L'Algérie fait partie des principaux pays méditerranéens, elle se positionne après l'Espagne, l'Italie, la Grèce et la Tunisie qui sont par ordre d'importance, les plus gros producteurs d'huile d'olive (Tsagariki et *al.*, 2007).

L'industrie oléicole génère en plus de l'huile d'olive deux autres sous-produits ; un rejet solide connu sous le nom « grignon » et un autre liquide connu sous le nom « margine ». La séparation des phases liquides (huile et margines) de la phase solide (grignons) est réalisée à l'aide de différents équipements au sein desquels la pâte d'olive est soumise à l'action de forces diverses qui, en fonction du système employé, peuvent être: la pression (système discontinu ou traditionnel) ou la force centrifuge (système continu) (Roussos et *al.*, 2009).

En tant que sous-produits nuisibles à l'environnement, environ 30 millions de tonnes de ces déchets par an sont produites dans le monde. Il est donc nécessaire d'approfondir la recherche sur le développement de nouvelles méthodes et technologies de bioremediation des margines et grignons d'olive, ainsi pour les mettre en valeur par la biotechnologie microbienne (Darvishi, 2012).

On estime que pour 15 litres d'huile produites correspondent 40 kilos de grignons et 70 kilos de margines, soit 110 kilos de déchets. Actuellement, plus d'une centaine de milliers de tonnes de ces résidus sont déversés dans la nature, entraînant une pollution considérable (Anonyme, 2014). A l'échelle de l'Europe, on estime que les grignons d'olive représentent 6800000 tonnes et les margines 4600000 tonnes (Sauvant, 2011).

Ces effluents, très chargés en matières organique et minérale et particulièrement en composés phénoliques (Balaid et *al.*, 2002), ont un impact négatif important sur l'environnement, en raison de leur phytotoxicité élevée contre les microorganismes du sol et la vie aquatique (Elmekawy et *al.*, 2014). Ainsi, ces derniers sont difficilement biodégradables et inhibent l'activité biologique (Balaid et *al.*, 2002).

L'épandage des effluents d'huileries d'olives très riches en éléments azotés, peut causer une pollution par les nitrates des nappes situées dans la zone ou à proximité de la zone d'épandage et souiller la qualité de l'eau potable (Benyahia et Zein, 2003).

Les substances toxiques contenues dans ces effluents se fixent dans les sols. Certaines de ces substances telles que les phénols peuvent inhiber l'activité microbienne et détruire la microflore du sol (Marisot et Tournier, 1986).

Malgré les problèmes posés par les margines sur l'environnement, ces dernières peuvent être valorisées en subissant des traitements préalables permettant de produire des sous-produits présentant des rôles bénéfiques divers (Ghattas, 2004).

La protection de l'environnement et la maîtrise de l'énergie sont parmi les piliers du développement durable, qui constitue un enjeu majeur pour l'avenir de l'homme et de la planète (Chouchene, 2010). De nombreuses études ont montré qu'il est tout à fait possible et viable de valoriser les sous-produits de l'olive, les grignons et les margines, et ce, à la fois, pour mettre fin à cette pollution et pour générer des sources de revenus complémentaires pour le secteur oléicole.

Après traitement, ces déchets d'olive pourraient être utilisés pour l'épandage et l'irrigation sans les contraintes imposées par la toxicité des polyphénols. L'efficacité du traitement est estimée par le degré de polymérisation ou d'humification des polyphénols et par la réduction efficace des phytotoxiques et microtoxiques dans le sol (Colarieti, 2006).

Les effluents de l'huile d'olive sont récalcitrants à la biodégradation en raison des valeurs élevées de la demande chimique en oxygène (DCO), de la demande biologique en oxygène (DBO) et des composés phénoliques (Fiorentino, 2004), dont les valeurs peuvent atteindre (80-200 g/L) et (50-100g/L) respectivement (Khoufi et *al.*, 2016).

Plusieurs microorganismes du sol utilisent la matière organique des margines comme seule source de carbone (Nefzaoui, 1987).

C'est dans ce cadre que s'inscrit notre présente étude qui a comme principaux objectifs :

- L'évaluation de l'effet des margines et grignons d'olive sur la croissance de rhizobium ;
- Tester la capacité des rhizobiums à dégrader les sous-produits de l'industrie oléicole et leur utilisation comme substrats carbonés.

I. PRODUCTION OLEICOLE

I.1. Production oléicole dans le monde

En 50 ans, la production et la consommation mondiales d'huile d'olive ont triplé, passant de 1 à 3 millions de tonnes. L'Europe est un acteur important de ce marché avec l'Espagne, premier producteur mondial, et la Grèce, premier pays consommateur. Face à la baisse de la production européenne, due aux mauvaises conditions climatiques (sécheresse de l'été et douceur de l'hiver), la Tunisie est devenue le premier exportateur mondial en 2015 (COI, 2016).

Les données relatives à la production mondiale d'huile d'olive (figure 1) font état d'une quantité de 2,4 millions de tonnes au cours de la campagne 2014/2015 (CIO, 2016).

On estime que 10 à 30 millions de m³ de margines sont générés chaque année à partir de la production d'huile d'olive (Niaounakis, 2006). En adoptant la moyenne de 35% pour le pourcentage de grignons bruts par rapport aux olives traitées, la production mondiale de grignons bruts est estimée à environ 2,9 millions de tonnes. Sachant qu'en moyenne 100 kg d'olives traitées engendrent 100 litres de margines, la production mondiale de margine serait de 8,4 millions de mètres cubes (Boucherba, 2014).

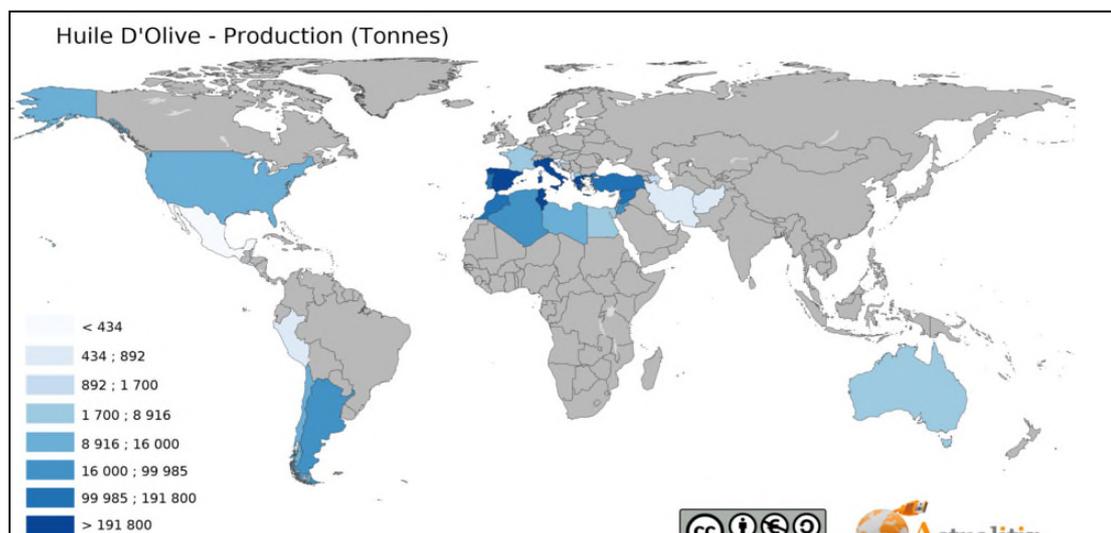


Figure 1 : Répartition de la production de l'huile d'olive dans le monde (FAO, 2016)

I.2. Production oléicole en Algérie

La campagne oléicole 2014/2015, en termes de production d'huile a été de loin l'une des meilleures depuis plusieurs années en enregistrant une production record de plus 900 000 (hl) d'huile (ONFAA, 2016). Le potentiel oléicole est concentré dans les régions montagneuses (Tableau 1).

Tableau I: Evaluation de la campagne oléicole 2015/2016 à travers les wilayas potentielles (ONFAA, 2016)

Wilaya*	Béjaïa 23%		Tizi-Ouzou 13%		B.B.Arreridj 4%		Skikda 8%		Jijel 7%		Sétif 8%		Bouïra 8%		Total national	
	2014/ 2015	2015/ 2016	2014/ 2015	2015/ 2016	2014/ 2015	2015/ 2016	2014/ 2015	2015/ 2016	2014/ 2015	2015/ 2016	2014/ 2015	2015/ 2016	2014/ 2015	2015/ 2016	2014/ 2015	2015/ 2016
Superficie (ha)	52798	56063	35608	35912	25001	25373	10758	16067	14975	19715	20706	24516	35098	35810	40718	47655
Production d'olive à huile (Qx)	893428	999835	382457	534642	143715	152451	196680	347780	146673	319018	230416	271320	671257	302780	420431	474730
Production d'huile d'olive (hl)	193312	212896	75862	100947	23347	23939	45236	76500	28798	66758	51903	58101	118710	56700	746781	935170
Rendement en olive (q/ha)	21.1	19	13.3	15	11.8	8	17.8	28	12.0	21	14.9	15	29.2	12	20.2	23
Rendement en huile (l/q)	21.6	21	19.8	19	16.2	16	23.0	22	19.6	21	22.5	21	17.7	19	17.8	15

Selon les statistiques de l'ITAFV, l'oléiculture Algérienne a enregistré, entre 1999 et 2014, une croissance de 130% en termes de superficie passant de 165.000 hectares à 380.000 ha. L'entrée en production des nouvelles plantations (215.000 ha) devrait hisser la production à 120.000 tonnes d'huile à l'horizon 2020 (ONFAA, 2016).

La production d'huile d'olives est une activité traditionnelle en Algérie. L'activité compte près de 1650 huileries, dont seulement 165 huileries modernes (Vossen, 2013). L'Algérie vise à moderniser le secteur de l'huile d'olive afin d'améliorer la qualité et la quantité du produit. En effet, au mois de janvier 2016, alors que la campagne est toujours en cours, la production des olives à huile a atteint 3 817 095 ql soit une croissance de 36% comparativement à la même période de la campagne écoulée (CIO, 2016).

I.3. Systèmes d'extraction de l'huile d'olive

Trois systèmes d'extraction sont à présent utilisés (figure 1).

I.3.1. Système discontinu de presse (ou classique) : Les systèmes à presses sont des systèmes classiques. Ils commencent par un broyage des olives suivi du malaxage et du pressage (El hajjouji, 2007). Il permet la récupération de trois phases: deux liquides, l'huile et l'eau de végétation (margine) et une phase solide : grignon

I.3.2. Procédé continu à trois phases : Les olives sont lavées, broyées, mélangées avec de l'eau chaude et malaxées pour former la pâte d'olive qui est ensuite diluée (El hajjouji, 2007).

I.3.3. Système continu à deux phases: Cette technologie a débuté en 1992 et elle permet une séparation de la pâte en deux phases (huile et grignon). La totalité de la margine est mélangée avec les grignons. Ce procédé est qualifié d'écologique puisqu'il élimine la quantité de margine à rejeter (S'Habou, 2004).

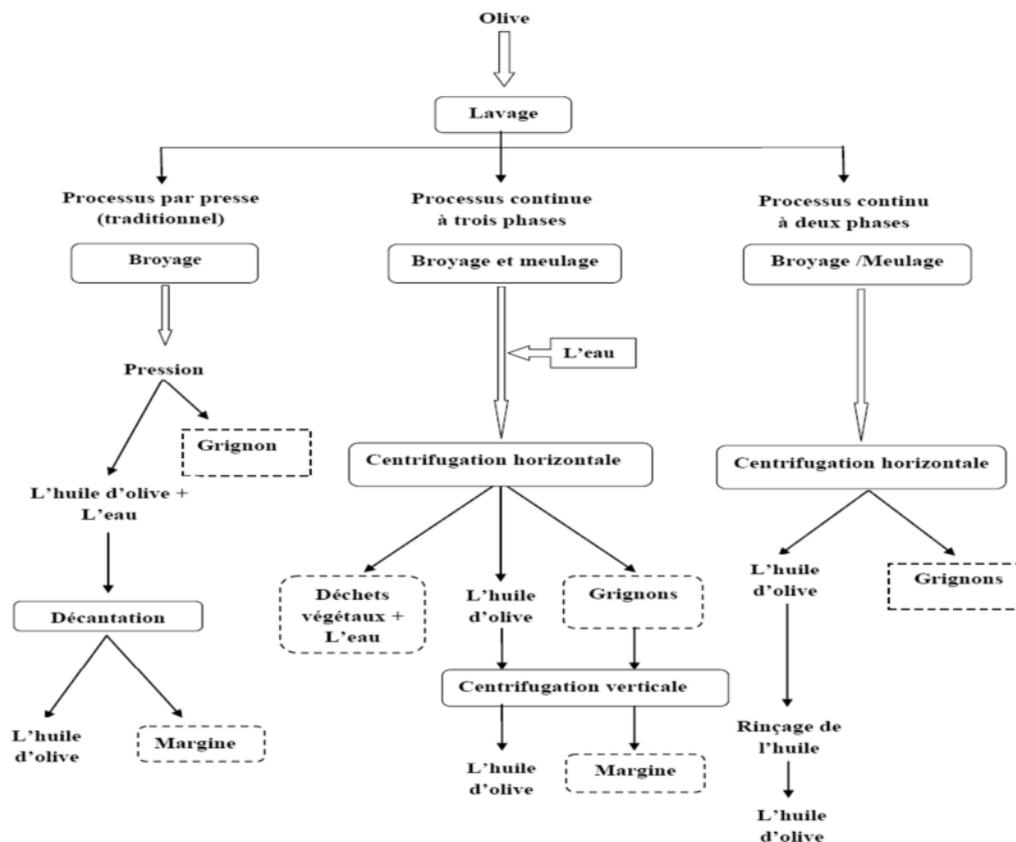


Figure 2: Processus d'extraction de l'huile d'olive (Morillo et al., 2009)

I.1.2. Les sous-produits de l'oléiculture

I.1.2.1. Les margines

Les margines, l'ensemble de déchets liquides, sont constituées, en fonction du système de séparation utilisé dans l'opération d'extraction : des eaux de lavage du fruit, des eaux de rinçage de trémies de stockage, des eaux ajoutées au cours du malaxage, des eaux de nettoyage d'huile et des eaux de végétation de l'olive elle-même, qui représentent à elles seules 40 à 50% des eaux (Nefzaoui, 1991).

I.1.2.1.1. Caractéristiques physicochimiques des margines

Les effluents des systèmes d'extraction d'olives présente un pH acide, une toxicité saline considérable reflétée par des valeurs élevées de conductivité électrique et une charge importante de polluants organiques (Ochando et al, 2016). Elles se caractérisent par leur pouvoir antimicrobien (Esmail et *al.*, 2015).

Les margines se présentent comme un liquide résiduel aqueux, de couleur brune rougeâtre à noire avec une forte odeur d'olive et un aspect trouble (Ranalli et *al.*, 1991).

Ces effluents sont généralement constitués de : 83.2% d'eau, 15% de substances organiques et 1.8% de substances minérales (Fiestas et Borja, 1992).

Les margines sont des eaux de végétation qui sont générées lors de l'extraction de l'huile d'olive vierge, ses valeurs de pH comprises entre 4,2 et 5,9 (Eroglu et *al.*, 2008). Ce sont des effluents riches en matière organique (composés phénoliques, lipides, sucres, protéines, ...) et en sels minéraux (potassium, sodium, magnésium, ...) (Yaakoubi et *al.*, 2009).

I.1.2.1.2. Caractéristiques microbiologiques des margines

Des analyses microbiologiques ont montré que les levures et les champignons sont capables de s'y développer mieux que les bactéries (Aissam et *al.*, 2002). 130 espèces de microorganismes lipolytiques (56 champignons, 22 levures et 52 bactéries) ont été rapportées dans les margines. Des bactéries cellulolytiques, des champignons pectinolytiques et des actinomycètes sont également rapportés (Ramos-Cormenzana, 1986). Plusieurs genres des levures sont isolés et identifiées dans les margines : *Saccharomyces*, *Candida* et *Williopsis* (Ciafardini et *al.*, 2006).

I.1.2.2. Les grignons d'olive

Les grignons sont les résidus solides obtenus après le premier pressage des olives. Ils contiennent encore de l'huile appelée huile secondaire. Ils sont composés de peaux, de résidus de pulpe et de fragments des noyaux. Ces déchets contiennent en moyenne 28,5% d'eau, 41,5% de coque, 21,5% de pulpe et 8,5% d'huile (Amic et Dalmasso, 2013).

Selon Sansoucy (1984), il existe différents types de grignons.

- a) le grignon brut: c'est le résidu de la première extraction de l'huile par pression de l'olive entière. Ses teneurs relativement élevées en eau (24%) et en huile (9%) favorisent son altération rapide lorsqu'il est laissé à l'air libre.
- b) le grignon épuisé: c'est le résidu obtenu après déshuilage du grignon brut par un solvant, généralement l'hexane.
- c) le grignon partiellement dénoyauté : résulte de la séparation partielle du noyau de la pulpe par tamisage ou ventilation.
- d) le grignon humide : Le grignon humide est soumis, dans les huileries à deux phases, afin d'extraire entre 40 et 60% de l'huile restante. Il est ensuite emmené dans des usines d'extraction d'huile de grignon, où, après un séchage permettra d'atteindre 8% d'humidité (Nefzaoui, 1984).

I.1.1.2.1. Composition physico-chimique du grignon d'olive

Cet effluent semi-solide a une teneur en eau d'environ 65%, un pH légèrement acide, une teneur très élevée en matière organique et une proportion considérable de graisses (Tableau 2) (Cucci et *al.*, 2008)

Tableau II : Composition physico-chimique du grignon d'olive (valeur en poids sec) (Cucci *et al.*, 2008).

Paramètres	Valeurs
pH	5,15
Humidité (g.100g ⁻¹)	55,80
Carbone organique (g.100g ⁻¹)	51,77
Phénol (mg.g ⁻¹)	12,37
Graisses (g.100g ⁻¹)	10,93
N Total (mg.g ⁻¹)	1,18
P Total (mg.g ⁻¹)	0,15
K Total (mg.g ⁻¹)	1,03
Zn (mg.g ⁻¹)	20,00
Mn (mg.g ⁻¹)	10,00

I.1.2.3. Toxicité des margines sur l'environnement

Ces effluents constituent un grave problème avec un impact négatif sévère sur la qualité des sols et de l'eau, et donc sur l'environnement et l'agriculture (Khoufi *et al.*, 2007).

La toxicité des margines est due essentiellement à la présence des acides gras libres à longue chaîne et des composés phénoliques à fortes concentrations (4 à 15g/L) (Zahari *et al.*, 2014). Ces composés sont synthétisés contre certains agents pathogènes (Bianco *et al.*, 1999).

Les margines contiennent des concentrations élevées en phosphores et en tannins ainsi qu'une large quantité de nutriments (Ghattas, 2004). Elles sont capables de modifier la composition microbienne du sol par l'intermédiaire de leur activité antibactérienne (Borya *et al.*, 1995). Ces effluents agissent sur les bactéries en dénaturant les protéines cellulaires et en altérant leurs membranes (Ranalli, 1991).

Les composés phénoliques peuvent agir en tant que composants phytotoxiques, inhibant la croissance ainsi que la germination des plantes et la croissance végétative (Morillo *et al.*, 2009).

L'impact environnemental se traduit par plusieurs phénomènes :

- Acidification du milieu

- Destruction de la microflore bactérienne du sol
- Pollution des oueds et barrages et disparition de la vie aquatique
- Pollution de la nappe souterraine
- Forte agressivité, *vis-à-vis* des matériaux constituant les canalisations (FAO, 2013).

En plus des désagréments visuels et des mauvaises odeurs, la forte charge organique des margines détruits totalement la faune et la flore aquatique par absorption de l'oxygène dissous dans l'eau (Samperdro, 2004).

Le grignon d'olive présente aussi quelques inconvénients sur l'agriculture. La difficulté de l'intégrer uniformément dans le sol, et sa toxicité pour les plantes en raison de sa quantité importante de polyphénols (Lynch, 1980).

I.1.2.4. Traitements biologiques des effluents d'huileries d'olive

De nombreuses méthodes technologiques ont été développées pour le traitement de ces effluents. Les traitements biologiques comprenant à la fois les processus aérobies et anaérobies (Toscano et Montemurro, 2012), et aussi le traitement de ces effluents d'olives par compostage (Arvanitoyannis et Kassaveti, 2007).

I.1.2.4.1. Traitement aérobie

Le traitement aérobie (bioremediation) consiste à dégrader par voie biologique les polluants organiques présents dans la margine, grâce aux microorganismes qui consomment l'oxygène dissous dans l'eau en modifiant l'équilibre naturel. Plusieurs études ont été réalisées à l'aide de microorganismes capables de se développer en aérobie sur des margines afin de réduire la charge organique initiale des polyphénols (Hamdi et *al.*, 1991 ; Borja et *al.*, 1995).

La croissance et la détoxification de *Geotrichum sp.*, *Aspergillus sp.* et *C. tropicalis* cultivées dans les margines devraient être avantageux pour intégrer des processus de biodégradation (Fadil et *al.*, 2003).

En général, les bactéries aérobies semblent être très efficaces contre certains composés phénoliques de faible masse moléculaire, mais sont relativement inefficaces contre les composés polyphénoliques plus complexes. *Azotobacter vinelandii* a réduit 50% de composés phénoliques avec un effet minimal sur les polyphénols responsables de la coloration sombre des margine (McNamara et *al.*, 2008).

I.1.2.4.2. Traitement fongique

L'étude de la bioremediation fongique des margines chez trois types d'organismes: les champignons blancs *Lentinula* et *Pleurotus*, *Aspergillus* sp, et plusieurs levures différentes a montré la réduction de la DCO, l'élimination des composés phénoliques simples et la réduction de la coloration des margines (McNamara et al., 2008).

Le système de combinaison bactérie-levure de *Pseudomonas putida* et *Yarrowia lipolytica* sont utilisés aussi pour dégrader les margines (De Felice et al., 1997).

I.1.2.4.3. Traitement anaérobie ou bio-méthanisation

Trois principaux groupes physiologiques de microorganismes sont impliqués: les bactéries fermentaires organiques, les bactéries oxydantes acides et les archées méthanogènes. Les microorganismes dégradent la matière organique avec une séquence de conversion biochimique au méthane et au dioxyde de carbone (Angelidaki et al., 2011).

Dans les sols traités avec des effluents d'olive, une plus grande présence de la microflore totale a été trouvée (Fungi et autres groupes microbiens), ainsi qu'une augmentation des activités respiratoires et enzymatiques. L'absence de toxicité des effluents pour les microorganismes et l'amélioration de la fertilité des sols ont été constatés (Toscano et Montemurro, 2012).

Les margines traitée sont un excellent engrais (Cereti et al., 2004, Mekki et al., 2006) et peuvent servir de substrat pour des bactéries fixatrices d'azote ou pour la production de polymères (Balis et al., 1996).

I.1.2.4.4. Compostage

Il est l'une des principales technologies pour recycler les margines et les transformer en fertilisants (Roig et al., 2006).

Durant le compostage, les microorganismes dégradent en aérobiose les composés de carbone organique tels que les protéines, les acides aminés et les peptides en CO₂, eau, sels minéraux et des matières organiques stables contenant des substances de type humiques (Senesi et al., 1989).

II. BIODEGRADABILITE ET VALORISATION DES SOUS-PRODUITS OLEICOLES

II.1. Biodégradabilité des margines et grignons d'olive

Auparavant, les efforts étaient axés sur la détoxification de ces déchets avant leur élimination, leur fertilisation/compostage, parce qu'ils ne sont pas facilement dégradables par des processus naturels (Vlyssides et *al.*, 2004).

Pendant le processus de compostage, la fraction organique est partiellement dégradée par des microorganismes aérobies en dioxyde de carbone et de l'eau, alors que, l'autre partie subit un processus d'humification qui se traduit par une stabilité du compost possédant des caractéristiques appropriées pour être utilisé comme bio-engrais (Tomati et *al.*, 1996).

Les microorganismes du sol sont indispensables à la biodégradation de la matière organique, notamment les composés phénoliques des margines (Yaakoubi et *al.*, 2010). Ils transforment ces substances par des processus métaboliques ou enzymatiques et reposent sur deux processus à savoir, la croissance et le cométabolisme. En croissance, un polluant organique est utilisé comme seule source de carbone et d'énergie. Ce processus aboutit à une dégradation complète (minéralisation) des polluants organiques et le cométabolisme est définie comme le métabolisme d'un composé organique en présence d'un substrat de croissance qui est utilisé comme premier source de carbone et d'énergie (Tahri et *al.*, 2013).

II.1.1. Biodégradabilité des margines

Les margines contiennent une quantité appréciable d'éléments minéraux et de substances organiques. Elles peuvent être considérées comme des amendements liquides d'origine végétale. Son application au sol permet de réaliser une dégradation chimique et biologique naturelle ainsi que l'enrichissement du sol en matière organique et en éléments minéraux (Toscano et Montemurro, 2012).

Les margines sont riches en nutriments, elles peuvent être utilisées pour la restauration des sols dans des régions arides ou semi-arides. Toutefois, leur phytotoxicité affecte la croissance des plantes (Paraskeva et Diamadopoulos, 2006).

Ramos-Cormenzana et *al.* (1996) ont évalué la réduction de la teneur en phénol des margines par *Bacillus pumilis* ont obtenus une biodégradation allant jusqu'à 50% de ces composés. Toutefois, ces margines renferment des graisses pouvant réduire la porosité et la perméabilité du sol, limitant ainsi fortement la disponibilité de l'oxygène pour la microflore aérobie et la cinétique d'humification (Colarieti, 2006).

Certains champignons ont des enzymes ligninolytiques et peuvent dégrader les lignines contenues dans les margines. La majorité des composés phénoliques éliminés sont des monomères simples, tandis que les molécules comme les tannins sont difficilement dégradées (Tsagaraki et *al.*, 2007).

II.1.2. Biodégradabilité du grignon d'olive

Le grignon d'olive renferme divers composés phénoliques tels que les polyphénols solubles dans le méthanol-eau et dans l'acétone-eau, les polyphénols attachés aux parois cellulaires, les flavonoïdes et les tanins (hydrolysables et condensés) (Zaidi, 2009).

La dégradabilité des matières azotées contenues dans le grignon est très faible. Ceci s'explique par le fait que 70 à 80% de l'azote est lié à la fraction lignocellulosique entraînant une faible solubilité de l'azote (Nefzaoui, 1991).

Le grignon d'olive est très hautement ligno-cellulosique et présente une dégradabilité très lente (Nefzaoui, 1983).

La lignine est l'un des principaux composants et la fraction la plus résistante dans les produits du compostage. Elle est étroitement associée aux fibres de cellulose et entrave la dégradation des polysaccharides (Hall, 1980). De plus, les unités aromatiques libérées lors de dégradation sont des éléments essentiels pour la biosynthèse des substances humiques (Galli et *al.*, 1997).

II.2. Valorisation des effluents d'huileries d'olive

Les recherches sont orientées sur la valorisation de ces effluents dans divers domaines tels que l'agriculture, l'industrie et la production d'énergie comme indiqué sur la figure ci-dessous qui présente les principales voies de valorisation des effluents d'huileries.

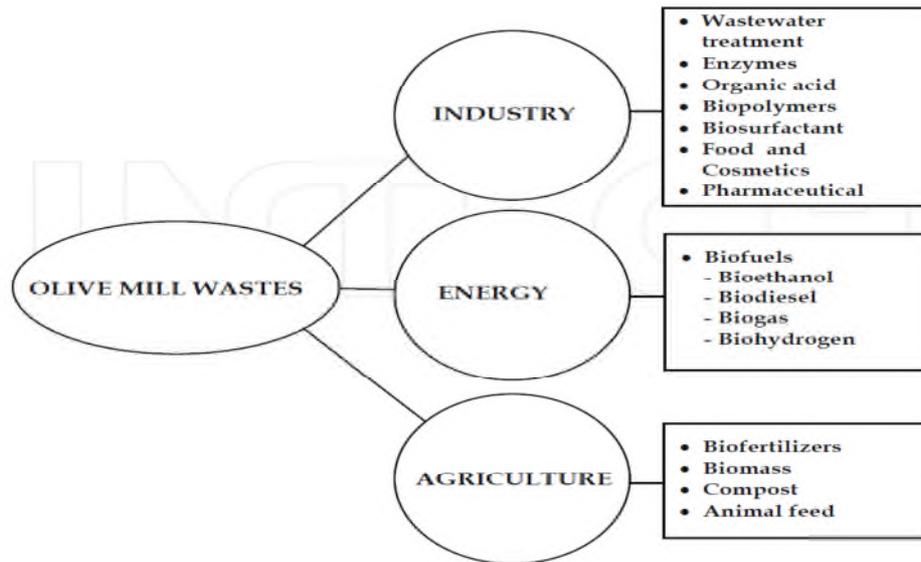


Figure 3 : Utilisations potentielles des déchets des usines d'olives dans la biotechnologie microbienne (Darvishi, 2012).

II.2.1. Epannage

L'épandage agricole des margines constitue une alternative parmi les solutions permettant de les valoriser, mais à condition que cette opération soit contrôlée et maîtrisée en respectant les doses à appliquer (Sahraoui, 2012).

Les margines contiennent une forte concentration de matière organique et certains éléments nutritifs, en particulier le potassium, qui pourrait être utilement utilisé pour améliorer les propriétés physico-chimiques et biologiques, puis la fertilité et la productivité du sol (Roig et *al.*, 2006).

Le grignon d'olive humide est un matériau organique lignocellulosique et pourrait être commodément réutilisé dans l'agriculture. L'application de grignons humides induit une amélioration générale de la fertilité du sol (Cucci et *al.*, 2008).

II.2.2. Production de composte

Des effluents d'olives traités produisent une qualité élevée de compost, caractérisé par une présence considérable de nutriments, principalement organiques, un bon niveau d'humification (degré d'humification= 78%) et l'absence de phytotoxicité (Tomati et *al.*, 1996).

Le compostage de ces effluents nécessite l'ajustement adéquat du pH, de la température, de l'humidité, de l'oxygénation et des nutriments, permettant ainsi le développement adéquat des populations microbiennes (Arvanitoyannis et kassaveti, 2007).

II.2.3. Production d'enzymes

Les grignons bruts ont été utilisés pour extraire l'huile encore présente afin de produire du savon et rendre les déchets solides plus secs (Amic et Dalmasso, 2013). De nombreuses recherches ont utilisé des margines comme substrats de croissance pour les microorganismes et ont obtenu une réduction du niveau de DCO, ainsi que la production d'enzymes (Rubia et *al.*, 2008).

Les espèces de champignons lipolytiques, telles que *Aspergillus oryzae*, *Aspergillus niger*, *Candida cylindracea*, caractérisés par leur capacité à se développer sur des margines non dilués et de produire une lipase extracellulaire (D'Annibale et *al.*, 2006).

Les margines ont également été considérées comme un substrat pour la production d'enzymes ligninolytiques extracellulaires telles que la peroxydase de lignine, la peroxydase à manganèse et laccase ont été produites par un champignon de la pourriture blanche *Phanerochaete flavido-alba* (Ruiz et *al.*, 2002).

II.2.4. Production des polymères et protéines d'organismes unicellulaires

Les margines contiennent des sucres libres, des acides organiques, des protéines et d'autres composés tels que les composés phénoliques qui pourraient servir de source de carbone pour la production de polymères, si le microorganisme choisi est capable de métaboliser ces composés (Fiorentino et *al.*, 2004).

Le champignon *Botryosphaeria rhodinaa* a été utilisé pour la production de β -glucane de margine avec un rendement de 17,2 g/l (Crognale et *al.*, 2003).

L'usage des microorganismes pour la production des protéines d'organismes unicellulaires peut être considéré comme un prétraitement pour les eaux résiduelles à charge organique élevée, permettant d'obtenir d'une part, une diminution de 50 à 70% de la charge polluante et d'autre part, une biomasse protéique qu'on peut utiliser pour l'alimentation animale (Zenjari, 2000).

I. Matériel et méthodes

I.1. Echantillonnage

Les margines et les grignons utilisés proviennent d'une unité industrielle moderne de broyage d'olives par centrifugation à trois phases, située dans la région d'Akbou (Bejaia), pendant la campagne oléicole (2016-2017). Les échantillons de margines ont été prélevés le 30/01/2017 à partir du bassin de stockage des margines et transportés dans un bidon de 5L, puis ont été conservés à l'abri de la lumière. Les grignons sont répartis en fractions de 1kg dans deux sacs en plastiques puis conservés pour usage ultérieur.

I.2. Matériel biologique

Les souches de rhizobiums utilisées dans cette étude appartiennent à la collection du laboratoire d'écologie microbienne de l'université de Bejaia. Elles ont été isolées à partir des nodules de la féverole (*Vicia faba minor* et *Vicia faba equina*).

Ces souches ont été repiquées dans des tubes inclinés contenant la gélose YMA (annexe), puis incubées à 28°C/48h en vue de leur revivification.

Les souches utilisées sont : ES8, RLV, EB1, MEK6, AM11R, UE28, EA2, UM2 et AKE1.

I.3. Préparation des échantillons

I.3.1. Préparation de la solution de margines

La préparation des margines sèches commence par la filtration pour élimination des matières solides flottantes. Les margines ont été concentrées par évaporation dans un four à 103°C jusqu'à obtention de la matière sèche (Esmail et *al.*, 2015).

A partir de la matière sèche de margines, une solution mère a été préparée en faisant dissoudre 5g de la matière sèche dans 50ml d'eau distillée. La solution obtenue est stérilisée à l'autoclave à 120°C pendant 20min.

I.3.2. Préparation de la solution de grignon

Les échantillons de grignons d'olives utilisés ont subi un séchage à l'étuve à 60 °C. Ce séchage consiste à éliminer la teneur en humidité dans le grignon afin d'avoir un meilleur transfert de matière lors du processus d'extraction et éviter le développement des moisissures. Le broyage est effectué à l'aide d'un broyeur de type IKA M20. Le broyat a été ensuite tamisé et seules les particules dont le diamètre est inférieur à 0,8 mm ont été

retenues. 5 g du broyat de pulpe des grignons d'olive ont été dissout dans 50ml d'eau distillée puis laissés macérer, sous agitation pendant 2 heures. La solution obtenue a été filtrée sur papier filtre Wattman N°1, puis stérilisée à l'autoclave à 120°C pendant 20min.

I.4.1. Recherche d'effet inhibiteur

La mise en évidence d'effet inhibiteur chez les margines et le grignon d'olive *vis-à-vis* des souches de rhizobium a été réalisée sur milieu YMA (Annexe).

I.4.1.1. Préparation des précultures et standardisation

A partir des souches conservées dans des tubes à essai contenant de la gélose YMA, des précultures sont préparées dans le milieu YMB. Après incubation à 28°C pendant 48H, une solution standard ($DO_{600}=0.1$) a été préparée par dilution de cette préculture dans de l'eau physiologique stérile.

I.4.1.2. Préparation des solutions de dilution de margines et de grignons d'olive

A partir des solutions mères de margines et de grignon préparées auparavant, une série de dilutions à progression géométrique d'ordre 2(1/2, 1/4, 1/8, 1/16, 1/32 et 1/64) a été préparée dans des tubes eppendorf.

I.4.1.3. Ensemencement et dépôt des disques

Après ensemencement par écouvillonnage des différentes boîtes contenant le milieu YMA et séchage, des disques en papier Watman stériles sont déposés sur la surface de la gélose à l'aide d'une pince stérile. 10 µl de chaque dilution correspondant aux solutions mères de margines et de grignon sont déposés sur chaque disque. Pour une meilleure diffusion des différentes solutions, les boîtes sont conservées à 4°C pendant une heure, elles sont transférées par la suite dans une étuve à 28°C pour incubation pendant 48H.

La présence d'effet inhibiteur se manifeste par l'apparition de zones claires autour des disques

I.4.2. Test de biodégradabilité des margines et du grignon

Dans le but de mettre en évidence la capacité des rhizobiums à dégrader les margines et le grignon et les utiliser comme substrat carboné, un test d'assimilation a été

réalisé sur milieu YMB modifié. Ainsi, le mannitol que contient le milieu YMB est remplacé par 1g de margine ou de grignon et l'extrait de levure est remplacé par le KNO_3 . Les milieux préparés sont répartis dans des tubes à essai à raison de 5 ml puis autoclavés à 120°C pendant 20mn.

Les milieux ainsi préparés sontensemencés avec $10\mu\text{l}$ d'une préculture dont la DO_{600} est ajustée à 0.1. Pour évaluer la capacité de ces souches à dégrader les margines et le grignon, une cinétique de croissance a été réalisée par mesure de la densité optique à des intervalles de temps réguliers (24, 48, 72, 96 et 120H).

Résultats et discussion

I. Mise en évidence d'effet inhibiteur

L'activité antimicrobienne des margines et du grignon *vis-à-vis* des rhizobiums est évaluée quantitativement par la méthode de diffusion sur gélose en mesurant les diamètres des zones d'inhibition (Tab III) et par la détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI).

Tableau III: L'effet inhibiteur des margines et du grignons d'olive *vis-à-vis* des souches des rhizobiums

Concentration (mg/disque) Souches	1/2=0.5		1/4= 0.25		1/8=0.125		1/16=0.0625		1/32=0.0313		1/64=0.0156	
	M	G	M	G	M	G	M	G	M	G	M	G
S1= UM2	15*	6	13	6	11	6	6	6	6	6	6	6
S2=AM11R	12	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6
S3=EA2	14	6	15	6	6	6	6	6	6	6	6	6
S4=MEK6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6
S5=AKE1	12	6	14	6	14	6	13	6	14	6	6	6
S6= UE28	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6
S7= ES8	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6
S8= EB1	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6	6
S9= RLV	14	6	14	6	15	6	6	6	6	6	6	6

(*) Diamètres d'inhibition en (mm) ; M= Margine, G= Grignon

Les souches S1, S2, S3, S5 et S9 ont montré une sensibilité modérée *vis-à-vis* des margines avec des diamètres des zones d'inhibition allant jusqu'à 15mm tandis que, les souches S4, S6, S7 et S8 se montrent tolérantes à toutes les concentrations testées (figure4). Il y a lieu de signaler que le grignon n'a aucun effet inhibiteur sur les rhizobiums aux concentrations testées dans cette étude.

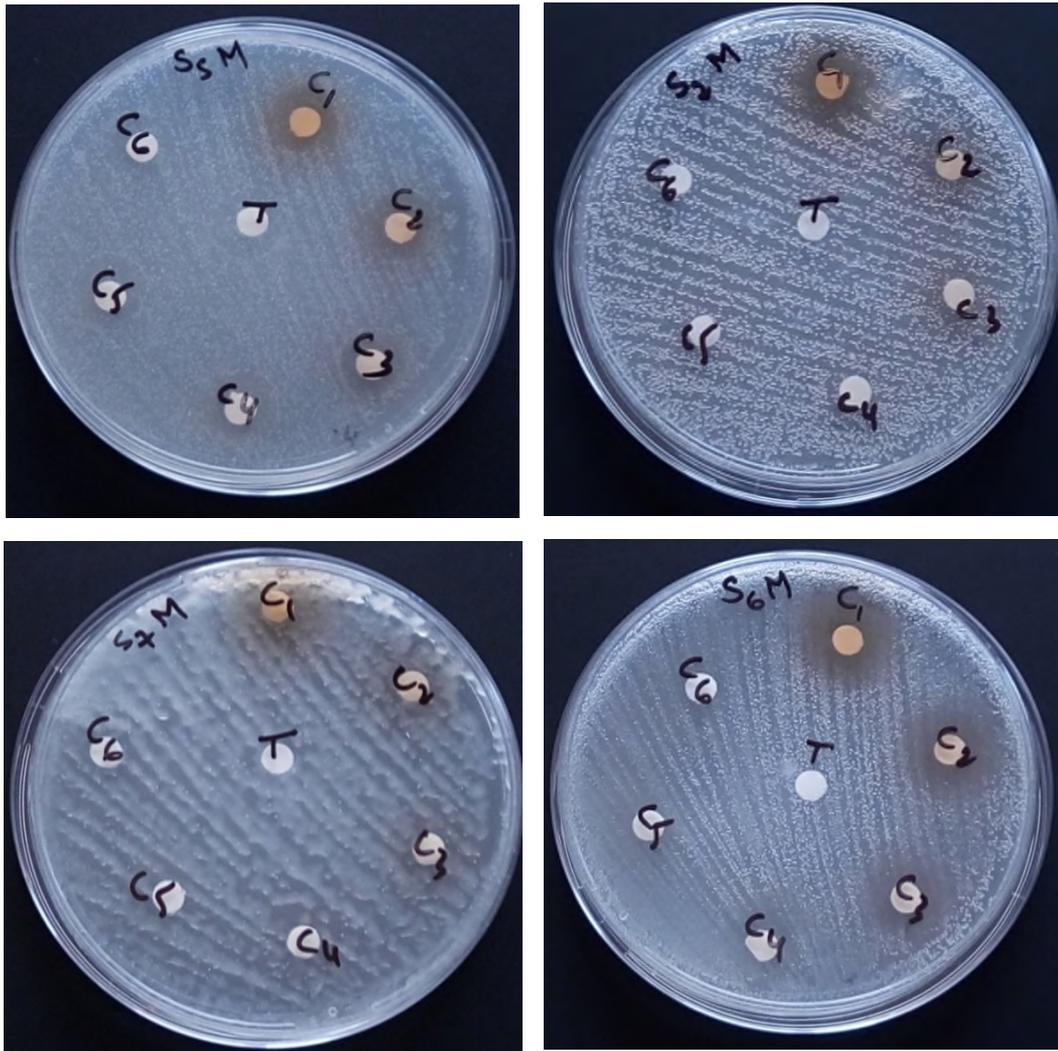


Figure 04: Photographie montrant la tolérance des rhizobiums *vis-à-vis* des différentes concentrations des margines

La détermination des concentrations minimales inhibitrices a permis de distinguer les souches S1, S3, S5 et S9 qui présentent les CMI les plus élevées dépassant 0.5 mg.

La souche S5 semble être la plus affectée par les margines, elle présente une CMI qui est supérieures à 0.0156 mg. Les souches S1 et S9 présentent une CMI de 0.0125mg avec des diamètres des zones d'inhibitions 11 et 15mm respectivement.

L'étude de l'effet antimicrobien du grignon montre que toutes les souches testées lui sont résistantes et qu'aucun effet inhibiteur n'est observé avec les différentes concentrations testées (figure 5).

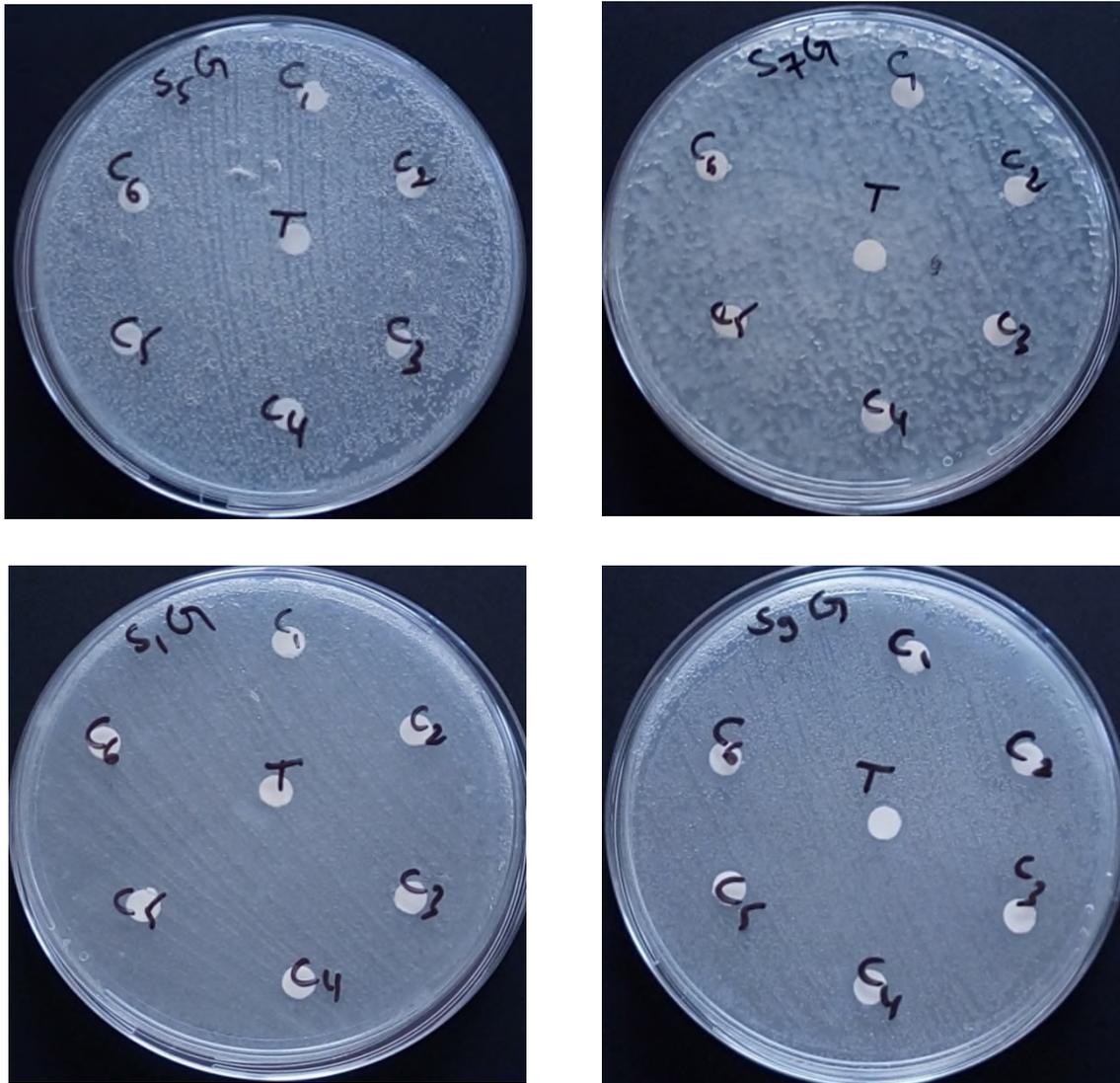


Figure 05 : Photographie montrant l'absence de l'effet inhibiteur sur les rhizobiums en présence de différentes concentrations du grignon

L'importance de l'effet observé avec les margines comparé à celui obtenu avec le grignon serait due à la prédominance, dans les margines, de substances toxiques notamment, les composés phénoliques qui leur confèrent un pouvoir antimicrobien (Ranalli, 1991 ; Capasso *et al.*, 1995).

Larif *et al.* (2015) ont montré que les microorganismes ne présentent pas la même sensibilité pour les polyphénols. Ainsi, *Proteus sp.*, *S. aureus* et *P. aeruginosa* ont montré une plus grande sensibilité à une concentration inhibitrice de 0.04 mg/ml tandis que, *E. coli*, *K. pneumoniae* et *E. fecalis* présentent une CMI équivalente à 0.02 mg/ml.

Selon Morillo *et al.* (2009), cette activité serait due à la présence de certaines classes de composés antimicrobiens ou biostatiques tels que les phénols et les lipides, les faibles valeurs de pH et la faible activité de l'eau dans le cas des grignons. Les composés phénoliques de l'huile d'olive sont les principaux déterminants des actions antimicrobiennes et phytotoxiques des margines et grignon d'olive (Bianco *et al.*, 1999). Ceux-ci, pourront participer, seuls ou en synergie avec d'autres composés, dans l'activité antibactérienne de ce résidu (González *et al.*, 1990).

Selon Saadi *et al.* (2007), les margines stimulent potentiellement l'activité microbienne et ne nuisent pas à la microflore du sol. En général l'impact des margines sur la microflore du sol peut être considéré de deux points de vue généraux: (1) enrichissement du sol avec une source du carbone facilement disponible; (2) Inhibition de certains microorganismes par ajout de margines contenant des composants inhibiteurs.

L'effet inhibiteur des margines est particulièrement prononcé contre la sporulation des bactéries du sol. Certains composés phénoliques comme le méthylcatéchol et le O-quinone inhibent la croissance des bactéries Gram-positives et Gram-négatives (Capasso *et al.*, 1995) . Selon Ranalli *et al.* (1991), les constituants des margines agissent sur les bactéries en dénaturant leurs protéines cellulaires, en abîmant leurs membranes et en affaiblissant leur tension superficielle, ce qui augmente l'activité antibactérienne.

Vaquez Rancero *et al.* (1974) ont identifié aussi un certain nombre de flavonoïdes, de phénols et de glucosides phénoliques dans les sous-produits oléicoles. Il s'agit en particulier, de l'oleuropéine qui a la propriété d'inhiber le développement de certaines bactéries dont les lactobacilles et des champignons.

Les données obtenues par Fadil *et al.* (2003), suggèrent que les margines en haute concentration avait une activité inhibitrice contre les microorganismes en raison de la présence de composés toxiques dans ces effluents tels que des tanins et des composés phénoliques simples.

II. Test de biodégradabilité des margines et du grignon

Le suivi de la croissance des différentes souches de rhizobiums sur le milieu YMB modifié montre une variabilité dans la biodégradation des margines mais pas celle du grignon (figure 6).

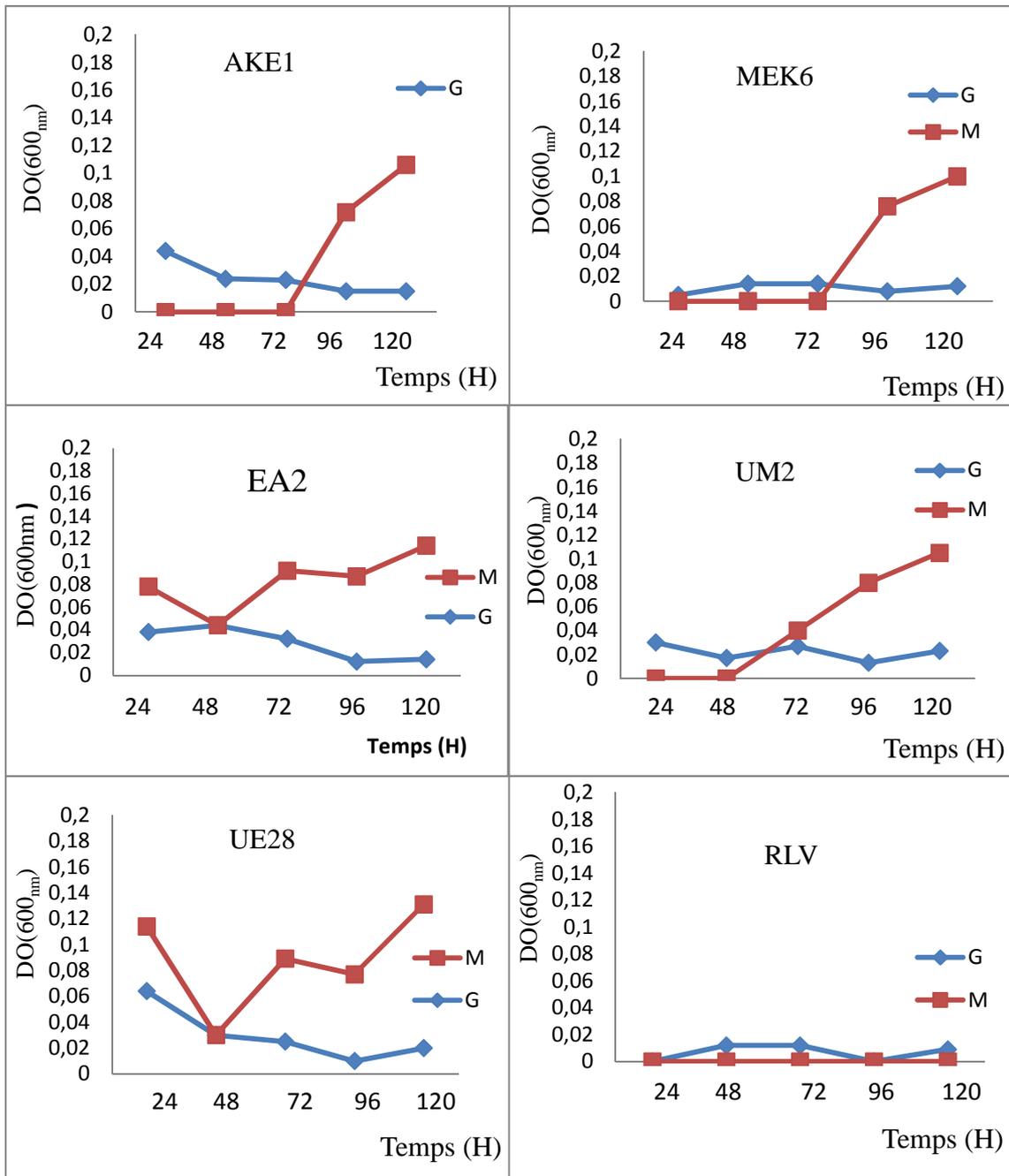


Figure 06 : Evaluation de la croissance des souches de rhizobium en fonction du temps d'incubation (M= Margine, G= Grignon)

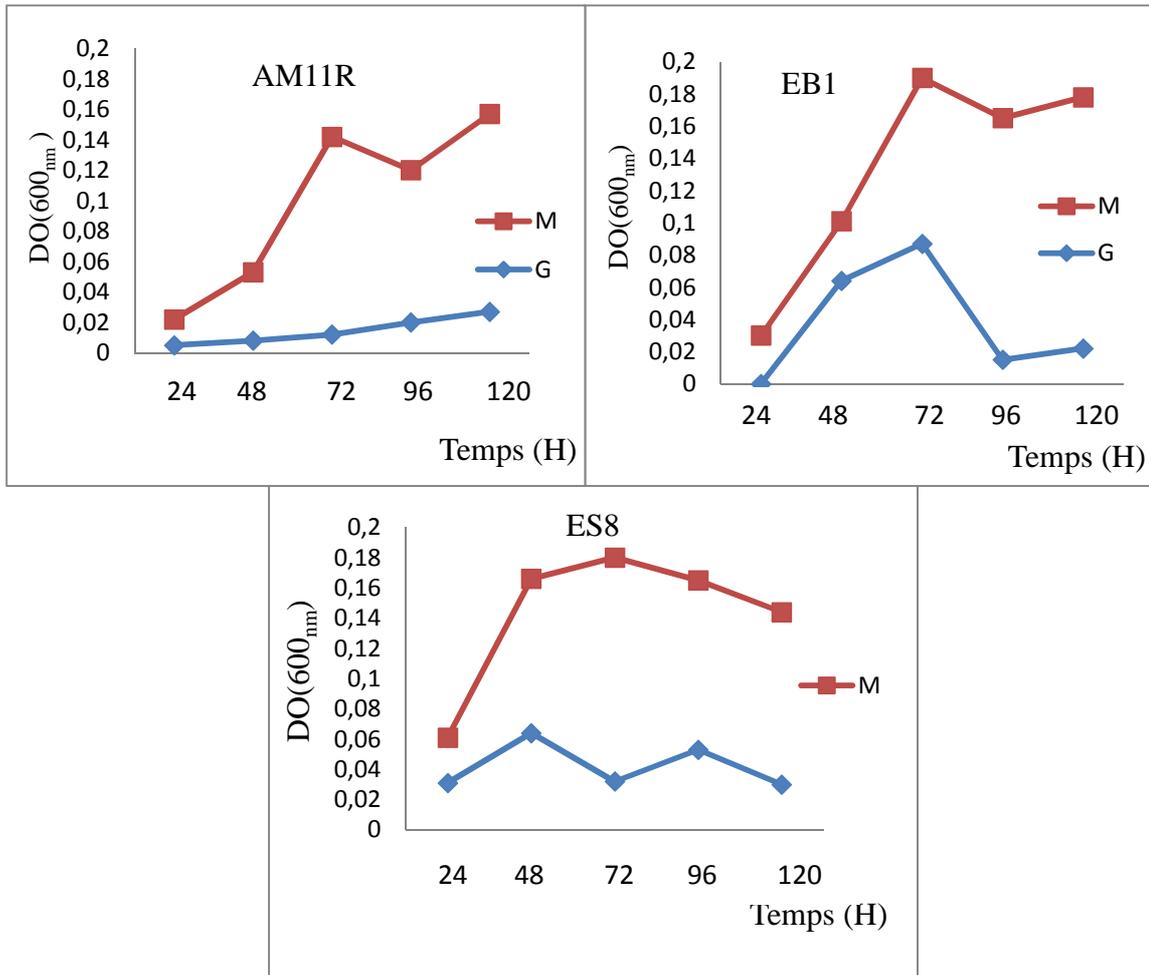


Figure 06 : Evaluation de la croissance des souches de rhizobium en fonction du temps d'incubation (M= Margine, G= Grignon) (suite).

Dans le cas des margines, on constate que les souches UM2 puis AKE1 et MEK6 présentent une phase d'adaptation de 48H et 72H respectivement. Au-delà de cette période d'adaptation, une forte augmentation de croissance est observée chez les trois souches. Ces souches ont montré les mêmes potentialités dans l'assimilation de carbone organique des margines. D'après les résultats expérimentaux de sahraoui et *al.* (2012) sur l'analyse de l'effet du phénol sur les microorganismes, il ressort que les phénols provenant des margines ont été dégradés ou réorganisés au cours du deuxième mois après l'épandage.

A l'exception de la souche RLV dont la croissance est nulle en présence des margines, l'ensemble des souches testées présente une croissance importante. Contrairement à ce qui a été observé en présence des margine, dans le cas du grignon la croissance est très faible. Cette différence dans la croissance des différentes souches en présence des margines ou du grignon serait due à la présence de plus de composés solubles et assimilables dans le margines mais pas dans le grignon.

Dans le cas des souches UE28 et EA2, une diminution progressive de la croissance a été observée sur les deux milieux à base de grignon et de margine pendant les premières 48H puis, une reprise de croissance est observée jusqu'à 120H d'incubation. Aissam, (2003) a suggéré que l'activité et la croissance des microorganismes sont probablement altérées par la présence des composés phénoliques à forte concentration (9,7 g. L⁻¹).

Yaakoubi et al. (2010) ont constaté que la faible dégradation chimique des composés phénoliques pourrait être due à une inhibition de l'activité des microorganismes du sol par le pH acide des margines.

D'après Ramos-Cormenzana et al. (1995), les propriétés physico-chimiques des margines (un pH faible et taux de C / N élevé) confèrent leur résistance à la dégradation, qui est principalement due à sa teneur élevée en composés phénoliques. Les molécules phénoliques des margines sont complexes et difficilement biodégradables. De plus, les microorganismes mettent du temps pour s'adapter à ce milieu.

Dakhli, (2017) a rapporté que l'application de margines sur le sol apporte des composés difficilement minéralisables (en particulier la lignine), proportionnellement aux doses adoptées, ce qui a accéléré le déclin de l'activité microbienne.

Les souches EB1 et ES8 apparaissent meilleures que toutes les autres souches. En effet, elles présentent une meilleure croissance sur les margines, comparée aux autres souches. Ceci est attribué aux limites des performances des microorganismes dans un milieu riche en margines (pH, salinité et polyphénols) (Dakhli, 2017).

Ramos-Cormenzana et al. (1996), ont évalué la réduction des composés phénoliques des margines par *Bacillus pumilis*, et ont obtenu une biodégradation à 50% de ces composés.

Les composés phénoliques passent sous forme de phénates et perdent une grande partie de leur pouvoir antimicrobien. Les microorganismes peuvent alors les utiliser comme nutriments carbonés et énergétiques (Borja et al., 1995).

Les margines présentent un rejet fortement pollué dont la composition est variable.

Cette variabilité dépend de plusieurs facteurs tels que :

- La variété d'olives (l'espèce et le degré de leur maturation)
- Des systèmes de culture et de la pratique de la conservation des olives
- Des conditions climatiques
- Les procédés utilisés pour l'extraction d'huile d'olive
- Le type de sol
- Conditions climatiques

D'après les résultats de Yaakoubi et *al.* (2009), ce sont les microorganismes du sol qui sont responsables de la dégradation des composés phénoliques de ces effluents.

Selon Borja et *al.* (1995), les microorganismes peuvent utiliser ces effluents comme nutriments carbonés.

Conclusion

Dans cette étude, nous avons évalué l'effet des margines et du grignon d'olive sur la croissance des rhizobiums ainsi que la capacité de ces derniers à les dégrader et les utiliser comme substrats carbonés pour leur croissance

La recherche de l'effet inhibiteur a permis de mettre en évidence la présence de substances toxiques pour ces microorganismes. Ainsi, la croissance varie en fonction de la souche considérée, de la nature du produit testé et de la concentration de ces produits.

Les margines présentent un effet inhibiteur sur la plus part des souches de rhizobiums. La souche S5 (AKE1) semble être la plus affectée par les margines, elle présente une CMI qui est supérieures à 0.0156 mg tandis que, les souches S4, S6, S7 et S8 sont les plus tolérantes et présentent des CMI supérieures à 0.5 mg. Par contre l'étude de l'effet inhibiteur du grignon d'olive montre qu'aucun effet inhibiteur n'est observé avec toutes les souches de rhizobiums testées.

D'après les résultats de test de biodégradabilité du grignon et les margines, l'évaluation de la croissance des différentes souches de rhizobiums sur des milieux YMB modifiés (grignon et margine) en fonction du temps d'incubation, montre une forte dégradation des margines et une faible dégradation des grignons chez la plupart des souches testées.

La toxicité des margines et du grignon est liée essentiellement à des composés phénoliques qui sont difficilement biodégradable. Ceci est probablement dû à leur effet inhibiteur sur les rhizobiums à des concentrations égales ou inférieures à 0.5mg. Qui ont marqué sa différence par apport au grignon qui ne présente aucun effet sur la croissance des rhizobiums à des concentrations testés.

La biodégradation des margines est très lente mais reste supérieur à celle du grignon.

En perspectives, il serait intéressant d'explorer les voies de recherches suivantes :

- Tester l'activité antimicrobienne des margines et du grignons d'olive à des concentrations plus élevés.
- Déterminer la composition physico-chimique des margines et du grignon.
- Mesurer la DBO et la DCO
- Optimiser les conditions de culture (l'agitation, l'aération, la charge de l'inoculum, la concentration en margine et grignon, ...).
- Faire le suivi de la dégradation par dosage du substrat.
- Il serait intéressant de suivre l'évolution du C/N en fonction du temps et de même le pH et CE.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

A

AISSAM H., ERRACHIDI F., MERZOUKI M., BENLEMLIH M. (2002). Identification des levures isolées des margines et étude de leur activité catalase.-Cah. Assoc. Sci. Eur. Eau Santé, 7(1), 23-30.

AISSAM H. (2003). Etude de la biodégradation des effluents des huileries (margines) et leur valorisation par production de l'enzyme tannase. Thèse de doctorat. Université Sidi Mohamed ben abdellah (Maroc), Fès, 94.

AMIC A ET DALMASSO C. (2013). Unité de valorisation complète de déchets oléicoles par lombricompostage : Production de produits à haute valeur ajoutée : lombricompost, savon, collagène et lombrics. Thèse, Université Aix-Marseille (AMU). Faculté des sciences et techniques Saint-Jérôme. p32

ANGELIDAKI I., KARAKASHEV D., BATSTONE D.J., PLUGGE C.M., STAMS A.J. (2011). Biomethanation and its potential. *Methods Enzymol.*, 494, pp. 327-351.

ANONYME (2014). Valoriser les sous-produits de l'olive et protéger l'environnement. Extrait du Portail Algérien des Energies Renouvelables. <http://portail.cder.dz/spip.php?article4282> [Consulté le 30/04/2017]

ARVANITOYANNIS I. S ET KASSAVETI A. (2007). Current and potential uses of composted olive oil waste. *International Journal of Food Science Technology*, 42:281-295

B

BALIS C., CHATZIPAVLIDIS J., FLOURI F. (1996). Olive mill waste as a substrate for nitrogen fixation. *Int : Biodeterior. Biodegrad*, 38, 169-178.

BELAID CH., KALLEL M., BOUBAKER., ELLEUCH B. (2002). Identification de nouveaux composés phénoliques présents dans les rejets liquides d'huileries d'olive (margines). *Revue Francophone D'écologie Industrielle- N° 27 - 3eme trimestre. École nationale d'ingénieurs de Sfax (Tunisie)*. p30-34

BENYAHIA N ET ZEIN K. (2003). Analyse des problèmes de l'industrie de l'huile d'olive et solution récemment développée. Contribution spéciale de sustainable business associates (Suisse), la 2ème Conférence Internationale Swiss Environmental Solutions for Emerging Countries (SESEC II), pp. 2-7

BIANCO A., MUZZALUPO I., PIPERNO A., ROMEO G., UCCELLA N. (1999). Bioactive derivatives of oleuropein from olive fruits. *J Agric Food Chem*, 47:3531–3534.

BOUCHERBA N. (2014). Valorisation des résidus agro-industriels. Polycopie de cours Université Abderrahmane Mira de Bejaia, Bejaia, p73.

BORJA R., BANKS C.J., ALBA J. (1995). A simplified method for determination of kinetic parameters to describe the aerobic biodegradation of two important phenolic constituents of olive mill wastewater treatment by a heterogeneous microbial culture. *Environ., Sci, Health*, 30(3), 607-626.

BORYA R., ALBA J., GARRIDO S.E., MARTINEZ L.M., GARCIA M.P., MONTEOLIVA M., RAMOS-CORMENZANA A. (1995). Effect of aerobic pretreatment with *Aspergillus terreus* on the anaerobic digestion of olive-mill wastewater. *Biotechnol Appl Biochem*, 22:233–246.

C

CAPASSO R., EVIDENTE A., SHIVO L., ORRU G., MARCIALIS., M.A., CRISTINZIO G. (1995). Antibacterial polyphenols from olive oil mill wastewaters. *J. Appl. Bacteriol.*, 79,393-398.

CERETI C.F., ROSSINI. F., FEDERICI. F., QUARATINO D., VASSILEV N., FENICE M. (2004). Reuse of microbially treated olive mill wastewater as fertilizer for wheat (*Triticum durum* Desf.). *Bioresource Technology*, 91,135–140.

CHOUCHENE A. (2010). Etude expérimentale et théorique de procédés de valorisation de sous-produits oléicoles par voies thermique et physico-chimique. Thèse de Doctorat de Génie Énergétique-Génie des Procédés. Université de Haute-Alsace, France, p 208.

CIAFARDINI G., ZULLO B. A., IRIDE A. (2006). Lipase production by yeasts from extra virgin olive oil. *Food Microbiology*, 23:60-67.

COI « CONSEIL OLEICOLE INTERNATIONAL ». (2014). Caractérisation des feuilles d'olivier, composition chimique d'huiles d'olive de différentes origines et traçabilité de l'huile d'olive. *OLIVÆ* N° 119, p49.

COLARIETI M.L.,TOSCANO G., GRECO JR.G. (2006). Toxicity attenuation of olive mill wastewater in soil slurries. *Environ Chem Lett*, 4: 115–118

CROGNALE S., FEDERICI F., PETRUCCIOLI M. (2003). β -Glucan production by *Botryosphaeria rhodina* on undiluted olive-mill wastewaters. *Biotechnology Letters*, 25

CUCCI G., LACOLLAG., CARANFA L. (2008). Improvement of soil properties by application of olive oil waste. *Agronomy for Sustainable Development*.28, 521–526.

D

DAKHLI R., LAMOURI R., MALLEK-MAALE J. E. (2014). Effet des Margines en condition de stress salin sur le comportement phénologiques de l'Orge (*Hordeum Vulgare*): Essai en pot (Effect of Olive mill waste water under salt stress conditions on phenological behavior of barley crop (*Hordeum vulgare*): Pot experiment).*J. Mater. Environ. Sci.* 5 (4) 1033-1038.

DAKHLI RAJA. (2017). Etude de l'effet de margines sur le comportement microbien du sol: Suivi de la minéralisation du carbone. *Algerian Journal of Natural Products*, 5:1 393-404.

D'ANNIBALE A., SERMANI G.G., FEDERICI F., PETRUCCIOLI M. (2006). Olive-mill wastewaters: a promising substrate for microbial lipase production. *Bioresource Technology*, 97 (15), 1828–1833.

DARVISHI FARSHAD. (2012). Microbial Biotechnology in Olive Oil Industry, *In :Olive Oil - Constituents, Quality, Health Properties and Bioconversions*. Ed. *Agricultural and Biological Sciences*, pp 310-330.

DE FELICE B., PONTECORVO G., CARFAGNA M. (1997). Degradation of waste waters from olive oil mills by *Yarrowia lipolytica* ATCC 20255 and *Pseudomonas putida*. *Acta Biotechnologica*, 17:231-239.

E

EL HAJJOUJI H. (2007). Evolution des caractéristiques physico-chimiques, spectroscopiques et écotoxicologiques des effluents d'huileries d'olive au cours de traitements biologique et chimique. Thèse de Doctorat en Ecologie et Agrosystèmes, L'institut National Polytechnique de Toulouse. Faculté des Sciences Écologiques, Vétérinaires, Agronomiques et Bioingénieries, p154

ELMEKAWY A., DIELS L., BERTIN L., DE WEVER H., PANT. D. (2014). Review :Potential biovalorization techniques for olive mill biorefinery wastewater. *Biofuels, Bioprod. Bioref.* 8:283–293.

EROGLU E., EROGLU I., GÜNDÜZ U., YÜCEL M. (2008). Effect of clay pretreatment on photo fermentative hydrogen production from olive mill wastewater", *Bioresource Technology*, 99, 2008, 6799-6808.

ESMAIL A., CHAHBOUN.N., MENNANE .Z., AMIYARE R., ABED H., BARRAHI M., QEBIBO A., OUHSSINE M., BERNY E.H. (2015). Étude de l'activité antimicrobienne des margines issues de Fès Boulman vis-à-vis de souches pathogènes [Study of antimicrobial activity of olive mille wastewater (OMWW) from Fez Boulman against some pathogenic strains]. *J.Mater. Environ. Sci.* 6 (3) 869-876.

F

FADIL K., CHAHLAOUI A., OUAHBI A., ZAID A., BORJA R. (2003). Aerobic biodegradation and detoxification of wastewaters from the olive oil industry. *Int. Biodet. Biodegrad.*, 51: 37-41.

FAO (2003). Stratégie et politique agricole, analyse de filière : l'olivier contraintes et potentialités. Projet « Assistance au Recensement Agricole », Liban, p 3-44.

FAO (2013). Impact environnemental et valeurs limites spécifiques de rejets des huileries HTE N° 157-158 SEP/DEC, p 55-65

FIESTAS J.A., BORJA R. (1992). Use and treatment of olive mill wastewater : current situation and prospects in Spain. *Grasas y Aceites*. 43, 101-106.

FIORENTINO A; GENTILI A; ISIDORI M; LAVORGNA M; PARRELLA. A; TEMUSSI F. (2004). Olive oil wastewater treatment using a chemical and biological approach. *J. Agric. Food Chem*, 52 (16), 5151-5154.

G

GALLI E., PASSETI L., FIORELLI F., TOMATI U. (1997). Olive-mill waste water composting: Microbiological aspect. *Waste Management and Research*. 15 (3), 323-330.

GHATTAS D. (2004). Valorisation des margines par digestion anaérobie. Mémoire de Diplôme d'Etudes Approfondies (DEA). Contrôle et gestion de qualité « application à l'agroalimentaire ». Université Libanaise (UL). p 39

GONZÁLEZ M D., MORENO E., QUEVEDO-SARMIENTO J., RAMOS-CORMENZANA A. (1990). Studies on antibacterial activity of waste-waters from olive oil mills (Alpechin): Inhibitory Activity of phenolic and Fatty acids. *Chemosphere*, Vol. 20, pp 423-432.

H

HALL P. (1980). Enzymatic transformation of lignin: Enzyme and Microbial Technology, 170-176.

HAMDI M. (1991). Nouvelle conception d'un procédé de dépollution biologique des margines, effluents liquides de l'extraction de l'huile d'olive. Thèse de doctorat, Université de Provence, 180 pp.

HORIGUCHI H., YURIMOTO H., GOH T.K., NAKAGAWA T., KATO N., SAKAI Y. (2001). Peroxisomal Catalase in the Methylotrophic Yeast *Candida boidinii*: Transport Efficiency and Metabolic Significance. *Journal of Bacteriology*, 183 (21), 6372-6383.

J

JUAREZ B. (1996). Study of the antimicrobial activity of alpechin. Tesina de Licenciatura, Université de Granada. Spain.

K

KHOUI S; ALOUI F; SAYADI, S. (2006). Treatment of olive oil mill-wastewater by combined process electro-Fenton reaction and anaerobic digestion. *Water Res.*, p 40.

L

LYNCH J.M. (1980). Effects of organic acids on the germination of seeds and growth of seedlings, *Plant Cell Environ.* 3, 255–259.

LARIF M., OUHSSINE M., SOULAYMANI A., ELMIDAOUI A. (2015). Potential effluent oil mills and antibacterial activity polyphenols against some pathogenic strains. *Res Chem Intermed*, 41(2), 1213-1225.

M

MCNAMARA CJ., ANASTASIOU CC., O'FLAHERTY V., MITCHELL R. (2008). Bioremediation of olive mill wastewater. *Int Biodeter Biodegr*, 61:127–134.

MEKKI A., DHOUIB A., SAYADI S. (2006). Olive wastewater as an ecological fertiliser. *Agronomy for Sustainable Development*, 26, 61–67.

MORENO E., PEREZ J., RAMOS-CORMENZANA A., MARTINEZ J. (1987). Antimicrobial effect of wastewaters from olive oil extraction plants selecting soil bacteria after incubation with dilute waste. *Microbios*, 51, 169-174.

MORILLO JA ,ANTIZAR-LADISLAO B., MONTEOLIVA-SANCHEZ M., RAMOS-CORMENZANA A., RUSSELL NJ. (2009). Bioremediation and biovalorisation of olive-mill wastes. *Appl Microbiol Biotechnol*, 82:25–39.

MORISOT A., TOURNIER J.P., (1986). Répercussions agronomiques de l'épandage d'effluents et déchets de moulins à huile d'olive. *Agronomie*, 6:235-241.

MUNIR J., RUSAN M., AMMAR R., ALBALASMEH A., MALKAWI. (2016). Treated Olive Mill Wastewater Effects on Soil Properties and Plant Growth. *Water Air Soil Pollut*, 227:135.

N

NEFZAOU, A. (1983). Etude de l'utilisation des sous produits de l'olivier en alimentation animal en Tunisie. *FAO Animal Production and Health Division*, Rome.

NEFZAOU A. (1984). Importance de la production oléicole et des sous-produits de l'olivier. *In* : Etude de l'utilisation des sous-produits de l'olivier en alimentation animale en Tunisie. Étude FAO production et santé animales 43, Rome.

NEFZAOUI A. (1987). Contribution à la rentabilité de l'oléiculture par la valorisation optimale des sous-produits, séminaire sur l'économie de l'olivier. Tunis, 20-22 Janvier. Science et Technique, *Olivae* n° : 19.

NEFZAOUI A. (1991). Valorisation des sous produits de l'olivier. Option méditerranéennes. Série n 16 : 101-108

NIAOUNAKIS. M., HALVADAKIS. C.P., (2006). Olive processing waste management: Literature review and patent survey, 2nded. Elsevier, Amsterdam.

O

OCHANDO-PULIDO., JAVIER MIGUEL., FRAGOSO., RITA., MACEDO., ANTÓNIA, et al. (2016). A Brief Review on Recent Processes for the Treatment of Olive Mill Effluents. *In* : Products from Olive Tree. University of Granada. Spain, 284-300.

ONFA « OBSERVATOIRE NATIONAL DES FILIERES AGRICOLES ET AGROALIMENTAIRES » (2016). Bilan de la campagne oléicole 2015/2016 « Segment huile d'olive », p 1-13.

P

PARASKEVA. P ET DIAMADOPOULOS. E. (2006). Technologies for olive mill wastewater (omw) treatment: a review. *Chem Technol Biotechnol*, 81:1475–1485

R

RAMOS-CORMENZANA A. (1986). Physical, chemical, microbiological and biochemical characteristics of vegetation water, Proc International symposium of olive by-products valorization FAO.UNDP, Sevilla (Spain), 19-40.

RAMOS-CORMENZANA A., JUAREZ-JIMENEZ B., GARCIA-PAREJA M.P. (1996). Antimicrobial activity of olive mill waste-waters (alpechin) and biotransformed olive oil mill wastewater. *Int Biodeterioration & Biodegradation* ,38, 283–290.

RAMOS-CORMENZANA A., MONTEOLIVA-SANCHEZ M., LOPEZ M. J. (1995). Bioremediation of alpechin. *Int biodeterioration & biodegradation*, 35(1-3), 249-268.

RANALLI A. (1991).The effluent from olive mills: Proposals for re-use and purification withreference to Italian legislation. *Olivae*, 37, 30-39.

ROIG A., CAYUELA ML., SÁNCHEZ-MONEDERO M.A. (2006). An overview on olive mill wastes and their valorisation methods. *Waste Manage*, 26:960–969

ROUSSOS S., PERRAUD-GAIME I., LAKHTAR H., AOUIDI F., LABROUSSE Y., BELKACEM N., MACARIE H., ARTAUD J. (2009).Valorisation biotechnologique des sous produits de l'olivier par Fermentation en Milieu Solide. Ed : Olivebioteq. Sfax (Tunisie) pp 293-299.

RUBIA T. LUCAS M, MARTINEZ J. (2008). Controversial role offungallaccases in decreasing the antibacterial effect of olive millwaste-waters. *Bioresource Technology*, vol. 99, no. 5, pp. 1018–1025.

RUIZ J. C., TERESA R., PEREZ J., LOPEZ M. J. (2002). Effect of olive oil mill wastewater on extracellular ligninolytic enzymes produced by *Phanerochaete flavido-alba*. *FEMS Microbiology Letters*, 212:41-45.

S

SAADI I., LAOR Y., RAVIV M., MEDINA S. (2007). Land spreading of olive mill wastewater: Effects on soil microbial activity and potential phytotoxicity . *Chemosphere* 66:75–83

SAHRAOUI H., JRAD A., MELLOULI H. J (2012). Epannage des margines sur les sols agricoles : impacts environnementaux Microbiologiques. *Afrique SCIENCE* 08(1) 97 – 106

SAMPERDRO I., ARANDA E., MARTIN J., GARCIA GARRIDO J.M., GARCIA ROMERO I., OCAMPO J.A. (2004). Saprobic fungi decrease plant toxicity caused by olive mill residues. *Applied Soil Ecology*, 26,149-156.

SANCOUCY R. (1984). Utilisation des sous-produits de l'olivier en alimentation animale dans le bassin Méditerranéen. Étude FAO Production et santé animale Synthèse no. 43 FAO Pub Rome.

SENESI N. (1989).Composted materiels as organic fertilizers. *Sci.Tot.Environ*, 81/82 ,521-542.

SAUVANT. D. (2011). Conférences - Les coproduits de l'olivier, déchets ou matières premières d'avenir ?.*AgroParisTech-INRA*. En ligne :

http://www.olivardeche.fr/file/conferencespdf/valorisation_coproduits_olive_D_Sauvant.pdf

S'HABOU R., ZAIRI M., BEN DHIA H. (2005). Caractérisation et impact environnementaux du stockage des eaux résiduaires d'extraction d'huile d'olive. *Environ Technol* 26:35–45

T

TAHRI-JOUTEY N., BAHAFID W., SAYEL H., EL GHACHTOULI N. (2013).Biodegradation: Involved Microorganisms and Genetically Engineered Microorganisms, *In : Biodegradation - Life of Science*. Ed. *Environmental Engineering*. pp 290-320.

TOMATI U., GALLI E., FIORELLI F., PASETTI L.(1996). fertilizers from composting of olive-mill wastewaters. *Int Biodeterioration & Biodegradation* 155-162.

TOSCANO P ET MONTEMURRO F (2012). OLIVE MILL BY-PRODUCTS MANAGEMENT. *In: Olive Germplasm - The Olive Cultivation, Table Olive and Olive Oil Industry in Italy*, Dr. : I. Muzzalupo (Eds), *Agricultural and Biological Sciences* ,pp 174-200.

TSAGARAKI E., LAZARIDES H. N., PETROTOS K. B. (2007). Olive mill wastewater treatment. *In : Utilization of By-products and Treatment of Waste in the Food Industry* Springer US. pp133-157.

γ

VAN LIER J. B. (2007). Current and future trends in anaerobic digestion: diversifying from wastewater treatment to resource oriented conversion techniques. *In: Proc. of the 11th IWA-International Conference on Anaerobic Digestion*.

VAZQUEZ-RONCERO A., GRACIANI-CONSTANTE E., VITAGLIANO M., PANTALEO V. M., PADULA M. (1975). Proceedings of the V National Symposium on Conservazione delle natura. Bari, Italy.

VLYSSIDES A, LOIZIDES M AND KARLIS P, (2004). Integrated strategic approach for reusing olive oil extraction by-products. *J Cleaner Prod* ,vol. 12 (6):603–611

VOSSSEN, P., (2013). Growing olives for oil. R. AparicioAparicio and J. Harwood (eds.). *Handbook of olive oil: Analysis and Properties* pp.19-56.

γ

YAAKOUBI A., CHAHLAOUI A., RAHMANI M ., ELYACHIOUI M., OULHOTE. Y (2009). Effet de l'épandage des margines sur la microflore du sol. *Agrosolutions*, vol. 20(1), 35-43

YAAKOUBI A., CHAHLAOUI A., ELYACHIOUI M., CHAOUCH. A. (2010). Traitement des margines à pH neutre et en conditions d'aérobic par la microflore du sol avant épandage. *Bull. Soc. Pharm. Bordeaux*. 149, 43-56

Z

ZAHARI A., TAZI A., AZZI M. (2014). Optimisation des conditions de traitement des margines par un superoxydant K₃FexMnyO₈ [Optimization of treatment conditions of Olive Oil Mill Wastewater by superoxidant K₃FexMnyO₈] *.J. Mater. Environ. Sci.*, 5 (2) 484-489.

ZAIDI F., HASSISSENE N., BOUBEKEUR N., BOUAICHE A., BOUABDELLAH M., GRONGNET J. F., YOUYOU A. (2008). Etude in vitro de facteurs limitant la valeur nutritive du grignon d'olive: effets des matières grasses et des métabolites secondaires. *Livest Res Rural Dev*, 20.

ZENJARI B., HAFIDI M., EL HADRAMI I., BAILLY J.R., NEJMEDDINE A. (1999). Traitement aérobie des effluents d'huileries par les micro-organismes du sol. *Agro chimica*. 43 Vol. 277-286.

ZENJARI I. (2000). Etude écotoxicologique des effluents liquides des huileries de la ville de Marrakech, impact sur les milieux récepteurs. Thèse de Doctorat, Faculté des Sciences, université Cadi Ayyad, Marrakech, Maroc. 149 p.

Annexe 01 : Composition des milieux de culture

Composition du milieu : Yeast-mannitol-Agar (YMA)

Mannitol.....	10g
Extrait de levure.....	0.4g
K ₂ HPO ₄	0.5g
MgSO ₄ , 7H ₂ O.....	0.2g
NaCl.....	0.1g
Agar.....	15g
H ₂ O.....	1L
Ajuster le pH à 6.8	

Composition du milieu : Yeast-mannitol-Broth (YMB)

Mannitol.....	10g
Extrait de levure.....	0.4g
K ₂ HPO ₄	0.5g
MgSO ₄ , 7H ₂ O.....	0.2g
NaCl.....	0.1g
H ₂ O.....	1L
Ajuster le pH à 6.8	

Annexe 02 : Composition des milieux de culture (YMB) modifié

YMB modifié (margine)

Margine	0.2g
KNO ₃	0.1g
K ₂ HPO ₄	0.1g
MgSO ₄ , 7H ₂ O.....	0.04g
NaCl.....	0.02g
H ₂ O.....	200ml

Ajuster le pH à 6.8

YMB modifié (Grignon)

Grignon.....	0.2g
KNO ₃	0.1g
K ₂ HPO ₄	0.1g
MgSO ₄ , 7H ₂ O.....	0.04g
NaCl	0.02g
H ₂ O.....	200ml

Ajuster le pH à 6.8

Résumé

La présente étude a fait l'objet d'évaluer l'effet des margines et du grignons d'olive sur la croissance de rhizobium et de tester leur capacité à dégrader les sous produit de l'industrie oléicole et leur utilisation comme substrat carboné. Pour ce faire, nous avons réalisé deux tests : test qui a mis en évidence l'effet inhibiteur des margines et du grignon par la détermination de la CMI pour différentes souches de rhizobium par la méthode de diffusion sur disque, le 2ème test consiste à étudier la biodégradabilité de ces effluents par l'évaluation de la croissance de différents souche de rhizobium sur des milieux YMB modifié (grignon et margine) en fonction des différent temps d'incubation.

Les résultats de cette étude ont montré que les margines ont un effet inhibiteur sur la croissance de rhizobium a des concentrations inférieures à 0.5mg, tandis que le grignon d'olive ne présente aucune effet sur la croissance des rhizobiums aux concentrations testées. La biodégradation de ces effluent est très lente et difficilement biodégradables et la potentialité de l'assimilation de la source de carbone dans les margines est supérieure à celle du grignon.

Mots clés : Margine, grignon, rhizobium, inhibition, biodégradabilité

Abstract

This study evaluated the effect of olive wastewater and olive-pomace on the growth of rhizobium and tested its ability to degrade by-products of the olive industry and their use as a carbon substrate. In order to do this, we carried out two tests: a test that showed the inhibitory effect of olive wastewater and olives by determining the MIC for different strains of rhizobium by the diffusion method on disk, the second test consists in studying The biodegradability of these effluents by evaluation the growth of different rhizobium strain on modified YMB media (olive wastewater and olive pomace) as a function of the different incubation times.

The results of this study showed that olive wastewater had an inhibitory effect on the growth of rhizobium at concentrations of less than 0.5 mg, while olive pomace had no effect on the growth of rhizobia at the concentrations tested. The biodegradation of these effluents is very slow and difficult to biodegrade and the potential for assimilation of the carbon source in olive wastewater is higher than that of the olive-pomace.

Key words: olive wastewater, olive- pomace, rhizobium, inhibition, biodegradability

Matériel et méthodes

Résultats et discussion

SYNTHESE
BIBLIOGRAPHIQUE

