

## Activité antibactérienne de quatre extraits de *Teucrium polium* L. du mont de Tessala (Algérie occidentale).

Manuscrit reçu le 12 octobre 2016 et accepté le 20 décembre 2016

### Antibacterial activity of four extracts of *Teucrium polium* L. of Tessala mount (western Algeria)

Nadjia FERTOUT-MOURI<sup>1\*</sup>, Ali LATRECHE<sup>2</sup>, Zoheir MEHDADI<sup>2</sup>, Zohra BENGHERAZ<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Laboratoire Matériaux Avancés et Physico-chimie pour l'Environnement et la Santé, faculté des sciences de la nature et de la vie, université Djillali-Liabès, BP 89, Haï Larbi Ben M'Hidi, Sidi Bel Abbès, 22000, Algérie.

<sup>2</sup> Laboratoire de biodiversité végétale : conservation et valorisation, faculté des sciences de la nature et de la vie, Université Djillali Liabès, BP 89, Haï Larbi Ben M'Hidi, Sidi Bel Abbès, 22000, Algérie.

\*e-mail : [nadjiafertout@yahoo.fr](mailto:nadjiafertout@yahoo.fr)

#### Résumé

Les plantes possèdent d'extraordinaires vertus thérapeutiques. Elles contiennent un grand nombre de molécules qui ont des intérêts multiples mis à profit dans l'industrie pharmaceutique, en alimentation, en cosmétologie et en dermopharmacie. Une grande partie des recherches actuelles porte sur l'étude de molécules antimicrobiennes et il nous a semblé donc, intéressant d'inscrire notre travail dans ce contexte de recherche. Ce travail porte sur une plante médicinale très utilisée par les populations algériennes, *Teucrium polium* L., poussant dans la région de Sidi Bel Abbès, sur le mont de Tessala

Toutes les parties aériennes sont utilisées pour l'extraction. Cette dernière, réalisée par des solvants de polarité croissante, a permis d'obtenir quatre extraits : éther diéthylique, acétate d'éthyle, n-butanol et aqueux. C'est en fait l'extrait aqueux qui représente le rendement le plus élevé, suivi de ceux des extraits n-butanolique, acétate d'éthyle et éther diéthylique.

L'activité antibactérienne des extraits de *Teucrium polium* L. sont testés sur quatre souches bactériennes pathogènes dont trois de type Gram<sup>(-)</sup> (*Escherichia coli* ATCC 25922, *Proteus mirabilis* ATCC 35659, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853) et une de type Gram<sup>(+)</sup> (*Staphylococcus aureus* ATCC 25923). Il apparaît que l'extrait n-butanolique montre la meilleure efficacité vis-à-vis des souches testées (75% de sensibilité) ; l'extrait aqueux reste le moins efficace. Par ailleurs, *Echerichia coli* exhibe une forte résistance (80%). Les concentrations moyennes inhibitrices (CMI) varient entre 06,25 et 12,50µg/ml, ce qui révélerait une inhibition très forte.

**Mots clés :** *Teucrium polium* L., solvants, activité antibactérienne, CMI

#### Abstract

The plants have extraordinary therapeutic properties. They contain a large number of molecules that have multiple interests exploited in pharmaceutical industry, in food, in cosmetics and dermopharmacy. Much of the current research focuses on the study of antimicrobial molecules and it seemed so interesting to put our work in this research context.

This work concerns a medicinal plant widely used by people, *Teucrium polium* L., growing in the region of Sidi Bel Abbas, on Tessala mount.

All aerial parts are used for extraction. The latter is done by the method of confrontation with solvents of increasing polarity afforded four samples: diethyl ether, ethyl acetate, n-butanol and aqueous. This is actually the aqueous extract which shows the highest yield, followed by those extracts n-butanol, ethyl acetate and diethyl ether.

The antibacterial activity of extracts of *Teucrium polium* L. are tested on four pathogenic bacterial strains including three type gram- (*Escherichia coli* ATCC 25922, ATCC 35659 *Proteus mirabilis*, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853) and a type of Gram+ (*Staphylococcus aureus* ATCC 25923 ). It appears that the n-butanol extract shows the improved efficiency against the strains tested (75% sensitivity); the aqueous extract remains the least effective. Furthermore, *Escherichia coli* exhibits a strong resistance (80%). The average inhibitory concentrations (MICs) vary between 06.25 and 12,50µg / ml, which would indicate very strong inhibition.

**Keywords:** *Teucrium polium* L., solvents, antibacterial activity, CMI

## 1. Introduction

L'utilisation des plantes est très ancienne et a toujours été faite de façon empirique [1]. Leurs vertus thérapeutiques ont été expérimentées depuis lors et leurs précieuses caractéristiques se sont transmises oralement de génération en génération ou consignées dans les vieux écrits.

Les propriétés antimicrobiennes des plantes aromatiques et médicinales sont connues depuis l'antiquité. Toutefois, il aura fallu attendre le début du 20ème siècle pour que les scientifiques commencent à s'y intéresser [2].

Le genre *Teucrium* appartient à la famille des *Lamiaceae* ou labiées et comprend plus de 300 espèces généralement aromatiques poussant à l'état spontané dans diverses régions du globe. Il est largement présent dans le bassin méditerranéen [3-4].

Cette famille comporte de nombreuses plantes exploitées pour les essences ou cultivées pour l'ornementation et la plupart de ces espèces sont aussi bien utilisées dans la médecine traditionnelle que dans la médecine moderne [5].

Des études réalisées à l'aide de méthodes chromatographiques ont révélé la présence de plusieurs composés dont les principaux sont les flavonoïdes, polyphénols [6], iridoïdes, tannins, huiles essentielles et alcaloïdes [7-8]. Cette richesse en métabolites secondaires lui confère des activités biologiques très importantes, notamment un effet antibactérien [9].

## 2. Matériel et méthodes

### 2.1. Matériel végétal et solvants

Pour la préparation des extraits utilisés, le matériel végétal (parties aériennes) est récolté au mois d'avril 2014 au niveau d'une station située sur le versant sud du mont de Tessala à 753 m d'altitude (X = 35°16'198", Y = 00°45'853").

L'identification botanique de l'espèce *Teucrium polium* L. a été faite par le Laboratoire de Taxonomie du Département des Sciences de l'Environnement, Université Djillali Liabès, Sidi Bel Abbès, Algérie. Un spécimen a été conservé au Laboratoire de Biodiversité Végétale.

Les parties aériennes (feuilles, fleurs, tiges) sont bien lavées, ensuite égouttées puis mises à sécher à l'ombre dans un endroit bien aéré et sec. Le matériel végétal sec est ensuite réduit en

poudre stocké dans des bocaux hermétiques pour être ultérieurement utilisée pour la préparation des extraits.

Pour réaliser les extractions, les solvants organiques utilisés sont de qualité analytique ; il s'agit du n-butanol, de l'éther diéthylique, de l'acétate d'éthyle et de l'éther de pétrole. Les deux premiers sont fournis par Sigma/Aldrich et les deux autres par BioChem.

## **2.2. Technique de préparation des extraits de *Teucrium polium***

La poudre végétale (100 g) est extraite trois fois avec du méthanol (85% et 50%) à température ambiante et à l'obscurité. Les extraits méthanoliques sont ensuite rassemblés et concentrés à pression réduite dans un évaporateur rotatif. Le volume est ensuite ajusté à 100 ml. Ce dernier est ensuite successivement extrait avec quatre solvants organiques de polarité croissante, à savoir l'éther de pétrole, l'éther diéthylique, l'acétate d'éthyle et le n-butanol et on obtient quatre extraits : l'extrait d'éther diéthylique (E.EDE), d'acétate d'éthyle (E.AE), de n-butanol (E.n-But) et la phase aqueuse restante (E.Aq). Ces phases organiques sont ensuite évaporées à sec, à l'exception de l'extrait de l'éther de pétrole qui est utilisé juste pour débarrasser la phase aqueuse initiale des substances inorganiques (chlorophylle, lipides, cires, etc...). Les extraits sont ensuite lyophilisés et conservés au réfrigérateur à 4°C pour servir aux analyses microbiologiques.

## **2.3. Calcul des rendements des extraits**

La détermination des rendements est réalisée après évaporation à sec. Les rendements sont représentés par la moyenne des trois essais  $\pm$  l'écart-type.

## **2.4. Évaluation de l'activité antibactérienne**

### **2.4.1. Souches utilisées**

Les souches utilisées dans cette étude sont des bactéries pathogènes provenant de l'ATCC (American Type Culture Collection) : trois de type Gram négatif (*Escherichia coli* ATCC 25922, *Proteus mirabilis* ATCC 35659, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853) et une de type Gram positif (*Staphylococcus aureus* ATCC 25923) toutes conservées à 5°C dans des tubes préalablement stérilisés et remplis de 10 ml de gélose nutritive inclinée.

### **2.4.2. Préparation de l'inoculum**

L'activité antibactérienne doit être réalisée sur des souches bactériennes jeunes en phase de croissance exponentielle. Pour leur réactivation, les souches sont repiquées par la méthode des stries sur gélose nutritive pré-coulée dans des boîtes de Petri puis incubée à 37°C pendant 18 à 24h.

Pour préparer l'inoculum, 3 à 5 colonies similaires bien isolées sont prélevées à l'aide d'une anse en platine puis déchargées dans de l'eau physiologique stérile. La suspension bactérienne est ensuite homogénéisée à l'aide d'un vortex et sa turbidité est ajustée à 0,5 Mc Farland, soit une densité optique égale à 0,08 à 0,10, lue à une longueur d'onde de 620 nm correspondant à  $10^8$  UFC/ml [10].

### 2.4.3. Préparation des dilutions des extraits

La solubilisation des lyophilisats obtenus est faite dans le diméthylsulfoxyde (DMSO). Ce dernier a été testé vis-à-vis de chaque type de souche bactérienne et aucune inhibition n'a été observée.

Pour la préparation des différentes concentrations d'extraits lyophilisés, 1 mg de chaque extrait (E.EDE, E.AE, E.n-But et E.Aq) est introduit dans un tube à essai stérile auquel 10 ml de DMSO sont additionnés. Les tubes sont énergétiquement agités au vortex jusqu'à ce que la solution préparée devienne homogène. Pour chacun des quatre extraits, une solution mère à 100µg/ml est obtenue. Ces solutions mères sont diluées progressivement dans le DMSO afin de préparer, pour chaque extrait, une gamme de solutions ayant des concentrations de 20, 40, 60 et 80µg/ml. Les quatre solutions issues de chaque type d'extrait ainsi que les solutions mères sont ensuite utilisées pour la détermination de leurs activités antibactériennes.

### 2.4.4. Tests microbiologiques : technique de diffusion en milieu gélosé

Le test de la sensibilité des bactéries est réalisé par la méthode de diffusion en milieu gélosé, encore appelée méthode des disques [11-12] dont le principe est inspiré de l'antibiogramme visant à tester la sensibilité des souches bactériennes par diffusion de l'extrait sur le milieu solide créant ainsi un gradient de concentrations entre le composé et le microorganisme ciblé. Dans des boîtes de Pétri stériles, 20 ml de gélose (Muller Hinton) sont coulés et laissés pendant 20 minutes. Après solidification, sur chaque milieu de culture 1 ml de suspension bactérienne de  $10^8$  UFC/ml (Unité Faisant Colonie) a été ensemencé sur toute la surface [13]. Des disques en papier Whatman N°1 stérile de 6 mm de diamètre sont imprégnés d'un volume de 5µl des concentrations croissantes (20, 40, 60, 80 et 100µg/ml) et disposés à la surface du milieu solidifié [14-15]. Les boîtes de Pétri sont ensuite incubées dans une étuve à 37°C pendant 24 à 48 h.

### 2.4.5. Expression des résultats

La détermination de l'activité antibactérienne est estimée par la mesure, à l'aide d'une règle, du diamètre (mm) de la zone d'inhibition induit par les différentes concentrations autour des disques. Chaque expérience est répétée trois fois, en même temps et au même endroit.

Les résultats sont symbolisés par des signes suivant la sensibilité des souches vis-à-vis des extraits testés : (-) : résistant ( $\emptyset < 08$  mm), (+) : Sensible ( $09 < \emptyset < 14$  mm), (++) : Très sensible ( $15 < \emptyset < 19$  mm) et (+++) : Extrêmement sensible ( $\emptyset > 20$  mm) [16].

Des essais témoins sont effectués *in vitro* pour le DMSO sur chacune des souches bactériennes utilisées.

## 2.5. Détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI)

La CMI est réalisée uniquement pour les extraits les plus actifs constatés lors des tests de sensibilité et ayant induit un diamètre de la zone d'inhibition supérieur ou égal à 15 mm choisi arbitrairement. Elle est définie comme la plus petite concentration de produit pour laquelle aucune croissance bactérienne n'est observée comparativement au témoin [17]. La CMI est déterminée par la méthode de micro-dilution en milieu gélosé rapporté par Billerbeck *et al.* et Yakhlef *et al.* [18-19]. Pour cela, une série de dilutions (50 ; 25 ; 12,5 ; 6,25 et

3,12µg/ml) à partir des solutions mères (100µg/ml) sont réalisées pour chaque extrait préparé dans le DMSO. Ainsi, 2 ml de chaque dilution sont alors incorporés à 38 ml de milieu Muller Hinton. Les mélanges sont immédiatement répartis dans deux boîtes de Pétri à raison de 20 ml par boîte. Après solidification, l'ensemencement est réalisé en surface sous forme de six dépôts de 1µl de chacune des suspensions bactériennes préparées. L'ensemble est incubé à 35°C pendant six jours et la croissance est comparée à celle du témoin réalisé sans extrait. Les résultats sont ensuite comparés à ceux donnés par les antibiotiques : Gentamycine et Colistine.

## 2.6. Analyses statistiques

Chaque test est effectué 3 fois et les résultats présentés correspondent à la moyenne  $\pm$  l'écart type.

## 3. Résultats

### 3.1. Rendements des extraits

L'extraction réalisée par les solvants organiques de polarité croissante montre que l'extrait aqueux présente le rendement le plus élevé, suivi successivement des extraits n-butanoliques, des extraits à l'acétate d'éthyle et ensuite des extraits éther diéthylique (figure 1).

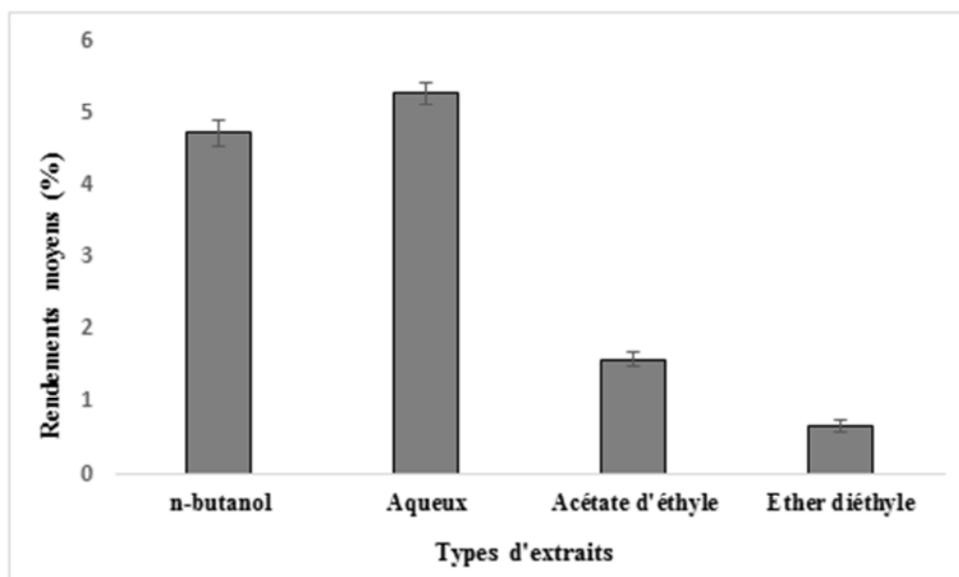


Figure 1 : Rendements moyens des extraits de *Teucrium polium* L. exprimés en %

### 3.2. Tests antibactériens

La détermination de la zone d'inhibition permet une estimation du caractère de sensibilité ou de résistance de la souche bactérienne vis-à-vis des extraits testés. L'extrait est considéré

comme bactéricide si aucune colonie n'est observée dans la zone d'inhibition. Par contre, il est dit bactériostatique quand quelques colonies sont présentes même en densité faible.

Les résultats montrent que les réponses sont très variables en fonction de la souche testée, du type d'extrait et de la concentration utilisée. Ils permettent de mentionner que : (tableau 1)

**Tableau 1.** Activité antibactérienne des extraits

Diamètre des zones d'inhibition (mm), concentrations minimales inhibitrices et sensibilité des souches bactériennes										
		<i>E. coli</i>		<i>S. aureus</i>		<i>P. aeruginosa</i>		<i>P. mirabilis</i>		
Extraits	µg/ml	D	S	D	S	D	S	D	S	DMSO
<b>E.n-But</b>	100	13,00±1,73	+	14,50±1,15	+	12,00±0,00	+	12,00±0,16	++	06,00
	80	11,50±1,15	+	13,08±0,58	+	11,50±0,35	+	11,20±1,12	+	06,00
	60	10,00±1,15	+	12,11±0,58	+	10,50±0,75	+	10,05±0,86	+	06,00
	40	08,20±0,87	-	11,20±0,72	+	09,00±1,34	+	08,00±0,98	-	06,00
	20	07,00±0,81	-	10,10±0,53	+	08,03±0,66	-	00,00	-	06,00
<b>E.AE</b>	100	00,00	-	15,50±1,23	++	13,00±0,05	+	13,00±0,00	+	06,00
	80	00,00	-	13,50±0,81	+	11,01±1,07	+	12,00±1,23	+	06,00
	60	00,00	-	11,50±1,26	+	09,10±0,89	+	00,00	-	06,00
	40	00,00	-	10,53±0,91	+	07,50±1,25	-	00,00	-	06,00
	20	00,00	-	09,50±1,21	+	07,11±1,34	-	00,00	-	06,00
<b>CMI = 06,25</b>										
<b>E.EDE</b>	100	12,50±1,15	+	14,00±0,00	+	11,51±0,58	+	12,00±1,73	+	06,00
	80	08,50±1,23	-	13,52±0,59	+	10,98±0,58	+	11,03±1,15	+	06,00
	60	07,00±0,73	-	10,47±1,29	+	09,51±1,06	+	05,00±1,53	-	06,00
	40	06,53±1,09	-	00,00	-	09,06±1,37	+	00,00	-	06,00
	20	06,13±0,79	-	00,00	-	07,50±0,87	-	00,00	-	06,00
<b>E.Aq</b>	100	08,50±2,63	-	19,51±2,03	++	14,00±0,00	+	12,25±2,64	+	06,00
	80	07,80±1,58	-	11,50±0,87	+	12,50±0,58	+	11,03±0,61	+	06,00
	60	07,01±0,58	-	08,53±1,13	+	10,52±1,53	+	09,97±0,58	+	06,00
	40	06,03±0,58	-	07,47±0,55	-	08,04±1,15	-	00,00	-	06,00
	20	00,00	-	06,51±0,58	-	07,44±1,15	-	00,00	-	06,00
<b>MIC = 12,50</b>										

**DMSO** : Contrôle négatif ; **D** : diamètre de la zone d'inhibition ; **S** : Sensibilité ; - : Résistante ; + : Sensible ; ++ : Très sensible.

- L'extrait n-butanolique (E.n-But) exprime le meilleur résultat sur *S. aureus*, avec un diamètre élevé de la zone d'inhibition (14,50±1,15) à 100µg/ml. Il possède un large spectre d'inhibition puisque son effet inhibiteur couvre aussi bien les bactéries Gram positif que celles Gram négatif.

- L'extrait acétate d'éthyle (E.AE) agit différemment sur les souches testées. Son action est variable ; elle est nulle sur *E. coli* pour toutes les concentrations testées, intermédiaire sur *P. aeruginosa* (13,00 ± 0,05) et *P. mirabilis* à 100µg/ml (13,00 ± 0,00) et intéressante sur *S. aureus* également à 100µg/ml (15,50 ± 1,23).

- L'extrait d'éther diéthylique (E.EDE) est plus efficace sur les bactéries Gram positifs, contrairement aux bactéries Gram négatif. Il exerce une action inhibitrice élevée sur *S. aureus* (14,00 ± 0,00) comparativement à celle constatée sur *E. coli* (12,50 ± 1,15), *P. aeruginosa* (11,51 ± 0,58) et *P. mirabilis* (12,00 ± 1,73) pour une concentration de 100µg/ml.

- L'extrait aqueux (E.Aq) : les résultats les plus intéressants et les plus saillants sont enregistrés sur *S. aureus* à 100µg/ml (19,51 ± 2,03). L'*E. coli* (08,50 ± 2,63) montre résistante

à toutes les concentrations utilisées, par contre *P. aeruginosa* (14,00 ± 0,00) et *P. mirabilis* (12,25 ± 2,64) s'avèrent sensibles pour les concentrations 100, 80 et 60µg/ml.

**Tableau 2.** Diamètres des zones d'inhibition en mm (moyenne ± écart-type) et sensibilité des souches microbiennes vis-à-vis des antibiotiques commercialisés.

Antibiotiques utilisés	<i>E. coli</i>		<i>S. aureus</i>		<i>P. aeruginosa</i>		<i>P. mirabilis</i>	
	D	S	D	S	D	S	D	S
Gentamycine	15,90±1,63	++	30,70±1,08	+++	15,30±2,31	++	NT	?
Colistine	NT	?	31,90±0,53	+++	23,50±1,15	+++	14,10±0,58	+

+++ : Extrêmement sensible.

L'antibiogramme (tableau 2) montre que toutes les souches bactériennes à l'exception de *P. mirabilis*, pour laquelle le test à la gentamycine n'a pas été effectué, sont très sensibles à extrêmement sensibles et dépassent, pour *S. aureus*, largement les résultats obtenus avec les autres extraits. Pour *P. mirabilis*, l'extrait d'acétate d'éthyle révèle un résultat (13,00±0,00) (voir tableau 1) qui se rapproche le plus de celui exprimé par la colistine (14,10±0,58).

**Tableau 3.** Classement des extraits selon leurs effets antibactériens et des souches microbiennes selon leurs sensibilités.

		Sensibilités									
		Résistante (-)		Sensibles (+)		Très sensibles (++)		Total sensibilité		Totaux tests	
		N	%	N	%	N	%	N	%	N	%
Types d'extraits	- n-butanol	05	25	14	70	01	05	15	75	20	100
	- Acétate d'éthyle	10	50	09	45	01	05	10	50	20	100
	- Ether diéthyle	10	50	10	50	00	00	10	50	20	100
	- aqueux	12	60	07	35	01	05	08	40	20	100
Types de souches	- <i>E. coli</i>	16	80	04	20	00	00	04	20	20	100
	- <i>S. aureus</i>	05	25	13	65	02	10	15	75	20	100
	- <i>P. aeruginosa</i>	06	30	14	70	00	00	14	70	20	100
	- <i>P. mirabilis</i>	10	50	09	45	01	05	10	50	20	100

N : nombre de tests

L'activité antibactérienne des extraits ainsi que les tests de sensibilité réalisés permettent de les classer selon leur efficacité comme suit :

- L'extrait n-butanolique se place au 1<sup>er</sup> rang avec 25 % de résistance et 75 % de sensibilité (de sensibles à très sensibles), il est le plus actif sur *S. aureus* avec un halo d'inhibition variant de 10,10 à 14,50 mm.
- Viennent en 2<sup>ème</sup> place les extraits d'acétate d'éthyle et d'éther diéthyle exhibant chacun un taux de résistance et de sensibilité de 50 %. Leur efficacité est maximale sur *S. aureus* avec des halos d'inhibition atteignant respectivement 15,50 mm et 14,00 mm.
- L'extrait aqueux montre une efficacité importante sur *S. aureus* (19,51 ± 2,03). Il accuse des taux de résistance et de sensibilité de 60 % et 40 % respectivement. Son effet antibactérien est relativement moyen sur *P. aeruginosa* (14,00±0,00) et *P. mirabilis* (12,25±2,64). Par contre, sur *E. coli*, il s'avère très peu actif enregistrant une résistance à toutes les concentrations.

Selon ces résultats et suivant la sensibilité ou la résistance des souches utilisées, ces dernières peuvent être classées comme suite (tableau 3) :

- 1- *Staphylococcus aureus* : 75% de sensibilité et 25% de résistance ;
- 2- *Pseudomonas aeruginosa* : 70% de sensibilité et 30% de résistance ;
- 3- *Proteus mirabilis* : 50% de sensibilité et 50% de résistance ;
- 4- *Echérichia coli* : 20 % de sensibilité et 80% de résistance.

#### 4. Discussion

D'une manière générale, les rendements des extraits secs varient en fonction des paramètres de l'extraction : la température, le solvant d'extraction, la taille des particules et le coefficient de diffusion du solvant. Il a été démontré que les rendements sont plus élevés pour les extraits aqueux [20] ce qui concorde avec les résultats obtenus.

Le mode d'action des extraits dépend du type de microorganismes, du type d'extrait et de sa concentration. En général, les bactéries Gram<sup>(-)</sup> sont plus résistantes que les bactéries Gram<sup>(+)</sup> et ce grâce à la structure de leur membrane externe [21]. Les bactéries Gram<sup>(-)</sup> sont dotées d'une couche de peptidoglycane coincée entre la membrane plasmique et l'assise externe composée de lipo-polysaccharides et de protéines et constituerait ainsi une barrière imperméable aux substances susceptibles d'entrer et d'empêcher la croissance des bactéries Gram<sup>(+)</sup> [22]. Pour ces dernières, la couche peptidoglycane se situe à l'extérieur et leur permet, donc, d'être plus disponibles à entrer en contact avec les composés actifs [23-24,22]. Cette variabilité d'efficacité des extraits végétaux peut dépendre, également, de leur composition chimique. Elle peut être liée à la polarité des substances bioactives ; les composés les moins polaires n'ayant, par exemple, pas de groupement hydroxyles OH sont plus actifs vis-à-vis des agents microbiens que ceux portant des groupements hydroxyles [25]. L'effet d'un extrait est probablement due à la synergie entre de nombreux composants qui, lorsqu'ils sont séparés deviennent inactifs individuellement [26].

L'activité des principes actifs serait liée aux conditions de séchage et de broyage de la plante [27] et dépend également de plusieurs facteurs dont le mode d'extraction et la concentration en principes actifs [28-29].

Pour ce qui est des CMI, celles enregistrées par les quatre extraits varient entre 6,25 et 12,50µg/ml. Cette inhibition est considérée, selon la classification d'Aligiannis *et al.* (2001) [30] comme très forte (<500µg/ml).

#### 5. Conclusion

Dans cette étude un intérêt particulier a été porté au *Teucrium polium* L. du mont de Tessala, une espèce qui est très appréciée et très utilisée par les populations en médecine traditionnelle. A travers les résultats obtenus, *Teucrium polium* L. possède des effets intéressants vis-à-vis des souches bactériennes testées. Une variabilité importante dans la réaction des différentes souches vis-à-vis des extraits est constatée ; elle est en relation avec le type d'extrait et sa concentration, le type de souches (Gram<sup>(+)</sup> et Gram<sup>(-)</sup>) et les conditions d'extraction.

Du point de vue efficacité, l'extrait n-butanolique s'avère être le plus intéressant car il possède un large spectre d'action sur l'ensemble des souches étudiées (75% d'efficacité). Elle est de moindre degré pour l'extrait aqueux (40 % d'efficacité) et intermédiaire pour les extraits à l'acétate d'éthyle et à l'éther diéthylique, qui ont un effet intermédiaire (50% d'efficacité).

Par ailleurs, l'*E. coli* exhibe la plus forte résistance (20% de sensibilité seulement), *S. aureus* et *P. aeruginosa* sont les plus sensibles (75% et 70% respectivement) et *P. mirabilis* montre un comportement intermédiaire (50% de résistance et de sensibilité).

Les valeurs des CMI montrent que l'inhibition est très forte ; elles varient de 06,25 à 12,50µg/ml.

## Références

- [1] Svoboda K, Svoboda T (2000) Secretory structures of aromatic and medicinal plants. Ed. Microscopix Publications, pp. 7-12
- [2] Yano Y, Satomi M, Oikawa H (2006) Antimicrobial effect of spices and herbs on *Vibrio parahaemolyticus*. Int J Food Microbiol 111(1): 6-11
- [3] Quézel P, Santa S (1963) Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Ed. CNRS, Paris
- [4] Jeanmonod D, Gamisans J (2007) Flora corsica. Ed. Aix-en-Provence, 921 p
- [5] Judd WS, Campbell C (2002) Botanique systématique une perspective physiologique. Ed. De Boeck Supérieur, Université s. a., Paris, pp. 84-87
- [6] Proestos, C., Sereli D., Komaitis, M. (2004) Determination of phenolic compounds in aromatic plants by RP-HPLC and GC-MS. Food Chem 95: 44-52
- [7] Shakhaneh, J., Atrouche, O. (2001) *Teucrium polium* inhibits nerve conduction and carrageenan induced inflammation in the rat skin. Turk J Med Sci 3: 15-21
- [8] Parsaee, H., Shafiee-Nick, R. (2006) Anti-Spasmodic and anti-Nociceptive effects of *Teucrium polium* aqueous extract. Iran Biomed J 10(3): 145-9
- [9] Autore G, Capasso F, De Fusco R, et al (1984) Antipyretic and antibacterial actions of *Teucrium polium* (L.). Pharmacol Res Commun 16(1): 21-29
- [10] Gachkar L, Yadegari D, Rezaei MB, et al. (2007) Chemical and biological characteristics of *Cuminum cyminum* and *Rosmarinus officinalis* essential oils. Food Chem 102(2): 898-904
- [11] Celiktas OY, Hames Kocabas EE, Bedir E, et al. (2007) Antimicrobial activities of methanol extracts and essential oils of *Rosmarinus officinalis* L., depending on location and seasonal variations. Food Chem 100(2): 553-9
- [12] Bssaibis F, Gmira N, Meziane M (2009) Activité antibactérienne de *Dittrichia viscosa* L. W. Greuter. Rev Microbiol Ind San Environ 3: 44-55
- [13] Shunying Z, Yang Y, Huaidong Y, et al. (2005) Chemical composition and antibacterial activity of the essential oils of *Chrysanthemum indicum*. J Ethnopharmacol 96(1-2): 151-8
- [14] Bekhechi C, Attik-Bekkara F, Abdelouhib DE (2008) Composition et activité antimicrobienne des huiles essentielles de *origanum glandulosum* d'Algérie. Phytotherapie 6: 153-9

- [15] Ngameni B, Kuete V, Simo IK, et al. (2009) Antibacterial and antifungal activities of the crude extract and compounds from *Dorstenia turbinata* (Moraceae). S Afr J Bot 75(2): 256–61
- [16] Ponce AG, Fritz R, Del Valle C, et al. (2003) Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. Lwt-Food Sci Technol 36(7): 679-84
- [17] Skandamis PN, Nychas GJE (2001) Effect of oregano essential oil on microbiological and physico-chemical attributes of minced meat stored in air and modified atmospheres. J Appl Microbiol 91(6): 1011-22
- [18] De Billerbeck VG, Roques C, Vanière P, et al (2002) Activité antibactérienne et antifongique de produits à base d'huiles essentielles. Hygiènes 10(3): 248-51
- [19] Yakhlef G, Laroui S, Hambaba L, et al. (2011) Évaluation de l'activité antimicrobienne de *Thymus vulgaris* et de *Laurus nobilis*, plantes utilisées en médecine traditionnelle. Phytothérapie 9: 209-18
- [20] Majhenic L, Skerget M, Knez Z (2007) Antioxidant and antimicrobial activity of guarana seed extracts. Food Chem 104(3): 1258-68
- [21] Pool EK (2001) Multidrug resistance in Gram-negative bacteria Curr Opin Microbiol 4: 500-08
- [22] Chao SC, Young DG, Oberg GJ (2000) Screening for Inhibitory Activity of Essential Oils on Selected Bacteria, Fungi and Viruses. J Essent Oil Res 12: 639-49
- [23] Leclerc H, Gaillard JL, Simonet M (1995) Microbiologie générale. La bactérie et le monde bactérien. Ed. Doin, Paris, 535 p
- [24] Raven PH, Evert RF, Eichhorn SE (2000) Biologie végétale. Ed. De Boeck Université s.a., 944 p
- [25] Chabot S, Becard G, Piche Y (1992) Life cycle of *Glomus intraradix* in root organ culture. Mycologia 84: 315-21
- [26] Sarker SD, Latif Z, Gray AI (2005) Natural products isolation. Humana Press, Totowa, pp. 1-23
- [27] Moussaid M, Elamrani AA, Berhal C, et al (2012) Comparative evaluation of phytochemical and antimicrobial activity between two plants from the *Lamiaceae* family: *Marrubium vulgare* (L.) and *Origanum majorana* (L.). Int J Nat Prod Res 1(1): 11-13
- [28] Wagner H (1993) Pharmazeutische Biologic Drogen und ihre Inhaltsstoffe. Ed. Gustav Fischer, New York, pp.163-65
- [29] Thangara JHS, Adjei O, Allen BW, et al (2000) *In-vitro* activity of ciprofloxacin, sparfloxacin, ofloxacin, amikacin and rifampicin against Ghanaian isolates of *Mycobacterium ulcerans*. J Antimicrob Agents Chemoter 45(2): 231-33
- [30] Aligiannis N, Kalpotzakis E, Mitaku S, et al (2001) Composition and antimicrobial activity of the essential oil of two *Origanum* species. J Agric Food Chem 40: 4168-70